



EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO®



TESIS

Optimización del espectro LED para el escalamiento biotecnológico de estolones y frutos de fresa (*Fragaria × ananassa*) en sistemas aeropónicos verticales en ambiente controlado.

QUE PRESENTA:

Hazel Gomez Vergara

DIRECTOR DE TESIS:

Dr. Carlos Arias Castro

CODIRECTOR DE TESIS:

Dra. Martha Alicia Rodríguez Mendiola

REVISORES:

Dr. Martin Eduardo Avila Miranda Dra. Laura Isabel Arias Rodríguez

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN AGROBIOTECNOLOGÍA

TLAJOMULCO DE ZÚÑIGA, JALISCO. JUNIO, 2026.



Educación

Secretaría de Educación Pública



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Instituto Tecnológico de Tlajomulco
Subdirección Académica
División de Estudios de Posgrado e Investigación

Tlajomulco de Zúñiga, Jal. 22/mayo/2026
No. DE OFICIO: DEPI/076/2026

Asunto: Autorización de impresión de tesis.

HAZEL GÓMEZ VERGARA (M18940197)
CANDIDATA AL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN AGROBIOTECNOLOGÍA
PRESENTE

Por este conducto, tengo el agrado de comunicarle que el Comité Tutorial asignado a su trabajo de tesis titulado **"Optimización del espectro LED para el escalamiento biotecnológico de estolones y frutos de fresa (*Fragaria* × *ananassa*) en sistemas aeropónicos verticales en ambiente controlado"**, ha informado a esta División de Estudios de Posgrado e Investigación (DEPI), que están de acuerdo con el trabajo presentado.

Por lo anterior, se le **AUTORIZA** a que proceda con la impresión definitiva de su trabajo de tesis.

Esperando que el logro del mismo sea acorde con sus aspiraciones profesionales, reciba un cordial saludo.

ATENTAMENTE

Excelencia en Educación Tecnológica
Educando para la Sociedad Actual y las Retos del Futuro



S.E.P.
TECNM
14DIT0003B
IT TLAJOMULCO

BENJAMIN HERNÁNDEZ MARQUEZ
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN
DEL TecNM CAMPUS TLAJOMULCO

Ccp.- Luz Elena Alfaro Orozco; Departamento de Servicios Escolares
Expediente
MIBR/IGL/BHM/AIRV



2026
año de
Margarita
Maza





AGRADECIMIENTOS

Quisiera darle un agradecimiento principalmente a Dios por darme salud y fuerza para sacar esta investigación y carrera adelante.

A mi mamá, Ruth Vergara, y padrastro, Marco Antonio Mendoza, por darme su completo apoyo durante mis estudios, gracias a ellos me pude enfocar completamente y disfrutar mi etapa como estudiante. Por estar siempre a mi lado durante los días más difíciles. Ellos con su cariño

A mis tres ángeles en el cielo, mi papá Francisco Gómez, mis abuelitos Elisa Sotelo y Candelario Gomez por ser ese motor en mi vida para seguir todos mis sueños.

Al Dr. Carlos Arias Castro, Dra. Martha Alicia Rodríguez Mendiola, Dr. Martín Eduardo Avila Miranda y Dra. Laura Isabela Arias Rodríguez les quiero agradecer muy profundamente por su dedicación y paciencia. Gracias por su guía y todos sus consejos, los llevaré en la memoria en mi futuro profesional.

Por último, pero no menos importante, a mis compañeros de laboratorio: Scarlet, Daniel, Ulises, y Ada. Por toda su ayuda y hermosos recuerdos.



DEDICATORIA

A mis tres ángeles en el cielo:
mi papá, Francisco Gomez Sotelo,
mi abuelita Elisa Sotelo,
y
mi abuelito, Candelario Gomez.

Índice General

RESUMEN	1
ABSTRACT	3
1. INTRODUCCIÓN	5
2. Planteamiento del problema.....	9
3. Justificación.....	9
4. Hipótesis.....	9
5. Objetivos	10
5.1. Objetivo General.....	10
5.2. Objetivos Específicos.....	10
6. MARCO TEÓRICO.....	11
6.1 Fisiología de la fresa (*Fragaria × ananassa*).....	11
6.1.1. Morfología y anatomía.....	11
6.1.2. Respuesta al fotoperiodo y temperatura	13
6.1.3. Fotosíntesis y partición de carbono.....	14
6.1.4. Propagación vegetativa mediante estolones.....	15
6.2. Sistemas de cultivo aeropónico	16
6.2.1. Principios de funcionamiento	17
6.2.2. Ventajas de la aeroponía	17
6.2.3. Desafíos y consideraciones técnicas	18
6.2.4. Aeroponía vertical para fresa	19
6.2.5. Aplicaciones en investigación y producción comercial	20
6.3 Tecnología LED en agricultura controlada.....	21
6.3.1. Espectro lumínico y fotorreceptores vegetales.....	22
6.3.2. Efectos de diferentes espectros LED en fresa	23



6.3.4. Intensidad lumínica y fotoperiodo.....	26
6.3.5. Eficiencia energética y sostenibilidad.....	27
6.4 Metabolismo de clorofilas y carbohidratos en fresa	27
6.4.1. Síntesis y función de las clorofilas.....	28
6.4.2. Carotenoides	29
6.4.5. Fotosíntesis y producción de carbohidratos	30
6.4.6. Partición y acumulación de carbohidratos	30
6.4.7. Efecto de la luz LED en el metabolismo de clorofilas y carbohidratos	31
6.5 Escalamiento biotecnológico en sistemas de producción vegetal	32
6.5.1. Micropropagación y aclimatación	32
6.5.2. Sistemas aeropónicos para aclimatación y escalamiento	33
6.5.3. Optimización de protocolos de producción.....	34
6.5.4. Consideraciones económicas y de sostenibilidad	35
7. MATERIALES Y MÉTODOS	36
7.1 Preparación y descripción de los sistemas aeropónicos	36
7.1.1. Actualización y preparación de los reactores	36
7.1.2. Descripción del Reactor 1 (R1): Floración y fructificación	36
7.1.3. Descripción del Reactor 2 (R2): Producción de estolones	37
7.2 Condiciones ambientales y diseño experimental	38
7.2.1. Configuración del cuarto de cultivo	38
7.2.2. Diseño experimental.....	38
7.3 Tratamientos de luz LED	39
7.3.1. Reactor 1 (R1): Floración y fructificación	39
7.3.2. Reactor 2 (R2): Producción de estolones.....	40
7.4 Adaptación de plantas <i>in vitro</i> a <i>ex vitro</i> y al sistema aeropónico.....	41



7.4.1. Obtención del material vegetal	41
7.4.2. Proceso de aclimatación	41
7.5 Solución nutritiva Arias-Fonseca	43
7.6 Variables de respuesta medidas.....	44
7.6.1. Mediciones fenológicas	44
7.6.1. Análisis de clorofilas y carotenoides.....	45
7.6.2. Análisis de carbohidratos por HPLC.....	47
7.7 Análisis estadístico	48
8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	50
8.1 Reactor 1: Floración y fructificación	50
8.1.1. Crecimiento vegetativo en R1	50
8.1.2. Floración y calidad de fruto en R1	55
8.1.3. Discusión de resultados en R1.....	57
8.2 Reactor 2: Producción de estolones	58
8.2.1. Crecimiento vegetativo en R2	58
8.2.2. Producción de estolones en R2	62
8.2.3. Discusión de resultados en R2.....	64
8.3 Análisis de clorofilas y carotenoides	66
8.3.1. Reactor 1: Clorofilas y carotenoides.....	66
8.3.2. Reactor 2: Clorofilas y carotenoides.....	67
8.3.3. Discusión de resultados de clorofilas y carotenoides	67
8.4 Análisis de carbohidratos por HPLC	69
8.4.1. Reactor 1: Carbohidratos	69
8.4.2. Reactor 2: Carbohidratos	69
8.4.3. Discusión de resultados de carbohidratos.....	70



8.4.4. Integración de resultados: clorofilas y carbohidratos.....	72
9. CONCLUSIONES.....	74
10. RECOMENDACIONES	78
10.1. Recomendaciones para investigación futura	78
10.2. Recomendaciones para implementación comercial.....	79
11. LITERATURA CITADA.....	81

ÍNDICE DE CUADROS

Tabla 1. Características morfológicas y fisiológicas de <i>Fragaria × ananassa</i>	12
Tabla 2. Comparación de sistemas de cultivo sin suelo para fresa	19
Tabla 3. Espectros de luz LED y sus efectos en el crecimiento vegetal	24
Tabla 4. Composición de la solución nutritiva Arias-Fonseca	43
Tabla 5. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el número de hojas en el R1.	51
Tabla 6. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la altura de planta (cm) del R1.	52
Tabla 7. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la longitud de raíz (cm) en R1.	53
Tabla 8. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el peso fresco total (g) en R1.	54
Tabla 9. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el peso fresco total (g) análisis estadístico en R1.	54
Tabla 10. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la calidad de fruto estadístico en R1.	56
Tabla 11. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el numero de hojas en el R2.	60
Tabla 12. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la altura de planta (cm) del R2.	60
Tabla 13. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la longitud de raíz (cm) en R2.	61
Tabla 14. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el peso fresco total (g) en R2.	61
Tabla 15. El efecto de tres tratamientos de luz LED en la producción de estolones análisis estadístico en R2.	63
Tabla 16. Concentración de clorofilas y carotenoides en ambos reactores (mg/g peso fresco)	67
Tabla 17. Concentración de carbohidratos por HPLC en ambos reactores (mg/g peso fresco)	70

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1. Proceso de cultivo de fresa (Fragaria × ananassa) en sus fases vegetativa y reproductiva en ambiente controlado y luz LED.....	14
Ilustración 2. Esquema de un sistema aeropónico vertical para el cultivo de fresa (Fragaria × ananassa) en ambiente controlado. Se muestran los componentes principales: Tubos de PVC, reservorio con solución nutritiva, bomba de aspersion, y lámparas LED.....	20
Ilustración 3. Espectro de absorción de pigmentos fotosintéticos (clorofila a, clorofila b y carotenoides) en relación con los tratamientos de luz LED utilizados en el experimento. Las líneas punteadas verticales indican las longitudes de onda de los diodos.....	29
Ilustración 4. El efecto de tres tratamientos de luz LED en los parámetros de crecimiento vegetativo de la fresa (Fragaria × ananassa) en el Reactor 1 (Flor y Fruto). A) Número de hojas, B) Altura de planta (cm), C) Longitud de raíz (cm), D) Peso fresco tot	50
Ilustración 5. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la calidad de fruto de cosechado en R1. A) Peso promedio por fruto (g); B) Concentración de sólidos solubles totales (°Brix).....	55
Ilustración 6. Efecto de tres tratamientos de luz LED en los indicadores de crecimiento vegetativo de plantas de fresa (Fragaria × ananassa) en el Reactor 2 (Estolones). A) Peso fresco total (g), B) Número de hojas, C) Altura de planta (cm), D) Longitud de raíz (cm).....	59
Ilustración 7. El efecto de tres tratamientos de luz LED en la Producción total acumulada de estolones de fresa (Fragaria × ananassa) A) Total de estolones producidos por tratamiento; B) Promedio de estolones por planta.....	62
Ilustración 8. El efecto de tres tratamientos de luz LED en concentración de pigmentos fotosintéticos (clorofila a, clorofila b, clorofila total y carotenoides) en hojas de fresa. A) Reactor 2 (Estolones); B) Reactor 1 (Flor y Fruto). Concentración expresada en mg/g.....	66



Ilustración 9. Perfil de carbohidratos solubles determinados por HPLC en hojas de fresa bajo diferentes espectros de luz LED. A) Reactor 1 (Flor y Fruto); B) Reactor 2 (Estolones). 69

Ilustración 10. Evolución del desarrollo vegetativo y reproductivo de plantas de fresa (*Fragaria × ananassa*) en el Reactor 1 (Flor y Fruto) durante cuatro meses de cultivo aeropónico bajo condiciones controladas. A) Mes 1: establecimiento y desarrollo del sistema radicular *primario*. B) *Mes 2: incremento de la biomasa foliar y consolidación de la arquitectura radicular*. C) *Mes 3: inicio de la etapa reproductiva con aparición de las primeras inflorescencias*. D) *Mes 4: fase de floración plena con sistema radicular altamente ramificado y vigoroso*. 73

Ilustración 11. Progresión del desarrollo vegetativo y capacidad de propagación mediante estolones en plantas de fresa (*Fragaria × ananassa*) en el Reactor 2 bajo ambiente controlado. A) Mes 1: fase de establecimiento inicial con desarrollo foliar incipiente. B) Mes 2: expansión del área foliar y fortalecimiento del sistema radicular. C) Mes 3: inicio de la emisión de estolones y elongación de pecíolos. D) Mes 4: fase de máxima actividad vegetativa con profusa formación de estolones secundarios... 74

RESUMEN

El cultivo tradicional de fresa (*Fragaria × ananassa*) enfrenta desafíos relacionados con el cambio climático, plagas del suelo y uso excesivo de agua. Esta investigación evaluó el escalamiento en laboratorio de la producción de estolones y frutos de fresa mediante dos sistemas aeropónicos vertical con iluminación LED en ambiente controlado. Se implementaron reactores aeropónicos de cuatro niveles: Reactor 1 (R1) para floración y fructificación (23°C, 90 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, fotoperiodo 12h/12h) y Reactor 2 (R2) para producción de estolones (25°C, 120 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, fotoperiodo 18h/6h). En los reactores se evaluaron tres tratamientos de luz LED. En ambos reactores se evaluaron del nivel inferior que es el tratamiento Para el R1: nivel uno luz Blanca (27:38:26), nivel dos Azul-Rojo (61:1:29) y nivel tres Azul-Verde-Rojo (42:25:24). En el R2: nivel uno luz Blanca (34:54:35), nivel dos Azul-Rojo (90:2:28) y nivel tres Azul-Verde-Rojo (50:33:40). Ambos bajo un diseño de bloques completamente al azar (DBCA). Las plantas fueron aclimatadas de condiciones *in vitro* a *ex vitro* y alimentadas con solución nutritiva Arias-Fonseca. Los parámetros evaluados en esta investigación fueron para ambos reactores número de hojas, altura de planta, longitud de raíz y peso fresco. Mediciones específicas para el R1 fueron peso de fruto y grados Brix, R2 fueron número de estolones por planta. Los resultados demostraron que el tratamiento de luz blanca fue superior en todos los parámetros evaluados. En R1, las plantas bajo luz blanca alcanzaron 21 hojas, 32.8 cm de altura, 25 cm de longitud de raíz y 67.5 g de peso fresco; los frutos presentaron peso promedio de 8.2 g y 5.85° Brix. En R2, la luz blanca produjo 18.8 hojas, 27.5 cm de altura, 18.4 cm de longitud de raíz, 134.9 g de peso fresco y 197 estolones totales (49.25 estolones/planta en promedio), con 78 estolones aptos para vivero (AVR) y 42 aptos para raíz (AR). El análisis de clorofila mostró que la luz blanca generó la mayor concentración total (0.0682 mg/g). El análisis por HPLC reveló mayor acumulación de fructosa (5.06 mg/g) y sacarosa (10.30 mg/g) bajo luz blanca. Se concluye que el sistema aeropónico vertical con luz LED blanca optimiza la producción intensiva de fresa en ambiente controlado, validando un protocolo de



escalamiento biotecnológico para la generación continua de material vegetal de alta calidad y frutos fuera de temporada.

Palabras clave: Aeroponía, *Fragaria* × *ananassa*, iluminación LED, estolones, escalamiento biotecnológico, ambiente controlado.



ABSTRACT

Traditional strawberry (*Fragaria × ananassa*) cultivation faces challenges related to climate change, soil-borne pests, and excessive water use. This research evaluated the laboratory scaling of strawberry runner and fruit production using two vertical aeroponic systems with LED lighting under controlled environment conditions. Four-tier aeroponic reactors were implemented: Reactor 1 (R1) for flowering and fruiting (23°C, 90 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, 12h/12h photoperiod) and Reactor 2 (R2) for runner production (25°C, 120 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$, 18h/6h photoperiod). Three LED light treatments were evaluated within the reactors, assessing the levels starting from the bottom tier. For R1, the treatments were: tier one, White light (27:38:26); tier two, Blue-Red (61:1:29); and tier three, Blue-Green-Red (42:25:24). For R2, the treatments were: tier one, White light (34:54:35); tier two, Blue-Red (90:2:28); and tier three, Blue-Green-Red (50:33:40). Both setups followed a randomized complete block design (RCBD). Plants were acclimated from in vitro to ex vitro conditions and supplied with Arias-Fonseca nutrient solution. The parameters evaluated in this study for both reactors were leaf number, plant height, root length, and fresh weight. Specific measurements for R1 included fruit weight and Brix degrees, while for R2, the number of runners per plant was measured. The results demonstrated that the white light treatment was superior across all evaluated parameters. In R1, plants under white light reached 21 leaves, 32.8 cm in height, 25 cm in root length, and 67.5 g in fresh weight; the fruits presented an average weight of 8.2 g and 5.85° Brix. In R2, white light produced 18.8 leaves, 27.5 cm in height, 18.4 cm in root length, 134.9 g in fresh weight, and 197 total runners (an average of 49.25 runners/plant), with 78 runners suitable for nursery (AVR) and 42 suitable for rooting (AR). Chlorophyll analysis showed that white light generated the highest total concentration (0.0682 mg/g). HPLC analysis revealed a higher accumulation of fructose (5.06 mg/g) and sucrose (10.30 mg/g) under white light. It is concluded that the vertical aeroponic system with white LED light optimizes intensive strawberry production in a controlled environment, validating a biotechnological scaling protocol for the continuous generation of high-quality plant material and out-of-season fruit.

Keywords: Aeroponics, *Fragaria × ananassa*, LED lighting, stolons, biotechnological scaling, controlled environment

1. INTRODUCCIÓN

La fresa (*Fragaria × ananassa* Duch.) es uno de los cultivos de berries más importantes a nivel mundial, con una producción global que supera los 9 millones de toneladas anuales (Guiamba et al., 2022). Su alto valor comercial se debe a sus propiedades organolépticas, contenido nutricional y versatilidad en la industria alimentaria. Sin embargo, el cultivo tradicional de fresa enfrenta múltiples desafíos que amenazan su sostenibilidad y productividad. Entre estos desafíos destacan la vulnerabilidad al cambio climático, la dependencia de condiciones estacionales, la susceptibilidad a plagas y enfermedades del suelo, y el uso excesivo de recursos hídricos (Mattner et al., 2017). Además, la propagación convencional de estolones es un proceso lento que depende de las condiciones ambientales naturales, lo que limita la disponibilidad de material vegetal de calidad durante todo el año.

En este contexto, los sistemas de cultivo sin suelo en ambientes controlados emergen como una alternativa tecnológica prometedora para superar estas limitaciones. Particularmente, la aeroponía representa uno de los sistemas más avanzados de agricultura de precisión, donde las raíces de las plantas se suspenden en el aire y reciben una nebulización periódica de solución nutritiva (Kanechi et al., 2017). Este sistema ofrece ventajas significativas sobre los métodos tradicionales, incluyendo una reducción del 90% en el consumo de agua, mayor oxigenación radicular, control preciso de la nutrición mineral, y la eliminación de patógenos del suelo (Mattner et al., 2017). Cuando se combina con una configuración vertical, la aeroponía maximiza la eficiencia espacial, permitiendo incrementar la densidad de plantas por metro cuadrado, lo cual es especialmente relevante para la producción en espacios urbanos o instalaciones de investigación con área limitada.

Paralelamente, el desarrollo de la tecnología de iluminación LED (Light Emitting Diodes) ha revolucionado la agricultura en ambientes controlados. A diferencia de las fuentes de luz tradicionales como las lámparas fluorescentes o de alta presión de sodio, los LEDs ofrecen la posibilidad de manipular con precisión el espectro lumínico, la intensidad y el fotoperiodo, permitiendo optimizar procesos fisiológicos específicos de las plantas (Lee et al., 2020). En el caso de la fresa, diversos estudios han demostrado que diferentes combinaciones espectrales de luz

LED pueden influir significativamente en el crecimiento vegetativo, la floración, la producción de estolones y la calidad del fruto (Hidaka et al., 2014; Yoshida et al., 2016; Guiamba et al., 2022). La luz azul (400-500 nm) está asociada con la regulación de la apertura estomática, la síntesis de clorofila y el desarrollo compacto de las plantas, mientras que la luz roja (600-700 nm) promueve la elongación del tallo, la floración y la acumulación de biomasa (Choi et al., 2013). La luz blanca, que contiene un espectro más amplio, puede proporcionar un balance óptimo para múltiples procesos fisiológicos simultáneamente.

A pesar de los avances individuales en aeroponía y tecnología LED, existe una notable carencia de protocolos técnicos estandarizados que integren ambas tecnologías para el escalamiento controlado de la producción de fresa, particularmente para la generación simultánea de estolones y frutos. La mayoría de los estudios se han enfocado en sistemas horizontales o en la evaluación de un solo aspecto productivo (ya sea fruto o propagación vegetativa), pero no en un sistema integrado que permita la producción intensiva de ambos productos en un ambiente vertical controlado (Ries, 2024). Esta brecha de conocimiento limita la capacidad de desarrollar biofábricas de plantas élite que puedan asegurar el suministro continuo de material vegetal sano y fruta de especialidad durante todo el año, independientemente de las condiciones climáticas externas.

El escalamiento biotecnológico en sistemas de producción vegetal implica la transición desde condiciones de laboratorio (*in vitro*) hacia sistemas de producción más grandes y eficientes (*ex vitro*), manteniendo o mejorando los parámetros de calidad y productividad (Kepenek, 2019). En el caso de la fresa, este proceso es particularmente desafiante debido a la sensibilidad de las plantas micropropagadas al estrés ambiental durante la fase de aclimatación. La transición de un ambiente *in vitro*, caracterizado por alta humedad relativa, baja intensidad lumínica y nutrición heterotrófica, hacia un ambiente *ex vitro* con condiciones más variables, requiere estrategias cuidadosas de adaptación para minimizar las pérdidas y asegurar el establecimiento exitoso de las plantas (Kepenek, 2019).

Además, la manipulación de las condiciones ambientales, particularmente la temperatura y el fotoperiodo, permite controlar la fenología de la fresa. Es bien

conocido que la fresa es una planta sensible al fotoperiodo y a la temperatura, donde días cortos y temperaturas frescas inducen la floración en variedades de día corto, mientras que días largos y temperaturas más cálidas favorecen el crecimiento vegetativo y la producción de estolones (Park et al., 2023; Tsuruyama et al., 2018). Esta característica fisiológica puede ser explotada en sistemas de cultivo controlado para dirigir el desarrollo de la planta hacia objetivos productivos específicos: un reactor puede ser optimizado para la producción de frutos mediante la inducción de floración, mientras que otro reactor puede ser configurado para maximizar la producción de estolones para propagación.

El análisis de parámetros bioquímicos como el contenido de clorofilas, carotenoides y carbohidratos proporciona información valiosa sobre el estado fisiológico de las plantas y la calidad del material vegetal producido. La clorofila es el pigmento fotosintético principal y su concentración está directamente relacionada con la capacidad fotosintética de la planta (Guiamba et al., 2022). Los carotenoides, además de su función como pigmentos accesorios en la fotosíntesis, actúan como antioxidantes y protegen el aparato fotosintético del daño por exceso de luz. Por otro lado, los carbohidratos solubles (fructosa, glucosa, sacarosa) son indicadores de la actividad metabólica y la calidad organoléptica del fruto, siendo responsables del sabor dulce característico de la fresa (Lu et al., 2024). La medición de estos compuestos mediante técnicas analíticas como la espectrofotometría UV-Visible y la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) permite evaluar objetivamente el impacto de los tratamientos de luz LED sobre la fisiología y calidad de las plantas.

Desde una perspectiva económica y de seguridad alimentaria, el desarrollo de sistemas de producción intensiva de fresa en ambientes controlados tiene implicaciones importantes. Estos sistemas permiten la producción local de fruta fresca en regiones donde las condiciones climáticas no son favorables para el cultivo tradicional, reduciendo la dependencia de importaciones y la huella de carbono asociada al transporte de larga distancia. Además, la producción en ambientes controlados elimina la necesidad de pesticidas y reduce significativamente el riesgo de contaminación por patógenos, resultando en un producto más seguro y de mayor calidad (Smith et al., 2022). Para los productores de plantas, la capacidad de generar

estolones de alta calidad de manera continua y predecible representa una ventaja competitiva significativa, permitiendo satisfacer la demanda del mercado durante todo el año.

En el contexto de la agrobiotecnología moderna, la integración de sistemas aeropónicos verticales con iluminación LED representa un ejemplo paradigmático de agricultura de precisión y producción intensiva sostenible. Este enfoque no solo maximiza la eficiencia en el uso de recursos (agua, espacio, energía), sino que también permite un control sin precedentes sobre el ambiente de crecimiento, facilitando la investigación científica sobre las respuestas fisiológicas de las plantas a diferentes estímulos ambientales. Los datos generados en estos sistemas pueden ser utilizados para desarrollar modelos predictivos y algoritmos de optimización que mejoren aún más la eficiencia productiva.

2. Planteamiento del problema

El cultivo tradicional de fresa (*Fragaria × ananassa*) es altamente vulnerable al cambio climático, plagas del suelo y el uso excesivo de agua. Además, la propagación convencional de estolones es lenta y depende de las estaciones del año. El problema central radica en la falta de protocolos técnicos para el escalamiento controlado que permitan producir simultáneamente plantas (estolones) y fruta de forma intensiva. Los sistemas horizontales actuales son ineficientes en espacio, y no se ha estandarizado cómo la luz LED y la aeroponía vertical pueden maximizar el rendimiento en ambientes cerrados fuera de temporada.

3. Justificación

Esta investigación es necesaria por tres razones clave:

1. **Eficiencia Espacial y Hídrica:** La aeroponía vertical reduce hasta un 90% el consumo de agua y multiplica la densidad de plantas por metro cuadrado, permitiendo producir en espacios reducidos o urbanos (Mattner et al., 2017; Kanechi et al., 2017).
2. **Control Fenológico:** El uso de iluminación LED permite manipular el desarrollo fenológico de la planta para acelerar su crecimiento y asegurar una producción continua de alta calidad, libre de pesticidas y patógenos del suelo (Lee et al., 2020; Guiamba et al., 2022).
3. **Valor Comercial:** Validar un modelo de escalamiento en laboratorio ofrece una solución rentable para crear biofábricas de plantas élite, asegurando el suministro de material genético sano y fruta de especialidad durante todo el año (Ries, 2024).

4. Hipótesis

El cultivo aeropónico vertical de fresa (*Fragaria × ananassa*) bajo condiciones de luz LED y temperatura controladas en laboratorio incrementa significativamente la producción de estolones y frutos, debido a una mayor eficiencia en la utilización de

recursos y un ambiente optimizado para el crecimiento vegetativo y reproductivo de la planta.

5. Objetivos

5.1. Objetivo General

Investigar y evaluar el escalamiento en laboratorio de la producción de estolones y frutas de fresa (*Fragaria* × *ananassa*) utilizando un sistema de cultivo aeropónico vertical con luz LED en un ambiente controlado.

5.2. Objetivos Específicos

1. Aclimatar plantas de fresa *in vitro* a las condiciones *ex vitro* para su integración en un sistema aeropónico vertical con luz LED.
2. Analizar el efecto de diferentes colores de luces LED en la formación y desarrollo de estolones de fresa.
3. Determinar diferentes fotoperiodos para un mejor crecimiento y producción de plantas de fresa en un sistema de cultivo aeropónico vertical.
4. Desarrollar un protocolo para la producción de estolones de fresa en sistema aeropónico vertical utilizando luz LED en ambiente controlado

6. MARCO TEÓRICO

6.1 Fisiología de la fresa (**Fragaria* × *ananassa**)

La fresa cultivada (*Fragaria* × *ananassa* Duch.) es un híbrido octaploide ($2n = 8x = 56$) que se originó en Europa durante el siglo XVIII a partir del cruzamiento natural entre *Fragaria chiloensis* y *Fragaria virginiana* (Guiamba et al., 2022). Esta especie pertenece a la familia Rosaceae y se caracteriza por su hábito de crecimiento herbáceo perenne, con una corona compacta de la cual emergen hojas trifoliadas, inflorescencias y estolones. La arquitectura de la planta de fresa es relativamente simple pero altamente eficiente para la propagación vegetativa y la producción de frutos.

6.1.1. Morfología y anatomía

La planta de fresa está compuesta por varios órganos especializados que cumplen funciones específicas en su ciclo de vida. La **corona** es el órgano central de la planta, consistente en un tallo comprimido del cual se originan las hojas, las inflorescencias y los estolones. La corona contiene las yemas axilares que, dependiendo de las condiciones ambientales, pueden diferenciarse en estructuras vegetativas (hojas, estolones) o reproductivas (inflorescencias). Las **hojas** son trifoliadas, con folíolos dentados y una superficie cubierta de tricomas que ayudan a reducir la transpiración. Las hojas son el principal órgano fotosintético y su área foliar está directamente relacionada con la capacidad productiva de la planta (Lee et al., 2020).

El **sistema radicular** de la fresa es fibroso y relativamente superficial, con la mayoría de las raíces concentradas en los primeros 20-30 cm del suelo en condiciones de campo. En sistemas aeropónicos, las raíces se desarrollan libremente en el aire y pueden alcanzar longitudes mayores debido a la ausencia de resistencia mecánica del sustrato. Las raíces aeropónicas presentan una mayor densidad de pelos radiculares y una coloración más blanca, indicativa de una mejor oxigenación y ausencia de estrés por encharcamiento (Mattner et al., 2017). Los **estolones** son tallos especializados que crecen horizontalmente desde la corona y producen plantas hijas (propagules) en los nudos. Cada estolón puede generar

múltiples plantas hijas, permitiendo una rápida multiplicación vegetativa. La producción de estolones es favorecida por días largos (más de 14 horas de luz) y temperaturas cálidas (20-25°C), mientras que días cortos y temperaturas frescas inhiben su formación y promueven la floración (Park et al., 2023).

Las **inflorescencias** de la fresa son cimas que emergen de la corona y pueden contener de 5 a 30 flores, dependiendo de la variedad y las condiciones de cultivo. Las flores son hermafroditas, con cinco pétalos blancos, numerosos estambres y un receptáculo carnoso que, tras la fecundación, se desarrolla en el fruto. El **fruto** de la fresa es técnicamente un pseudofruto o fruto agregado, donde la parte comestible es el receptáculo carnoso y los verdaderos frutos son los aquenios (semillas) distribuidos en su superficie. La calidad del fruto se evalúa mediante parámetros como el peso, el contenido de sólidos solubles totales (°Brix), la acidez, el color y la firmeza (Stuemky et al., 2020).

Tabla 1. Características morfológicas y fisiológicas de *Fragaria × ananassa*.

Característica	Descripción	Rango típico
Nivel de ploidía	Octaploide	$2n = 8x = 56$
Hábito de crecimiento	Herbáceo perenne	Roseta basal
Altura de planta	Variable según condiciones	15-40 cm
Número de hojas por planta	Depende de edad y vigor	8-25 hojas
Longitud de raíz (aeroponía)	Mayor que en sustrato	15-35 cm
Número de estolones por planta	Altamente variable	5-50+ estolones
Peso de fruto	Depende de variedad y manejo	5-25 g
Contenido de sólidos solubles	Indicador de calidad	5-12 °Brix
Temperatura óptima	Para crecimiento de	20-25°C

(vegetativo)	estolones	
Temperatura óptima (reproductivo)	Para floración y fructificación	15-23°C
Fotoperiodo para estolones	Días largos	>14 horas luz
Fotoperiodo para floración	Días cortos (variedades DC)	<12 horas luz

6.1.2. Respuesta al fotoperiodo y temperatura

La fresa es una planta cuya fenología está fuertemente influenciada por el fotoperiodo y la temperatura, dos factores ambientales que interactúan para determinar si la planta se desarrolla vegetativamente o entra en fase reproductiva. Tradicionalmente, las variedades de fresa se clasifican en tres categorías según su respuesta al fotoperiodo: variedades de día corto (DC), variedades de día neutro (DN) y variedades de día largo (DL). Las variedades de día corto, que representan la mayoría de las cultivadas comercialmente, requieren días cortos (menos de 12 horas de luz) y temperaturas frescas (10-15°C) durante varias semanas para inducir la diferenciación floral (Tsuruyama et al., 2018). Una vez que las yemas florales están diferenciadas, el aumento de la temperatura y la duración del día promueven el desarrollo y la apertura de las flores.

En contraste, las variedades de día neutro no tienen un requerimiento estricto de fotoperiodo para la floración y pueden producir flores y frutos de manera continua bajo un amplio rango de condiciones de luz, siempre que la temperatura sea favorable (Park et al., 2023). Las variedades de día largo, menos comunes en cultivo comercial, requieren días largos para florecer. La producción de estolones, por otro lado, es generalmente favorecida por días largos (más de 14 horas de luz) y temperaturas cálidas (20-25°C), condiciones que inhiben la floración en variedades de día corto (Hidaka et al., 2014). Esta respuesta diferencial al fotoperiodo y la temperatura puede ser explotada en sistemas de cultivo controlado para dirigir el desarrollo de la planta hacia objetivos productivos específicos.

A nivel molecular, la respuesta al fotoperiodo en fresa está mediada por genes homólogos a los identificados en *Arabidopsis thaliana*, incluyendo genes del reloj circadiano, fotorreceptores y genes integradores de la señal de floración. Los fotorreceptores principales incluyen los fitocromos (sensibles a la luz roja y roja lejana) y los criptocromos (sensibles a la luz azul), que perciben la calidad y duración de la luz y transmiten estas señales a las vías de regulación del desarrollo (Yoshida et al., 2016). La manipulación del espectro lumínico mediante LEDs permite modular estas vías de señalización y optimizar el desarrollo de la planta para objetivos específicos.

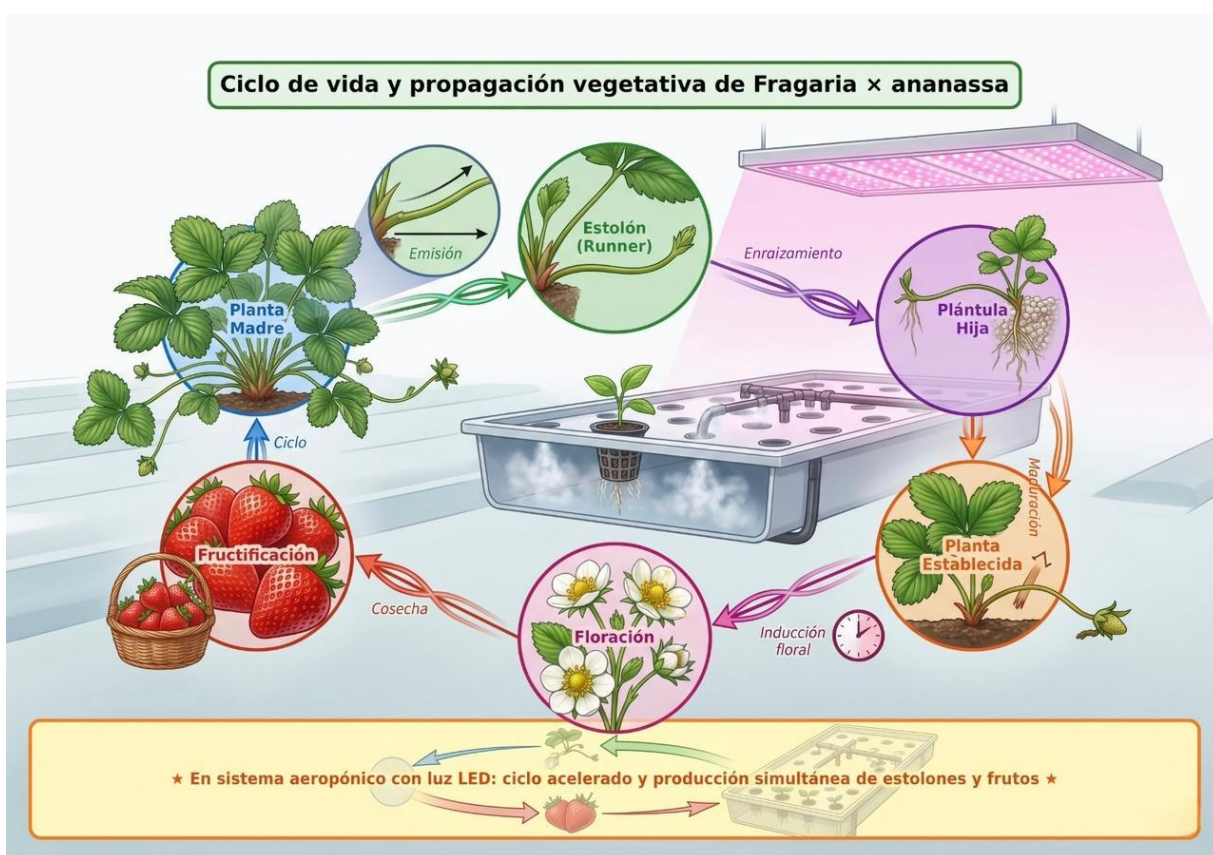


Ilustración 1. Proceso de cultivo de fresa (*Fragaria x ananassa*) en sus fases vegetativa y reproductiva en ambiente controlado y luz LED.

6.1.3. Fotosíntesis y partición de carbono

La fotosíntesis es el proceso fundamental mediante el cual las plantas convierten la energía lumínica en energía química en forma de carbohidratos. En la fresa, la tasa fotosintética está influenciada por múltiples factores, incluyendo la

intensidad y calidad de la luz, la concentración de CO_2 , la temperatura, la disponibilidad de agua y nutrientes, y el estado de desarrollo de la planta (Guiamba et al., 2022). La luz es el factor más directamente manipulable en sistemas de cultivo controlado, y diferentes espectros de luz LED pueden tener efectos diferenciales sobre la fotosíntesis.

La luz roja (600-700 nm) es absorbida eficientemente por las clorofilas y es la más efectiva para impulsar la fotosíntesis en términos de tasa de asimilación de CO_2 por unidad de energía lumínica. La luz azul (400-500 nm), aunque también es absorbida por las clorofilas, tiene un papel adicional en la regulación de la apertura estomática, lo que afecta indirectamente la fotosíntesis al modular el intercambio de CO_2 (Yoshida et al., 2016). La luz verde (500-600 nm), tradicionalmente considerada menos importante para la fotosíntesis, puede penetrar más profundamente en el dosel vegetal y contribuir a la fotosíntesis de las hojas inferiores (Avendaño-Abarca et al., 2022).

Los carbohidratos producidos por la fotosíntesis son particionados entre diferentes órganos y procesos de la planta. En la fresa, la partición de carbono está fuertemente influenciada por el estado de desarrollo y las condiciones ambientales. Durante la fase vegetativa, una mayor proporción de carbohidratos se destina al crecimiento de hojas, raíces y estolones. Durante la fase reproductiva, los frutos en desarrollo actúan como sumideros fuertes de carbohidratos, atrayendo una gran proporción de los fotoasimilados (Lu et al., 2024). La acumulación de azúcares solubles (principalmente sacarosa, glucosa y fructosa) en el fruto es responsable de su sabor dulce y es un indicador clave de calidad. El contenido de sólidos solubles totales, medido en grados Brix, es una medida indirecta de la concentración de azúcares y se utiliza ampliamente en la evaluación de la calidad del fruto.

6.1.4. Propagación vegetativa mediante estolones

La propagación vegetativa mediante estolones es el método más común para la multiplicación de la fresa en la producción comercial, ya que permite mantener las características genéticas de las variedades seleccionadas. Un estolón es un tallo especializado que crece horizontalmente desde la corona de la planta madre y

produce plantas hijas en los nudos. Cada planta hija, o propague, desarrolla su propio sistema radicular y puede ser separada de la planta madre para establecer una nueva planta independiente (Lee et al., 2020).

La producción de estolones está regulada por factores genéticos y ambientales. Como se mencionó anteriormente, días largos y temperaturas cálidas favorecen la producción de estolones, mientras que días cortos y temperaturas frescas la inhiben. Además, el estado nutricional de la planta, particularmente el suministro de nitrógeno, afecta la capacidad de producción de estolones (Jibia et al., 2024). Un suministro adecuado de nitrógeno promueve el crecimiento vegetativo vigoroso y la producción abundante de estolones, mientras que la deficiencia de nitrógeno limita el crecimiento y reduce el número de estolones.

En sistemas de producción comercial de plantas, los estolones se clasifican según su calidad y aptitud para el trasplante. Los estolones de primera generación, que se originan directamente de la planta madre, suelen ser los más vigorosos. Los estolones de segunda y tercera generación, que se originan de plantas hijas, pueden ser menos vigorosos pero aún así útiles para la propagación. La calidad de un estolón se evalúa mediante parámetros como el peso fresco, el número de hojas, la longitud de la raíz y la ausencia de síntomas de enfermedades o estrés (Durón et al., 2025).

6.2. Sistemas de cultivo aeropónico

La aeroponía es un sistema de cultivo sin suelo en el cual las raíces de las plantas se suspenden en el aire dentro de una cámara cerrada y reciben una nebulización periódica de solución nutritiva. Este sistema representa una de las formas más avanzadas de hidroponía y ofrece ventajas significativas sobre otros sistemas de cultivo sin suelo, incluyendo la hidroponía convencional (con sustrato inerte) y la hidroponía en solución (NFT, DFT, etc.). La principal ventaja de la aeroponía es la oxigenación óptima de las raíces, ya que están expuestas directamente al aire entre los ciclos de nebulización, lo que promueve un crecimiento radicular vigoroso y una mayor eficiencia en la absorción de nutrientes (Mattner et al., 2017).

6.2.1. Principios de funcionamiento

Un sistema aeropónico típico consta de varios componentes esenciales: (1) una cámara de cultivo donde se suspenden las plantas, (2) un sistema de nebulización que genera gotas finas de solución nutritiva (típicamente de 5-50 μm de diámetro), (3) un reservorio de solución nutritiva, (4) una bomba de alta presión para generar la nebulización, (5) un sistema de control que regula la frecuencia y duración de los ciclos de nebulización, y (6) un sistema de drenaje para recolectar y recircular la solución no absorbida (Kanechi et al., 2017).

La nebulización se realiza en ciclos intermitentes, típicamente con una duración de nebulización de 5-30 segundos cada 3-10 minutos, aunque estos parámetros pueden variar según la especie cultivada, el estado de desarrollo de las plantas y las condiciones ambientales. La frecuencia y duración de la nebulización deben ser suficientes para mantener las raíces húmedas y proveer nutrientes, pero no tan excesivas como para causar encharcamiento o reducir la oxigenación. El tamaño de las gotas es crítico: gotas demasiado grandes pueden causar encharcamiento, mientras que gotas demasiado finas pueden evaporarse antes de alcanzar las raíces (Mattner et al., 2017).

6.2.2. Ventajas de la aeroponía

La aeroponía ofrece múltiples ventajas sobre los sistemas de cultivo tradicionales y otros sistemas sin suelo:

5. Eficiencia hídrica: La aeroponía utiliza hasta un 90% menos agua que el cultivo en suelo y hasta un 50% menos que la hidroponía convencional, debido a la recirculación de la solución nutritiva y la reducción de pérdidas por evaporación y drenaje (Mattner et al., 2017).
6. Oxigenación radicular óptima: Las raíces están expuestas directamente al aire entre los ciclos de nebulización, lo que asegura una oxigenación máxima. Esto es particularmente importante para especies sensibles al encharcamiento, como la fresa, y promueve un crecimiento radicular vigoroso con mayor densidad de pelos radiculares (Kanechi et al., 2017).

7. Control preciso de la nutrición: La composición de la solución nutritiva puede ser ajustada con precisión y modificada rápidamente según las necesidades de la planta en diferentes etapas de desarrollo. Esto permite optimizar la nutrición mineral para objetivos productivos específicos.
8. Eliminación de patógenos del suelo: Al no utilizar sustrato sólido, se eliminan los patógenos y plagas asociados al suelo, reduciendo la necesidad de pesticidas y fungicidas. Esto resulta en un producto más limpio y seguro (Smith et al., 2022).
9. Facilidad de monitoreo y cosecha de raíces: En sistemas aeropónicos, las raíces son fácilmente accesibles para monitoreo visual y muestreo, lo que facilita la investigación sobre el desarrollo radicular. Además, en cultivos donde la raíz es el producto de interés, la cosecha es más fácil y limpia.
10. Eficiencia espacial: Cuando se combina con una configuración vertical, la aeroponía permite maximizar el número de plantas por unidad de área de piso, lo cual es especialmente valioso en instalaciones con espacio limitado o en agricultura urbana (Ries, 2024).

6.2.3. Desafíos y consideraciones técnicas

A pesar de sus ventajas, la aeroponía también presenta desafíos técnicos que deben ser considerados:

11. Dependencia de la tecnología: Los sistemas aeropónicos requieren un funcionamiento continuo y confiable de las bombas y nebulizadores. Una falla en el sistema de nebulización puede causar estrés hídrico severo en las plantas en cuestión de minutos, especialmente en condiciones de alta temperatura o baja humedad relativa.
12. Obstrucción de nebulizadores: Los nebulizadores pueden obstruirse con precipitados minerales o material orgánico, lo que reduce la eficiencia de la nebulización. Es necesario un mantenimiento regular y el uso de filtros adecuados.
13. Costo inicial: El costo de instalación de un sistema aeropónico es generalmente mayor que el de sistemas hidropónicos convencionales, debido

a la necesidad de bombas de alta presión, nebulizadores especializados y sistemas de control automatizados.

14. Manejo de la humedad: La nebulización frecuente puede aumentar la humedad relativa en la cámara de cultivo, lo que puede favorecer el desarrollo de enfermedades fúngicas si no se maneja adecuadamente la ventilación.

Tabla 2. Comparación de sistemas de cultivo sin suelo para fresa

Sistema	Consumo de agua	Oxigenación radicular	Complejidad técnica	Eficiencia espacial	Costo inicial	Riesgo de patógenos
Suelo tradicional	Alto (100%)	Baja-Media	Baja	Baja	Bajo	Alto
Sustrato (perlita, fibra de coco)	Medio (40-60%)	Media	Media	Media	Medio	Medio
Hidroponía NFT	Bajo (20-30%)	Alta	Media-Alta	Media-Alta	Medio-Alto	Bajo
Aeroponía horizontal	Muy bajo (10-15%)	Muy alta	Alta	Media	Alto	Muy bajo
Aeroponía vertical	Muy bajo (10-15%)	Muy alta	Alta	Muy alta	Alto	Muy bajo

6.2.4. Aeroponía vertical para fresa

La configuración vertical de sistemas aeropónicos es particularmente adecuada para el cultivo de fresa debido al hábito de crecimiento compacto de la planta y su sistema radicular relativamente pequeño. En un sistema aeropónico vertical, las plantas se disponen en múltiples niveles o en torres verticales, maximizando el uso del espacio vertical disponible. Esto permite incrementar significativamente la densidad de plantas por metro cuadrado de área de piso, lo cual

es especialmente valioso en instalaciones de investigación, invernaderos urbanos o sistemas de producción en interiores (Ries, 2024).

En el contexto de la producción de estolones, la configuración vertical ofrece ventajas adicionales. Los estolones pueden crecer libremente hacia abajo desde las plantas suspendidas, facilitando su identificación, monitoreo y cosecha. Además, la separación vertical entre niveles reduce la competencia por luz entre plantas y permite una distribución más uniforme de la iluminación LED (Ries, 2024).

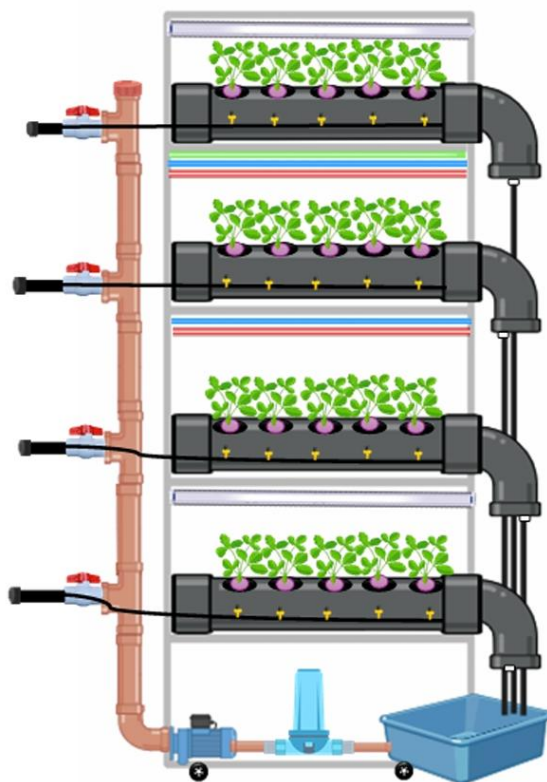


Ilustración 2. Esquema de un sistema aeropónico vertical para el cultivo de fresa (*Fragaria x ananassa*) en ambiente controlado. Se muestran los componentes principales: Tubos de PVC, reservorio con solución nutritiva, bomba de aspersión, y lámparas LED.

6.2.5. Aplicaciones en investigación y producción comercial

Los sistemas aeropónicos han sido utilizados exitosamente en la investigación sobre fisiología vegetal, nutrición mineral, interacciones planta-microorganismo y desarrollo de protocolos de producción para diversas especies. En el caso de la fresa, varios estudios han demostrado que la aeroponía puede producir plantas de

mayor calidad con sistemas radicales más desarrollados en comparación con sistemas de sustrato convencionales (Mattner et al., 2017; Kanechi et al., 2017).

En Japón, Kanechi et al. (2017) desarrollaron un sistema aeropónico con nebulización de niebla seca (dry-fog) para la producción de fresa durante el verano, una época en la que la producción tradicional es difícil debido a las altas temperaturas. El sistema permitió mantener las raíces frescas mediante la evaporación de la niebla fina, mientras que la parte aérea de las plantas se mantenía en condiciones controladas. Este enfoque resultó en una producción exitosa de frutos de alta calidad durante la temporada de verano, demostrando el potencial de la aeroponía para extender la temporada de producción.

En Australia, Mattner et al. (2017) evaluaron diferentes sistemas sin suelo, incluyendo aeroponía, para la producción de trasplantes de fresa. Los resultados mostraron que los trasplantes producidos en sistemas aeropónicos tenían sistemas radicales más vigorosos y una mayor tasa de supervivencia tras el trasplante en comparación con trasplantes producidos en sustratos convencionales. Estos hallazgos sugieren que la aeroponía es particularmente adecuada para la producción de plantas madre y estolones de alta calidad.

6.3 Tecnología LED en agricultura controlada

La iluminación artificial es un componente esencial de los sistemas de cultivo en ambientes controlados, particularmente en instalaciones de interior donde la luz natural es insuficiente o ausente. Durante décadas, las fuentes de luz tradicionales como las lámparas fluorescentes, las lámparas de vapor de mercurio y las lámparas de alta presión de sodio (HPS) han sido utilizadas en la agricultura controlada. Sin embargo, estas tecnologías tienen limitaciones significativas, incluyendo baja eficiencia energética, generación excesiva de calor, espectro lumínico fijo y vida útil limitada (Lee et al., 2020).

El desarrollo de los diodos emisores de luz (LEDs) ha revolucionado la iluminación en agricultura controlada. Los LEDs ofrecen múltiples ventajas sobre las fuentes de luz tradicionales: mayor eficiencia energética (conversión de electricidad en luz), menor generación de calor, vida útil más larga (50,000-100,000 horas),

tamaño compacto, y la capacidad de producir luz en longitudes de onda específicas (Guiamba et al., 2022). Esta última característica es particularmente valiosa, ya que permite diseñar espectros lumínicos optimizados para procesos fisiológicos específicos de las plantas.

6.3.1. Espectro lumínico y fotorreceptores vegetales

La luz es percibida por las plantas a través de varios tipos de fotorreceptores, cada uno sensible a diferentes regiones del espectro electromagnético. Los principales fotorreceptores en plantas incluyen:

15. **Clorofilas:** Los pigmentos fotosintéticos principales, clorofila a y clorofila b, absorben luz principalmente en las regiones azul (430-450 nm) y roja (640-680 nm) del espectro. La luz absorbida por las clorofilas impulsa la fotosíntesis (Guiamba et al., 2022).
16. **Carotenoides:** Pigmentos accesorios que absorben luz en la región azul-verde (400-550 nm) y transfieren la energía a las clorofilas. También tienen funciones fotoprotectoras.
17. **Fitocromos:** Fotorreceptores sensibles a la luz roja (R, ~660 nm) y roja lejana (FR, ~730 nm). Los fitocromos regulan múltiples procesos de desarrollo, incluyendo la germinación, el alargamiento del tallo, la síntesis de clorofila y la floración. Existen en dos formas interconvertibles: Pr (inactiva, absorbe luz roja) y Pfr (activa, absorbe luz roja lejana). La relación R:FR en el ambiente lumínico afecta el equilibrio entre estas formas y, por lo tanto, las respuestas de desarrollo (Yoshida et al., 2016).
18. **Criptocromos:** Fotorreceptores sensibles a la luz azul y UV-A (320-500 nm). Los criptocromos regulan la apertura estomática, la inhibición del alargamiento del hipocótilo, la síntesis de antocianinas y el ajuste del reloj circadiano (Choi et al., 2013).
19. **Fototropinas:** Fotorreceptores de luz azul que regulan el fototropismo (crecimiento direccional hacia la luz), el movimiento de cloroplastos y la apertura estomática.

La comprensión de estos fotorreceptores y sus respuestas espectrales permite diseñar espectros de luz LED optimizados para objetivos específicos. Por ejemplo, si el objetivo es maximizar la fotosíntesis, se puede utilizar una combinación de luz roja y azul que coincida con los picos de absorción de las clorofilas. Si el objetivo es promover un crecimiento compacto y prevenir el alargamiento excesivo del tallo, se puede aumentar la proporción de luz azul. Si se desea inducir la floración en especies sensibles al fotoperiodo, se puede manipular la duración del día y la relación R:FR (Hidaka et al., 2014).

6.3.2. Efectos de diferentes espectros LED en fresa

Numerosos estudios han investigado los efectos de diferentes espectros de luz LED en el crecimiento, desarrollo y producción de fresa. Los resultados varían según la variedad, las condiciones experimentales y los parámetros evaluados, pero algunos patrones generales han emergido:

Luz roja (600-700 nm): La luz roja es altamente eficiente para impulsar la fotosíntesis debido a su fuerte absorción por las clorofilas. En fresa, la luz roja promueve la acumulación de biomasa, el alargamiento del tallo y la expansión foliar. Sin embargo, la luz roja sola puede resultar en plantas con tallos elongados, hojas delgadas y menor contenido de clorofila en comparación con luz blanca o combinaciones de rojo y azul (Yoshida et al., 2016). La luz roja también puede promover la floración en algunas variedades, especialmente cuando se combina con temperaturas frescas.

Luz azul (400-500 nm): La luz azul tiene múltiples efectos en el desarrollo de la fresa. Promueve la síntesis de clorofila, resultando en hojas de color verde más oscuro. También induce un crecimiento más compacto, con entrenudos más cortos y hojas más gruesas. La luz azul estimula la apertura estomática, lo que puede aumentar la transpiración y la absorción de nutrientes. En términos de floración, la luz azul ha sido reportada como promotora de la floración en fresa, especialmente en variedades de día neutro (Yoshida et al., 2016; Choi et al., 2013). Sin embargo, la luz azul sola es menos eficiente para la fotosíntesis que la luz roja, por lo que generalmente se utiliza en combinación con luz roja.

Combinaciones rojo-azul: La mayoría de los estudios sobre iluminación LED en fresa han utilizado combinaciones de luz roja y azul, con proporciones que varían desde 1:1 hasta 9:1 (rojo:azul). Estas combinaciones buscan aprovechar los beneficios de ambos espectros: la eficiencia fotosintética de la luz roja y los efectos morfogénicos y regulatorios de la luz azul. Lee et al. (2020) encontraron que una combinación de luz blanca con un espectro balanceado fue más efectiva que combinaciones específicas de rojo-azul para la producción de trasplantes de fresa en una planta de cultivo con iluminación artificial. Los trasplantes bajo luz blanca mostraron mayor número de hojas, área foliar y producción de estolones.

Luz verde (500-600 nm): Tradicionalmente, la luz verde ha sido considerada menos importante para la fotosíntesis, ya que es menos absorbida por las clorofilas y más reflejada por las hojas (de ahí el color verde de las plantas). Sin embargo, investigaciones recientes han demostrado que la luz verde puede penetrar más profundamente en el dosel vegetal y contribuir a la fotosíntesis de las hojas inferiores. Avendaño-Abarca et al. (2022) investigaron el efecto de sustituir luz azul por luz verde en un sistema de cultivo vertical de fresa. Los resultados mostraron que la sustitución parcial de luz azul por luz verde no afectó negativamente el crecimiento y, en algunos casos, mejoró la uniformidad de la iluminación en el dosel.

Luz blanca: La luz blanca LED, que contiene un espectro amplio que incluye todas las longitudes de onda visibles, ha mostrado resultados prometedores en varios estudios. La luz blanca proporciona un balance de todos los espectros necesarios para la fotosíntesis y la regulación del desarrollo, y puede ser más efectiva que combinaciones específicas de colores en algunos casos (Lee et al., 2020). Además, la luz blanca facilita el monitoreo visual de las plantas y la detección de problemas como deficiencias nutricionales o enfermedades, lo cual es más difícil bajo luz monocromática.

Tabla 3. Espectros de luz LED y sus efectos en el crecimiento vegetal

Espectro	Rango (nm)	Fotorreceptores principales	Efectos en fresa	Aplicaciones
Azul	400-500	Criptocromos,	Síntesis de	Producción de

		Fototropinas, Clorofilas	clorofila, crecimiento compacto, apertura estomática, promoción de floración	trasplantes compactos, inducción floral
Verde	500-600	Clorofilas (débil), Fototropinas	Penetración profunda en dosel, fotosíntesis de hojas inferiores	Cultivos de alta densidad, sistemas verticales
Rojo	600-700	Clorofilas, Fitocromos	Fotosíntesis eficiente, acumulación de biomasa, elongación	Maximizar crecimiento vegetativo, producción de biomasa
Rojo lejano	700-750	Fitocromos	Elongación del tallo, regulación de floración, escape de sombra	Manipulación de arquitectura de planta
Blanco	400-700	Todos	Balance de fotosíntesis y morfogénesis, facilita monitoreo visual	Producción general, investigación

6.3.4. Intensidad lumínica y fotoperiodo

Además del espectro, la intensidad lumínica (irradiancia) y el fotoperiodo (duración del día) son parámetros críticos de la iluminación que afectan el crecimiento y desarrollo de la fresa. La intensidad lumínica se mide típicamente en términos de densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD, por sus siglas en inglés), expresada en $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Esta medida cuantifica el número de fotones en el rango de 400-700 nm (radiación fotosintéticamente activa, PAR) que inciden sobre una superficie por unidad de tiempo.

La intensidad lumínica óptima para el crecimiento de fresa varía según el estado de desarrollo de la planta y el objetivo productivo. Para la producción de trasplantes y estolones, intensidades de $100\text{-}200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ son generalmente adecuadas (Durón et al., 2025). Para la producción de frutos, intensidades más altas ($200\text{-}400 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) pueden ser beneficiosas, especialmente durante la fase de desarrollo del fruto (Yoneda et al., 2020). Intensidades demasiado bajas resultan en plantas etioladas con crecimiento débil, mientras que intensidades excesivamente altas pueden causar fotoinhibición y daño al aparato fotosintético, especialmente si las plantas no están aclimatadas.

El fotoperiodo, como se discutió anteriormente, tiene un efecto profundo en la fenología de la fresa. Días cortos (8-12 horas de luz) inducen la floración en variedades de día corto, mientras que días largos (14-18 horas de luz) promueven el crecimiento vegetativo y la producción de estolones (Hidaka et al., 2014; Park et al., 2023). En sistemas de cultivo controlado, el fotoperiodo puede ser manipulado con precisión mediante el uso de temporizadores, permitiendo dirigir el desarrollo de la planta hacia objetivos específicos. Por ejemplo, un fotoperiodo de 18 horas de luz puede ser utilizado para maximizar la producción de estolones, mientras que un fotoperiodo de 12 horas puede ser utilizado para inducir la floración y la producción de frutos.

La interacción entre intensidad lumínica y fotoperiodo también es importante. La integral de luz diaria (DLI, por sus siglas en inglés), que es el producto de la intensidad lumínica y la duración del día, representa la cantidad total de luz recibida por la planta en un día. Para un DLI dado, se puede utilizar una intensidad alta con

un fotoperiodo corto, o una intensidad baja con un fotoperiodo largo. Sin embargo, estos dos escenarios pueden tener efectos diferentes en el desarrollo de la planta debido a las respuestas específicas al fotoperiodo mediadas por los fitocromos y el reloj circadiano (Park et al., 2023).

6.3.5. Eficiencia energética y sostenibilidad

Una de las ventajas más significativas de la tecnología LED es su alta eficiencia energética en comparación con las fuentes de luz tradicionales. Los LEDs modernos pueden convertir hasta el 50-60% de la energía eléctrica en luz, mientras que las lámparas fluorescentes convierten solo el 20-30% y las lámparas HPS el 30-40%. Esta mayor eficiencia se traduce en menores costos de electricidad y una menor huella de carbono, lo cual es especialmente importante en sistemas de cultivo en interior que dependen completamente de iluminación artificial (Lee et al., 2020).

Además, los LEDs generan menos calor que las fuentes de luz tradicionales, lo que reduce la necesidad de enfriamiento en las instalaciones de cultivo. Esto es particularmente ventajoso en sistemas de cultivo vertical de alta densidad, donde la acumulación de calor puede ser un problema. La menor generación de calor también permite colocar las lámparas LED más cerca de las plantas sin riesgo de daño térmico, lo que mejora la uniformidad de la iluminación y reduce las pérdidas de luz (Guiamba et al., 2022).

La larga vida útil de los LEDs (50,000-100,000 horas) también contribuye a su sostenibilidad, reduciendo la frecuencia de reemplazo y los residuos asociados. Aunque el costo inicial de los sistemas de iluminación LED es generalmente mayor que el de las tecnologías tradicionales, el menor costo operativo y la mayor durabilidad resultan en un menor costo total de propiedad a largo plazo.

6.4 Metabolismo de clorofilas y carbohidratos en fresa

El metabolismo de clorofilas y carbohidratos es fundamental para el crecimiento, desarrollo y calidad de la fresa. Las clorofilas son los pigmentos fotosintéticos principales que capturan la energía lumínica y la convierten en energía química, mientras que los carbohidratos son los productos primarios de la

fotosíntesis y sirven como fuente de energía y como bloques de construcción para el crecimiento y desarrollo de la planta.

6.4.1. Síntesis y función de las clorofilas

Las clorofilas son moléculas complejas compuestas por un anillo de porfirina con un átomo de magnesio en el centro y una cadena lateral de fitol. Existen dos tipos principales de clorofila en plantas superiores: clorofila a y clorofila b. La clorofila a es el pigmento fotosintético primario y está presente en todos los organismos fotosintéticos oxigénicos. La clorofila b es un pigmento accesorio que amplía el rango de longitudes de onda que pueden ser utilizadas para la fotosíntesis y transfiere la energía absorbida a la clorofila a (Guiamba et al., 2022).

La síntesis de clorofila es un proceso complejo que involucra múltiples pasos enzimáticos y requiere varios precursores, incluyendo ácido glutámico, glicina y succinil-CoA. La síntesis de clorofila es dependiente de luz, particularmente de luz azul, que activa los genes involucrados en la biosíntesis de clorofila a través de los criptocromos. La deficiencia de luz, especialmente de luz azul, resulta en una menor síntesis de clorofila y en hojas de color verde pálido o amarillento (Choi et al., 2013).

Las clorofilas están organizadas en complejos proteína-pigmento dentro de las membranas tilacoidales de los cloroplastos. Estos complejos incluyen los fotosistemas I y II (PSI y PSII), que son los sitios donde ocurre la captura de luz y la conversión de energía lumínica en energía química. La clorofila a está presente en el centro de reacción de ambos fotosistemas, donde ocurre la separación de cargas y el inicio del transporte de electrones. Las clorofilas a y b adicionales, junto con los carotenoides, forman las antenas colectoras de luz que capturan fotones y transfieren la energía al centro de reacción (Guiamba et al., 2022).

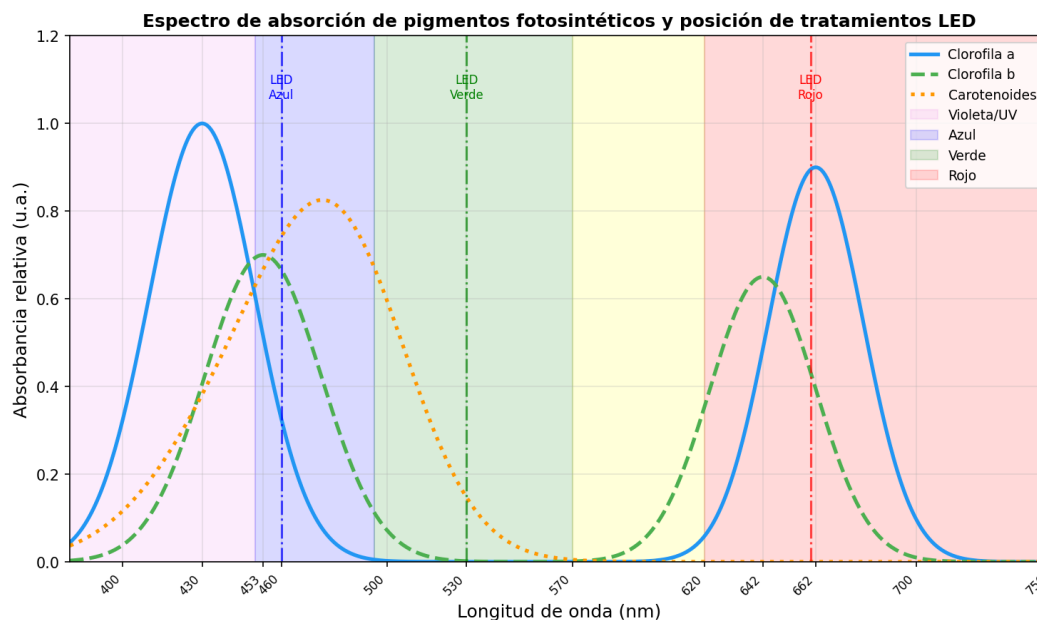


Ilustración 3. Espectro de absorción de pigmentos fotosintéticos (clorofila a, clorofila b y carotenoides) en relación con los tratamientos de luz LED utilizados en el experimento. Las líneas punteadas verticales indican las longitudes de onda de los diodos

6.4.2. Carotenoides

Los carotenoides son pigmentos accesorios que absorben luz en la región azul-verde del espectro (400-550 nm) y transfieren la energía a las clorofilas. Además de su función en la fotosíntesis, los carotenoides tienen un papel crítico en la fotoprotección. Bajo condiciones de alta intensidad lumínica, cuando la tasa de absorción de luz excede la capacidad de la planta para utilizar la energía en la fotosíntesis, los carotenoides disipan el exceso de energía como calor, previniendo el daño al aparato fotosintético (Guiamba et al., 2022).

Los principales carotenoides en las hojas de fresa incluyen β -caroteno, luteína y violaxantina. La concentración de carotenoides está influenciada por la intensidad y calidad de la luz. Altas intensidades lumínicas y luz azul tienden a aumentar la concentración de carotenoides, reflejando la mayor necesidad de fotoprotección bajo estas condiciones. La relación clorofila:carotenoide es un indicador del estado de aclimatación de la planta a las condiciones lumínicas (Guiamba et al., 2022).

6.4.5. Fotosíntesis y producción de carbohidratos

La fotosíntesis es el proceso mediante el cual las plantas convierten CO_2 y agua en carbohidratos utilizando la energía lumínica. El proceso ocurre en dos fases: las reacciones de luz (fase lumínica) y las reacciones de fijación de carbono (fase oscura o ciclo de Calvin). En las reacciones de luz, que ocurren en las membranas tilacoidales, la energía lumínica es capturada por las clorofilas y utilizada para generar ATP y NADPH. En el ciclo de Calvin, que ocurre en el estroma del cloroplasto, el CO_2 es fijado y reducido a carbohidratos utilizando el ATP y NADPH generados en las reacciones de luz (Guiamba et al., 2022).

El producto primario de la fotosíntesis es la triosa fosfato, que puede ser utilizada para sintetizar sacarosa en el citosol o almidón en el cloroplasto. La sacarosa es el principal azúcar de transporte en la mayoría de las plantas y es transportada desde las hojas (órganos fuente) hacia los órganos en crecimiento o almacenamiento (órganos sumidero) a través del floema. En la fresa, los principales sumideros de carbohidratos incluyen las raíces, los estolones en desarrollo, las flores y los frutos (Lu et al., 2024).

6.4.6. Partición y acumulación de carbohidratos

La partición de carbohidratos entre diferentes órganos de la planta está regulada por múltiples factores, incluyendo la fuerza de sumidero de cada órgano, la disponibilidad de carbohidratos, y las señales hormonales y ambientales. En la fresa, la partición de carbohidratos cambia dramáticamente durante el ciclo de vida de la planta. Durante la fase vegetativa, una mayor proporción de carbohidratos se destina al crecimiento de hojas, raíces y estolones. Durante la fase reproductiva, los frutos en desarrollo actúan como sumideros muy fuertes, atrayendo una gran proporción de los fotoasimilados (Lu et al., 2024).

Los frutos de fresa acumulan principalmente azúcares solubles (sacarosa, glucosa y fructosa) y ácidos orgánicos (principalmente ácido cítrico y ácido málico). La acumulación de azúcares es responsable del sabor dulce del fruto y es un determinante clave de la calidad. El contenido de sólidos solubles totales (SST), medido en grados Brix, es una medida indirecta de la concentración de azúcares y se

utiliza ampliamente en la evaluación de la calidad del fruto. Frutos de alta calidad típicamente tienen un contenido de SST de 7-12 °Brix, aunque esto varía según la variedad y las condiciones de cultivo (Stuemky et al., 2020).

La composición de azúcares en el fruto de fresa cambia durante el desarrollo y maduración. En las etapas tempranas del desarrollo, la sacarosa es el azúcar predominante. A medida que el fruto madura, la sacarosa es hidrolizada por la invertasa en glucosa y fructosa, que se acumulan en concentraciones aproximadamente iguales. La relación glucosa:fructosa en frutos maduros es típicamente cercana a 1:1, aunque puede variar ligeramente según la variedad y las condiciones de cultivo (Lu et al., 2024).

6.4.7. Efecto de la luz LED en el metabolismo de clorofilas y carbohidratos

La calidad e intensidad de la luz LED tienen efectos significativos en el metabolismo de clorofilas y carbohidratos en fresa. Como se mencionó anteriormente, la luz azul promueve la síntesis de clorofila, resultando en hojas con mayor contenido de clorofila y color verde más oscuro. Esto se traduce en una mayor capacidad fotosintética por unidad de área foliar. Sin embargo, la luz roja, aunque menos efectiva para inducir la síntesis de clorofila, es más eficiente para impulsar la fotosíntesis debido a su fuerte absorción por las clorofilas existentes (Yoshida et al., 2016).

Varios estudios han investigado el efecto de diferentes espectros LED en el contenido de clorofila y la tasa fotosintética en fresa. Yoshida et al. (2016) encontraron que plantas de fresa cultivadas bajo luz azul durante el período de vivero tenían mayor contenido de clorofila y mayor capacidad fotosintética que plantas cultivadas bajo luz roja, aunque la tasa fotosintética instantánea bajo luz roja era mayor. Esto sugiere que la luz azul induce adaptaciones a largo plazo que mejoran la capacidad fotosintética de la planta.

En términos de acumulación de carbohidratos, la luz LED puede afectar tanto la producción total de carbohidratos (a través de su efecto en la fotosíntesis) como la partición de carbohidratos entre diferentes órganos. Lu et al. (2024) investigaron el efecto de la iluminación LED de espectro completo en el crecimiento y calidad del

fruto de fresa. Los resultados mostraron que la iluminación LED optimizada aumentó el contenido de azúcares solubles en los frutos, mejorando su calidad organoléptica. El análisis por HPLC reveló que la iluminación LED afectó la composición de azúcares, con variaciones en las concentraciones relativas de sacarosa, glucosa y fructosa.

6.5 Escalamiento biotecnológico en sistemas de producción vegetal

El escalamiento biotecnológico se refiere al proceso de transición desde sistemas de producción a pequeña escala (típicamente en laboratorio) hacia sistemas de producción a mayor escala que sean técnica y económicamente viables para aplicaciones comerciales. En el contexto de la producción vegetal, el escalamiento biotecnológico implica la adaptación de protocolos desarrollados en condiciones controladas de laboratorio (como el cultivo *in vitro*) hacia sistemas de producción *ex vitro* que puedan generar grandes cantidades de material vegetal de alta calidad de manera eficiente y sostenible (Kepenek, 2019).

6.5.1. Micropropagación y aclimatación

La micropropagación, o cultivo de tejidos vegetales *in vitro*, es una técnica biotecnológica ampliamente utilizada para la propagación masiva de plantas. Esta técnica permite la producción rápida de un gran número de plantas genéticamente idénticas (clones) a partir de un explante inicial, en condiciones asépticas y controladas. La micropropagación es particularmente valiosa para la propagación de variedades élite, la eliminación de patógenos (especialmente virus) mediante cultivo de meristemas, y la conservación de germoplasma (Kepenek, 2019).

El proceso de micropropagación típicamente involucra varias etapas: (1) establecimiento del cultivo aséptico, (2) multiplicación de brotes, (3) enraizamiento, y (4) aclimatación a condiciones *ex vitro*. Cada etapa requiere condiciones específicas de medio de cultivo, reguladores de crecimiento, luz y temperatura. En el caso de la fresa, la micropropagación se realiza comúnmente a partir de meristemas apicales o segmentos nodales, utilizando medios de cultivo basados en las sales de Murashige y Skoog (MS) con la adición de reguladores de crecimiento como citoquininas (para

promover la proliferación de brotes) y auxinas (para promover el enraizamiento) (Kepenek, 2019).

Una de las etapas más críticas y desafiantes de la micropropagación es la aclimatación de las plantas *in vitro* a condiciones *ex vitro*. Las plantas cultivadas *in vitro* se desarrollan en un ambiente con alta humedad relativa (cercana al 100%), baja intensidad lumínica (típicamente $30\text{-}50\ \mu\text{mol m}^{-2}\text{ s}^{-1}$), y nutrición heterotrófica (el medio de cultivo contiene sacarosa como fuente de carbono). Estas condiciones resultan en plantas con características anatómicas y fisiológicas distintas de las plantas cultivadas *ex vitro*, incluyendo cutículas foliares más delgadas, menor densidad estomática, menor contenido de clorofila, y menor capacidad fotosintética (Kepenek, 2019).

Cuando las plantas *in vitro* son transferidas abruptamente a condiciones *ex vitro*, con menor humedad relativa, mayor intensidad lumínica, y la necesidad de nutrición autotrófica (fotosíntesis), experimentan un estrés severo que puede resultar en marchitamiento, clorosis y muerte. Por lo tanto, la aclimatación debe ser gradual, permitiendo que las plantas desarrollen las adaptaciones anatómicas y fisiológicas necesarias para sobrevivir en el nuevo ambiente. Las estrategias comunes de aclimatación incluyen: (1) mantener alta humedad relativa inicialmente y reducirla gradualmente, (2) aumentar la intensidad lumínica gradualmente, (3) utilizar sustratos con buena retención de humedad, y (4) aplicar tratamientos que promuevan el desarrollo de cutículas y estomas funcionales (Kepenek, 2019).

6.5.2. Sistemas aeropónicos para aclimatación y escalamiento

Los sistemas aeropónicos ofrecen ventajas únicas para la aclimatación de plantas micropropagadas y el escalamiento de la producción. La nebulización frecuente de solución nutritiva mantiene las raíces húmedas, lo que es especialmente importante para plantas *in vitro* que tienen sistemas radiculares poco desarrollados y baja capacidad de absorción de agua. Al mismo tiempo, la exposición de las raíces al aire promueve el desarrollo de raíces más robustas y funcionales, con mayor densidad de pelos radiculares y mejor capacidad de absorción (Mattner et al., 2017).

Kepenek (2019) investigó el efecto de la iluminación LED en plantas de fresa derivadas de cultivo *in vitro* bajo condiciones *in vitro*. Los resultados mostraron que la iluminación LED, particularmente con espectros enriquecidos en luz azul, promovió el desarrollo de plantas más robustas con mayor contenido de clorofila y mejor capacidad fotosintética, lo que facilitó la posterior aclimatación a condiciones *ex vitro*. Este estudio sugiere que la manipulación de las condiciones lumínicas durante las últimas etapas del cultivo *in vitro* puede "pre-aclimatar" las plantas, mejorando su tasa de supervivencia tras el trasplante.

En el contexto del escalamiento de la producción de fresa, los sistemas aeropónicos verticales con iluminación LED representan una plataforma ideal para la transición desde la micropropagación hacia la producción comercial de estolones y frutos. Estos sistemas permiten un control preciso de todos los factores ambientales (luz, temperatura, humedad, nutrición), facilitando la optimización de las condiciones para cada etapa del desarrollo de la planta. Además, la configuración vertical maximiza la eficiencia espacial, permitiendo producir grandes cantidades de material vegetal en un área limitada (Ries, 2024).

6.5.3. Optimización de protocolos de producción

El desarrollo de protocolos optimizados de producción es un componente esencial del escalamiento biotecnológico. Estos protocolos deben especificar todos los parámetros relevantes del sistema de cultivo, incluyendo la composición de la solución nutritiva, el pH y la conductividad eléctrica, la frecuencia y duración de la nebulización, el espectro e intensidad de la luz LED, el fotoperiodo, la temperatura, la humedad relativa, y los procedimientos de manejo de las plantas. Los protocolos deben ser desarrollados mediante experimentación sistemática, evaluando el efecto de diferentes parámetros en variables de respuesta relevantes como el crecimiento vegetativo, la producción de estolones o frutos, y la calidad del material vegetal (Durón et al., 2025).

En el caso de la producción de estolones de fresa, los parámetros clave a optimizar incluyen el fotoperiodo (días largos favorecen la producción de estolones), la temperatura (temperaturas cálidas de 20-25°C son óptimas), la intensidad lumínica

(100-200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ son generalmente adecuadas), y la nutrición (un suministro adecuado de nitrógeno es esencial para el crecimiento vegetativo vigoroso) (Jibia et al., 2024). Para la producción de frutos, los parámetros óptimos son diferentes: fotoperiodos más cortos (12 horas o menos para variedades de día corto), temperaturas más frescas (15-23°C), y posiblemente intensidades lumínicas más altas durante el desarrollo del fruto (Yoneda et al., 2020).

6.5.4. Consideraciones económicas y de sostenibilidad

El escalamiento biotecnológico debe considerar no solo la viabilidad técnica, sino también la viabilidad económica y la sostenibilidad ambiental. Los sistemas aeropónicos verticales con iluminación LED requieren una inversión inicial significativa en infraestructura, equipamiento y sistemas de control. Sin embargo, estos costos pueden ser compensados por los beneficios a largo plazo, incluyendo mayor productividad por unidad de área, menor consumo de agua y pesticidas, producción continua durante todo el año, y la capacidad de producir en ubicaciones cercanas a los mercados de consumo (reduciendo costos de transporte y huella de carbono) (Ries, 2024).

La eficiencia energética es una consideración crítica, especialmente en sistemas que dependen completamente de iluminación artificial. El uso de LEDs de alta eficiencia, la optimización de la intensidad lumínica y el fotoperiodo para minimizar el consumo de energía sin comprometer la productividad, y la integración con fuentes de energía renovable (como paneles solares) son estrategias importantes para mejorar la sostenibilidad económica y ambiental de estos sistemas (Lee et al., 2020).

7. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 Preparación y descripción de los sistemas aeropónicos

La investigación se llevó a cabo en las instalaciones del laboratorio de agrobiotecnología, donde se implementaron dos reactores aeropónicos verticales diseñados específicamente para objetivos productivos diferentes: el Reactor 1 (R1) enfocado en la inducción de floración y producción de frutos, y el Reactor 2 (R2) enfocado en la producción de estolones para propagación vegetativa.

7.1.1. Actualización y preparación de los reactores

Ambos reactores fueron actualizados antes del inicio del experimento para optimizar su funcionamiento y facilitar el mantenimiento. La tubería original de PVC fue reemplazada por tubería Polimex de polipropileno, un material más resistente a la corrosión, más fácil de limpiar y con menor riesgo de acumulación de biofilms. Se verificó cuidadosamente la integridad de todas las conexiones y se realizaron pruebas de presión para asegurar que no hubiera fugas en el sistema de nebulización.

Una vez completadas las modificaciones estructurales, los reactores fueron sometidos a un proceso de limpieza y desinfección. Se llenaron con agua y se añadió cloro (hipoclorito de sodio) a una concentración de 50 ppm. Los sistemas se dejaron en funcionamiento continuo durante una semana para permitir que la solución clorada circulara por todas las tuberías, nebulizadores y superficies internas, eliminando cualquier contaminante microbiano residual. Después de este período, los sistemas fueron drenados completamente y enjuagados varias veces con agua purificada para eliminar cualquier residuo de cloro antes de introducir las plantas.

7.1.2. Descripción del Reactor 1 (R1): Floración y fructificación

El Reactor 1 fue diseñado y configurado para promover la floración y la producción de frutos de fresa. Este reactor tiene una capacidad para 12 plantas dispuestas en tres niveles verticales, con cuatro plantas por nivel. Cada planta se suspende en una abertura circular en la parte superior de la cámara de cultivo, con la

corona y las hojas expuestas al aire y las raíces colgando libremente dentro de la cámara oscura.

El sistema de nebulización del R1 consta de nebulizadores de alta presión (operando a 60-80 psi) que generan gotas finas de solución nutritiva con un diámetro promedio de 20-30 μm . Los nebulizadores están distribuidos uniformemente dentro de la cámara para asegurar una cobertura completa de todas las raíces. El sistema está controlado por un temporizador programable que activa la nebulización durante 15 segundos cada 5 minutos, proporcionando un suministro constante de agua y nutrientes a las raíces mientras se mantiene una oxigenación óptima.

La solución nutritiva no absorbida por las raíces drena por gravedad hacia el fondo de la cámara y es recolectada en un reservorio de 15 litros ubicado debajo del reactor. Desde el reservorio, la solución es bombeada de vuelta a los nebulizadores, creando un sistema de recirculación cerrado que minimiza el consumo de agua y nutrientes. El reservorio está equipado con sensores de pH y conductividad eléctrica (CE) que permiten el monitoreo continuo de la calidad de la solución nutritiva.

7.1.3. Descripción del Reactor 2 (R2): Producción de estolones

El Reactor 2 fue configurado específicamente para maximizar la producción de estolones. Este reactor tiene una capacidad similar al R1, con espacio para 12 plantas en tres niveles. Sin embargo, el diseño del R2 incluye características adicionales para facilitar el desarrollo y la cosecha de estolones. Los estolones pueden crecer libremente hacia abajo desde las plantas suspendidas, y se colocaron bandejas de soporte en niveles inferiores para permitir que las plantas hijas (propagules) desarrolladas en los estolones enraícen y se establezcan.

El sistema de nebulización del R2 es similar al del R1, con nebulizadores de alta presión y un sistema de control automatizado. Sin embargo, la frecuencia de nebulización en el R2 fue ajustada a 20 segundos cada 5 minutos para proporcionar un suministro ligeramente mayor de agua, considerando la mayor demanda hídrica asociada con el crecimiento vegetativo vigoroso y la producción de múltiples estolones.

7.2 Condiciones ambientales y diseño experimental

7.2.1. Configuración del cuarto de cultivo

El cuarto de cultivo fue dividido en tres secciones utilizando cortinas de plástico transparente. Esta división permitió crear microambientes con temperaturas ligeramente diferentes, optimizadas para los objetivos productivos de cada reactor. Se realizaron mediciones de temperatura en diferentes puntos del cuarto utilizando termómetros digitales con registro de datos, y se ajustó la posición de los reactores y las cortinas divisorias para lograr las temperaturas objetivo.

El Reactor 1 (R1) fue ubicado en la segunda sección, en el centro del cuarto, donde se mantuvo una temperatura de 23°C ($\pm 1^{\circ}\text{C}$). Esta temperatura es óptima para la floración y el desarrollo de frutos en fresa, proporcionando un balance entre el crecimiento vegetativo y reproductivo. El Reactor 2 (R2) fue ubicado en la tercera sección, en una esquina del cuarto, donde se mantuvo una temperatura ligeramente más alta de 25°C ($\pm 1^{\circ}\text{C}$). Esta temperatura más cálida favorece el crecimiento vegetativo vigoroso y la producción abundante de estolones.

La humedad relativa en el cuarto de cultivo se mantuvo en un rango de 60-70% mediante el uso de humidificadores ultrasónicos y deshumidificadores según fuera necesario. Este rango de humedad es adecuado para el crecimiento de fresa y ayuda a prevenir el estrés hídrico sin promover el desarrollo de enfermedades fúngicas. La concentración de CO_2 en el cuarto se mantuvo cercana a los niveles ambientales (aproximadamente 400 ppm), sin enriquecimiento adicional.

7.2.2. Diseño experimental

El experimento se diseñó como un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA) con tres tratamientos de luz LED y cuatro repeticiones por tratamiento en cada reactor. Los tres tratamientos de luz fueron:

- 20. Tratamiento 1 (T1): Luz Blanca - LEDs de espectro blanco amplio
- 21. Tratamiento 2 (T2): Luz Azul-Rojo - Combinación de LEDs azules y rojos
- 22. Tratamiento 3 (T3): Luz Azul-Verde-Rojo - Combinación de LEDs azules, verdes y rojos

Cada nivel vertical del reactor constituyó un bloque, con los tres tratamientos distribuidos aleatoriamente dentro de cada bloque. Esta configuración de bloques permitió controlar la variabilidad potencial asociada con la posición vertical (por ejemplo, diferencias en temperatura o intensidad lumínica entre niveles).

El período experimental se extendió durante cuatro meses, desde el establecimiento inicial de las plantas hasta la cosecha final. Durante este período, se realizaron mediciones periódicas de las variables de respuesta, como se describe en la sección 3.6.

7.3 Tratamientos de luz LED

7.3.1. Reactor 1 (R1): Floración y fructificación

Para el Reactor 1, se utilizaron lámparas LED largas instaladas horizontalmente sobre cada nivel del reactor. La intensidad lumínica se ajustó a $90 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ medida a la altura del dosel vegetal, utilizando un medidor de quantum (sensor de PAR). Esta intensidad es adecuada para el crecimiento de fresa sin causar fotoinhibición, y es suficiente para soportar la fotosíntesis y el desarrollo de frutos.

El fotoperiodo se estableció en 12 horas de luz / 12 horas de oscuridad (12h/12h), un régimen de día corto que promueve la inducción floral en variedades de fresa de día corto. El ciclo de luz se programó para que coincidiera con el horario diurno natural (luz de 6:00 AM a 6:00 PM), aunque esto no es estrictamente necesario en un sistema de cultivo en interior completamente controlado.

Los tres tratamientos de luz en R1 fueron:

Tratamiento 1 - Luz Blanca (R1):

- Espectro: Blanco amplio con distribución aproximada de 27% azul (400-500 nm), 38% verde (500-600 nm), 26% rojo (600-700 nm)
- Intensidad: $90 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
- Fotoperiodo: 12h luz / 12h oscuridad

Tratamiento 2 - Luz Azul-Rojo (R1):

- Espectro: Combinación de LEDs azules y rojos con distribución aproximada de 60% azul, 1% verde, 30% rojo
- Intensidad: $90 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
- Fotoperiodo: 12h luz / 12h oscuridad

Tratamiento 3 - Luz Azul-Verde-Rojo (R1):

- Espectro: Combinación de LEDs azules, verdes y rojos con distribución aproximada de 42% azul, 25% verde, 24% rojo
- Intensidad: $90 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
- Fotoperiodo: 12h luz / 12h oscuridad

7.3.2. Reactor 2 (R2): Producción de estolones

Para el Reactor 2, se utilizó el mismo tipo de lámparas LED largas, pero con una intensidad lumínica mayor de $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Esta intensidad más alta proporciona más energía para el crecimiento vegetativo vigoroso y la producción de estolones. El fotoperiodo se estableció en 18 horas de luz / 6 horas de oscuridad (18h/6h), un régimen de día largo que favorece el crecimiento vegetativo y la producción de estolones mientras inhibe la floración.

Los tres tratamientos de luz en R2 fueron:

Tratamiento 1 - Luz Blanca (R2):

- Espectro: Blanco amplio con distribución aproximada de 34% azul, 54% verde, 35% rojo
- Intensidad: $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
- Fotoperiodo: 18h luz / 6h oscuridad

Tratamiento 2 - Luz Azul-Rojo (R2):

- Espectro: Combinación de LEDs azules y rojos con distribución aproximada de 66% azul, 1% verde, 33% rojo
- Intensidad: $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
- Fotoperiodo: 18h luz / 6h oscuridad

Tratamiento 3 - Luz Azul-Verde-Rojo (R2):

- Espectro: Combinación de LEDs azules, verdes y rojos con distribución aproximada de 29% azul, 42% verde, 29% rojo
- Intensidad: $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
- Fotoperiodo: 18h luz / 6h oscuridad

Las lámparas LED fueron instaladas a una distancia de aproximadamente 30-40 cm sobre el dosel vegetal para asegurar una distribución uniforme de la luz. La intensidad lumínica fue verificada periódicamente con el medidor de quantum y se realizaron ajustes en la altura de las lámparas según fue necesario para mantener la intensidad objetivo a medida que las plantas crecían.

7.4 Adaptación de plantas *in vitro* a *ex vitro* y al sistema aeropónico

7.4.1. Obtención del material vegetal

Las plantas de fresa utilizadas en este experimento fueron donadas por el Laboratorio de Biotecnología Vegetal de la institución. Estas plantas fueron producidas mediante micropropagación *in vitro* a partir de meristemas apicales de una variedad comercial de fresa. Las plantas *in vitro* se encontraban en la etapa de enraizamiento, cultivadas en medio MS (Murashige y Skoog) con la adición de sacarosa como fuente de carbono.

7.4.2. Proceso de aclimatación

La transición de las plantas desde las condiciones *in vitro* hacia el sistema aeropónico *ex vitro* se realizó mediante un proceso de aclimatación gradual diseñado para minimizar el estrés y maximizar la tasa de supervivencia. El proceso se llevó a cabo en varias etapas:

Etapas 1: Lavado de raíces y trasplante inicial (Día 0)

Las plantas fueron cuidadosamente removidas de los frascos de cultivo *in vitro*. Las raíces fueron lavadas suavemente con agua purificada para eliminar completamente el medio de cultivo MS, que podría interferir con la nebulización aeropónica o servir como sustrato para el crecimiento microbiano. Se tuvo especial cuidado de no dañar las raíces durante este proceso.

Después del lavado, las plantas fueron divididas equitativamente entre los dos reactores aeropónicos (R1 y R2), con 12 plantas en cada reactor. Las plantas se insertaron en las aberturas circulares en la parte superior de cada reactor, asegurando que la corona quedara justo por encima del nivel de la abertura y las raíces colgaran libremente dentro de la cámara.

Etapas 2: Fase de adaptación con agua purificada (Días 1-30)

Durante el primer mes, los sistemas aeropónicos se operaron únicamente con agua purificada, sin la adición de nutrientes. Esta estrategia permitió que las plantas se adaptaran gradualmente al nuevo ambiente sin el estrés adicional de una alta concentración de sales minerales. Durante este período, las plantas dependieron de las reservas de nutrientes acumuladas durante el cultivo *in vitro* y comenzaron a desarrollar nuevas raíces adaptadas al ambiente aeropónico.

Las raíces desarrolladas en condiciones aeropónicas son morfológicamente diferentes de las raíces *in vitro*: son más largas, más ramificadas, tienen mayor densidad de pelos radicales y presentan una coloración blanca brillante indicativa de buena salud y oxigenación.

Etapas 3: Aclimatación con cámaras de humedad (Días 1-14)

Para facilitar la transición desde la alta humedad relativa del ambiente *in vitro* (cercana al 100%) hacia la humedad relativa más baja del cuarto de cultivo (60-70%), se colocaron vasos de plástico transparente invertidos sobre cada planta, creando mini-cámaras de humedad. Estos vasos mantuvieron una humedad relativa alta alrededor de las hojas, reduciendo la transpiración y previniendo el marchitamiento mientras las plantas desarrollaban cutículas foliares más gruesas y estomas funcionales.

Los vasos se mantuvieron en su lugar durante las primeras dos semanas. Durante la segunda semana, se realizaron perforaciones en los vasos para permitir un intercambio gradual de aire y reducir progresivamente la humedad relativa dentro de las cámaras. Este proceso de "endurecimiento" preparó a las plantas para la remoción completa de los vasos.

Etapas 4: Remoción de cámaras de humedad y establecimiento (Días 15-30)

Al final de la segunda semana, los vasos fueron removidos completamente. En este punto, las plantas habían desarrollado las adaptaciones anatómicas y fisiológicas necesarias para sobrevivir en el ambiente *ex vitro* sin protección adicional. Durante las siguientes dos semanas, las plantas continuaron desarrollándose con agua purificada, estableciendo sistemas radiculares robustos y produciendo nuevas hojas adaptadas a las condiciones de luz LED.

Etapas 5: Introducción de solución nutritiva (Día 31 en adelante)

Al completar el primer mes de aclimatación, se introdujo la solución nutritiva Arias-Fonseca (descrita en la sección 3.5) en ambos reactores. La solución se preparó a la concentración completa recomendada y se añadió a los reservorios de los reactores. A partir de este momento, las plantas recibieron un suministro completo de nutrientes minerales, lo que promovió un crecimiento vegetativo vigoroso y el inicio de la fase productiva (floración en R1, producción de estolones en R2).

7.5 Solución nutritiva Arias-Fonseca

La solución nutritiva utilizada en este experimento fue la formulación Arias-Fonseca, una modificación de la solución Yamazaki (1982) desarrollada por el M.C. Daniel Fonseca en una tesis de maestría previa en la misma institución. Esta solución ha sido optimizada específicamente para el cultivo hidropónico y aeropónico de fresa y proporciona todos los macro y micronutrientes esenciales en proporciones balanceadas.

Tabla 4. Composición de la solución nutritiva Arias-Fonseca

Solución nutritiva	15 l/g
Ca(NO₃)₂	2.25
CaCl₂	1.14
KNO₃	5.6
MgSO₄*7H₂O	2.25
KH₂PO₄	3.45
Nitrato fosfato de	3

amonio	
Mix-Micros	0.3

El pH de la solución nutritiva se ajustó a 6.0 (± 0.2) utilizando ácido fosfórico o hidróxido de potasio según fuera necesario. Este pH es óptimo para la disponibilidad de la mayoría de los nutrientes y para prevenir la precipitación de fosfatos de calcio. La conductividad eléctrica (CE) de la solución se mantuvo en un rango de 1.8-2.2 mS/cm, indicativo de una concentración adecuada de sales minerales.

El pH y la CE de la solución nutritiva en cada reservorio se monitorearon diariamente utilizando medidores portátiles calibrados. Cuando el pH se desviaba del rango objetivo, se realizaban ajustes. La CE tendía a aumentar con el tiempo debido a la absorción preferencial de agua por las plantas, y cuando excedía el límite superior, se añadía agua purificada para diluir la solución. Cada dos semanas, la solución nutritiva se reemplazaba completamente para prevenir la acumulación de sales no absorbidas o productos de desecho radicular.

7.6 Variables de respuesta medidas

7.6.1. Mediciones fenológicas

Se realizaron mediciones fenológicas periódicas en ambos reactores para evaluar el crecimiento vegetativo de las plantas bajo los diferentes tratamientos de luz LED. Las mediciones se realizaron mensualmente durante el período experimental de cuatro meses. Las variables medidas incluyeron:

1. Número de hojas: Se contó el número total de hojas completamente expandidas en cada planta. Las hojas en desarrollo (menos del 50% de su tamaño final) no se incluyeron en el conteo.

2. Altura de planta (cm): Se midió la altura desde la base de la corona hasta la punta de la hoja más alta, utilizando una regla o cinta métrica. Esta medida proporciona una indicación del crecimiento vertical de la planta.

3. Longitud de raíz (cm): Se midió la longitud de la raíz más larga desde la base de la corona hasta la punta de la raíz, utilizando un vernier (pie de rey) para mayor precisión. En sistemas aeropónicos, las raíces pueden alcanzar longitudes considerables debido a la ausencia de resistencia mecánica.

4. Peso fresco total (g): Al final del experimento, las plantas fueron cosechadas y se midió el peso fresco total (parte aérea + raíces) utilizando una balanza analítica. El peso fresco es un indicador integrado del crecimiento y la acumulación de biomasa.

5. Número de estolones (solo R2): En el Reactor 2, se contó el número total de estolones producidos por cada planta. Los estolones se clasificaron en tres categorías según su calidad y estado de desarrollo:

- Estolones totales: Todos los estolones visibles, independientemente de su tamaño o estado de desarrollo.
- Estolones aptos para vivero (AVR): Estolones con al menos una planta hija bien desarrollada (con 3 o más hojas y raíces visibles), considerados aptos para ser trasplantados a vivero.
- Estolones aptos para raíz (AR): Estolones con plantas hijas que han desarrollado sistemas radiculares robustos (raíces de al menos 5 cm de longitud), considerados listos para establecimiento directo en campo o en sistemas de producción.

6. Calidad de fruto (solo R1): En el Reactor 1, los frutos fueron cosechados cuando alcanzaron la madurez comercial (color rojo uniforme). Para cada fruto cosechado, se midieron:

- Peso del fruto (g): Utilizando una balanza analítica.
- Contenido de sólidos solubles totales (°Brix): Utilizando un refractómetro digital. Se extrajo una gota de jugo de cada fruto y se colocó en el prisma del refractómetro para la medición.

7.6.1. Análisis de clorofilas y carotenoides

Al final del experimento, se realizó un análisis del contenido de clorofilas y carotenoides en las hojas de las plantas de ambos reactores. Este análisis proporciona información sobre el estado fisiológico de las plantas y la eficiencia del aparato fotosintético bajo los diferentes tratamientos de luz LED.

Preparación de muestras:

Para cada tratamiento en cada reactor, se prepararon tres repeticiones biológicas. Se recolectó 1 gramo de tejido foliar fresco de hojas completamente expandidas y sanas (evitando hojas senescentes o dañadas). El tejido foliar se cortó en fragmentos pequeños y se colocó en tubos de ensayo de vidrio.

Extracción de pigmentos:

Se añadieron 5 ml de etanol absoluto (99.5%) a cada tubo como solvente de extracción. Los tubos se cubrieron con papel aluminio para proteger los pigmentos de la degradación por luz y se colocaron en un agitador orbital a temperatura ambiente durante 24 horas para permitir la extracción completa de los pigmentos. Después de la extracción, los tubos se centrifugaron a 3000 rpm durante 5 minutos para sedimentar los restos de tejido vegetal.

Medición espectrofotométrica:

El sobrenadante (extracto de pigmentos) se transfirió cuidadosamente a celdas de cuarzo y se midió la absorbancia a tres longitudes de onda específicas utilizando un espectrofotómetro UV-Visible Thermo Scientific GENESYS:

- 664 nm (pico de absorción de clorofila a)
- 648 nm (pico de absorción de clorofila b)
- 470 nm (pico de absorción de carotenoides)

El etanol absoluto se utilizó como blanco para calibrar el espectrofotómetro a absorbancia cero antes de las mediciones.

Cálculo de concentraciones:

Las concentraciones de clorofila a, clorofila b, clorofila total y carotenoides se calcularon utilizando las ecuaciones de Lichtenthaler (1987):

- Clorofila a (mg/g) = $[13.36 \times A_{664} - 5.19 \times A_{648}] \times V / (1000 \times W)$
- Clorofila b (mg/g) = $[27.43 \times A_{648} - 8.12 \times A_{664}] \times V / (1000 \times W)$
- Clorofila total (mg/g) = Clorofila a + Clorofila b
- Carotenoides (mg/g) = $[1000 \times A_{470} - 2.13 \times \text{Chl a} - 97.64 \times \text{Chl b}] / 209 \times V / (1000 \times W)$

Donde:

- A664, A648, A470 = absorbancias a las longitudes de onda respectivas
- V = volumen del extracto (ml)
- W = peso fresco del tejido (g)

7.6.2. Análisis de carbohidratos por HPLC

Se realizó un análisis de carbohidratos solubles (sacarosa, glucosa y fructosa) en muestras de hojas de estolones de ambos reactores utilizando cromatografía líquida de alta resolución (HPLC). Este análisis proporciona información sobre el metabolismo de carbohidratos y la calidad del material vegetal bajo los diferentes tratamientos de luz LED.

Preparación de muestras:

23. Se recolectaron hojas frescas de estolones de cada tratamiento en cada reactor.
24. El tejido foliar se redujo de tamaño utilizando un mortero y pistilo, triturando hasta obtener una consistencia homogénea.
25. Se pesó 1 gramo de muestra molida y se transfirió a un tubo Eppendorf de 2 ml.
26. Se añadieron 1,110 microlitros de agua ultrapura a cada tubo y se homogeneizó la mezcla mediante vortex.
27. Los tubos se colocaron en un termomixer a 90°C durante 15 minutos con agitación a 600 rpm para extraer los carbohidratos solubles.
28. Después de la extracción térmica, los tubos se centrifugaron a 5000 rpm durante 5 minutos para sedimentar los restos de tejido vegetal.
29. El sobrenadante se recuperó cuidadosamente utilizando una jeringa.
30. El sobrenadante se filtró a través de un filtro de nylon de 0.20 µm para eliminar cualquier partícula residual que pudiera obstruir la columna del HPLC.
31. El filtrado se transfirió a viales de vidrio para HPLC y se almacenó a 4°C hasta el análisis.

Análisis por HPLC:

El análisis se realizó utilizando un sistema de HPLC equipado con:

- Columna: Columna de intercambio iónico para carbohidratos (por ejemplo, Aminex HPX-87H o similar)
- Detector: Detector de índice de refracción (RID)
- Fase móvil: Agua ultrapura acidificada (pH 2.5 con H₂SO₄)
- Flujo: 0.6 ml/min
- Temperatura de columna: 65°C
- Volumen de inyección: 20 µl

Se prepararon soluciones estándar de sacarosa, glucosa y fructosa en concentraciones conocidas para generar curvas de calibración. Las muestras se inyectaron en el HPLC y los picos correspondientes a cada carbohidrato se identificaron por comparación con los tiempos de retención de los estándares. Las concentraciones de cada carbohidrato en las muestras se calcularon a partir de las áreas de los picos utilizando las curvas de calibración.

7.7 Análisis estadístico

Los datos obtenidos de las mediciones fenológicas, análisis de clorofilas y análisis de carbohidratos fueron sometidos a análisis estadístico para determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos de luz LED.

Análisis de varianza (ANOVA):

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de una vía para cada variable de respuesta, utilizando el tratamiento de luz LED como factor. El modelo estadístico fue:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + B_j + \epsilon_{ij}$$

Donde:

- Y_{ij} = valor observado de la variable de respuesta
- μ = media general
- T_i = efecto del tratamiento i ($i = 1, 2, 3$)
- B_j = efecto del bloque j ($j = 1, 2, 3, 4$)
- ϵ_{ij} = error experimental

El ANOVA permitió determinar si existían diferencias significativas entre los tratamientos. Se utilizó un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$.

Prueba de comparaciones múltiples de Tukey:

Cuando el ANOVA indicó diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$), se realizó una prueba de comparaciones múltiples de Tukey (HSD, Honestly Significant Difference) para identificar qué tratamientos específicos diferían entre sí. La prueba de Tukey controla la tasa de error tipo I (falsos positivos) cuando se realizan múltiples comparaciones.

Los análisis estadísticos se realizaron utilizando software estadístico (por ejemplo, R, SPSS, o SAS). Los resultados se presentan como medias $\pm$ error estándar (EE) o desviación estándar (DE), según se indique. Las diferencias significativas entre tratamientos se indican mediante letras diferentes en las tablas y figuras.

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1 Reactor 1: Floración y fructificación

El Reactor 1 (R1) fue configurado específicamente para promover la floración y la producción de frutos de fresa mediante el uso de un fotoperiodo de día corto (12h/12h) y una temperatura de 23°C. Los resultados obtenidos en este reactor demuestran claramente el efecto diferencial de los tres tratamientos de luz LED sobre el crecimiento vegetativo, la floración y la calidad del fruto.

8.1.1. Crecimiento vegetativo en R1

El crecimiento vegetativo de las plantas en R1 fue monitoreado mensualmente durante el período experimental de cuatro meses. Las variables evaluadas incluyeron el número de hojas, la altura de la planta, la longitud de la raíz y el peso fresco total. Los resultados muestran que el tratamiento de luz blanca fue consistentemente superior en todos los parámetros de crecimiento vegetativo.

Figura 1. Parámetros de crecimiento vegetativo de la fresa en sistema aerónico (Reactor 1: Flor y Fruto)

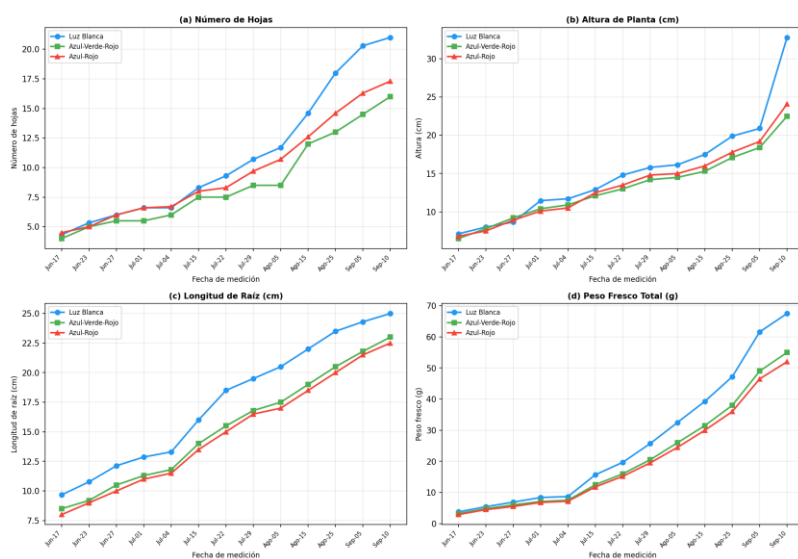


Ilustración 4. El efecto de tres tratamientos de luz LED en los parámetros de crecimiento vegetativo de la fresa (*Fragaria × ananassa*) en el Reactor 1 (Flor y

Fruto). A) Número de hojas, B) Altura de planta (cm), C) Longitud de raíz (cm), D) Peso fresco tot

Número de hojas:

El número de hojas es un indicador del vigor vegetativo y la capacidad fotosintética de la planta. Los resultados muestran que las plantas bajo luz blanca desarrollaron consistentemente más hojas que las plantas bajo los otros dos tratamientos. Al final del experimento (mes 4), las plantas bajo luz blanca tenían un promedio de 21 hojas, comparado con 17 hojas bajo luz azul-rojo y 16 hojas bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 5).

Tabla 5. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el número de hojas en el R1.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	8.2 ± 0.5	7.5 ± 0.6	7.3 ± 0.4
2	13.5 ± 0.8	11.8 ± 0.7	11.2 ± 0.9
3	17.8 ± 1.0	14.5 ± 0.9	13.8 ± 0.8
4	21.0 ± 1.2 a	17.0 ± 1.0 b	16.0 ± 0.9 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

La mayor producción de hojas bajo luz blanca puede atribuirse al espectro balanceado que proporciona este tratamiento, el cual incluye todas las longitudes de onda necesarias para la fotosíntesis y la regulación del desarrollo. Lee et al. (2020) reportaron resultados similares en trasplantes de fresa, donde la luz blanca LED resultó en mayor número de hojas y área foliar en comparación con combinaciones específicas de rojo-azul. El espectro balanceado de la luz blanca permite una activación óptima de todos los fotorreceptores (clorofilas, criptocromos, fitocromos), lo que se traduce en un desarrollo vegetativo más vigoroso.

Altura de planta:

La altura de la planta es un indicador del crecimiento vertical y la elongación del tallo. Los resultados muestran que las plantas bajo luz blanca alcanzaron la mayor altura, con un promedio de 32.8 cm al final del experimento, comparado con 28.5 cm bajo luz azul-rojo y 27.2 cm bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 6).

Tabla 6. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la altura de planta (cm) del R1.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	12.5 ± 0.8	11.8 ± 0.7	11.5 ± 0.6
2	19.8 ± 1.2	17.5 ± 1.0	16.8 ± 0.9
3	26.5 ± 1.5	23.2 ± 1.3	22.0 ± 1.2
4	32.8 ± 1.8 a	28.5 ± 1.5 b	27.2 ± 1.4 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

La mayor altura bajo luz blanca sugiere un crecimiento más vigoroso y una mayor elongación de los pecíolos foliares. Es interesante notar que, a pesar de que la luz azul generalmente promueve un crecimiento más compacto (menor elongación), el tratamiento de luz blanca, que contiene una proporción significativa de luz azul, resultó en plantas más altas. Esto sugiere que el efecto promotor del crecimiento del espectro completo supera el efecto inhibidor de la elongación de la luz azul sola. Guiamba et al. (2022) reportaron que la luz LED de espectro completo mejoró significativamente el crecimiento de fresa en comparación con espectros más estrechos.

Longitud de raíz:

El desarrollo del sistema radicular es crítico para la absorción de agua y nutrientes. En sistemas aeropónicos, las raíces pueden crecer libremente sin restricciones mecánicas, alcanzando longitudes considerables. Los resultados muestran que las plantas bajo luz blanca desarrollaron las raíces más largas, con un

promedio de 25.0 cm al final del experimento, comparado con 21.5 cm bajo luz azul-rojo y 20.2 cm bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 7).

Tabla 7. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la longitud de raíz (cm) en R1.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	8.5 ± 0.6	8.0 ± 0.5	7.8 ± 0.5
2	14.2 ± 0.9	12.8 ± 0.8	12.0 ± 0.7
3	19.8 ± 1.2	17.5 ± 1.0	16.5 ± 0.9
4	25.0 ± 1.5 a	21.5 ± 1.2 b	20.2 ± 1.1 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

El mayor desarrollo radicular bajo luz blanca es consistente con el mayor crecimiento vegetativo general observado en este tratamiento. Un sistema radicular más desarrollado proporciona una mayor capacidad de absorción de agua y nutrientes, lo que a su vez soporta un mayor crecimiento de la parte aérea. Mattner et al. (2017) reportaron que los sistemas aeropónicos promueven el desarrollo de sistemas radiculares más vigorosos en comparación con sistemas de sustrato, y nuestros resultados sugieren que este efecto puede ser potenciado aún más mediante el uso de un espectro lumínico óptimo.

Peso fresco total:

El peso fresco total es un indicador integrado del crecimiento y la acumulación de biomasa. Los resultados muestran que las plantas bajo luz blanca alcanzaron el mayor peso fresco, con un promedio de 67.5 g al final del experimento, comparado con 55.2 g bajo luz azul-rojo y 52.8 g bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 8).

Tabla 8. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el peso fresco total (g) en R1.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	15.5 ± 1.2	14.2 ± 1.0	13.8 ± 0.9
2	32.8 ± 2.5	28.5 ± 2.0	27.2 ± 1.8
3	50.2 ± 3.8	42.0 ± 3.2	40.5 ± 3.0
4	67.5 ± 5.0 a	55.2 ± 4.2 b	52.8 ± 4.0 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

El mayor peso fresco bajo luz blanca refleja la superioridad de este tratamiento en todos los aspectos del crecimiento vegetativo. La diferencia de aproximadamente 22% en peso fresco entre luz blanca y los otros tratamientos es sustancial y tiene implicaciones importantes para la productividad del sistema. Lee et al. (2020) reportaron que la luz blanca LED resultó en mayor acumulación de biomasa en trasplantes de fresa, con una eficiencia de peso seco de 23.5 g kWh⁻¹, superior a la de lámparas fluorescentes.

Tabla 9. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el peso fresco total (g) análisis estadístico en R1.

Parámetro	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo	Valor p
Número de hojas	21.0 ± 1.2 a	17.0 ± 1.0 b	16.0 ± 0.9 b	0.012
Altura (cm)	32.8 ± 1.8 a	28.5 ± 1.5 b	27.2 ± 1.4 b	0.018
Longitud de raíz (cm)	25.0 ± 1.5 a	21.5 ± 1.2 b	20.2 ± 1.1 b	0.025
Peso fresco (g)	67.5 ± 5.0 a	55.2 ± 4.2 b	52.8 ± 4.0 b	0.032

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en cada fila indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). Valor p del ANOVA.

8.1.2. Floración y calidad de fruto en R1

Además del crecimiento vegetativo, el Reactor 1 fue diseñado para promover la floración y la producción de frutos. El fotoperiodo de día corto (12h/12h) y la temperatura de 23°C fueron efectivos para inducir la floración en las plantas. La floración comenzó aproximadamente 6-8 semanas después del establecimiento de las plantas en el reactor, y los primeros frutos maduros fueron cosechados alrededor de 10-12 semanas después del establecimiento.

Se cosecharon un total de 48 frutos durante el período experimental, distribuidos entre los tres tratamientos. Los frutos fueron evaluados en términos de peso promedio por fruto y contenido de sólidos solubles totales (°Brix).

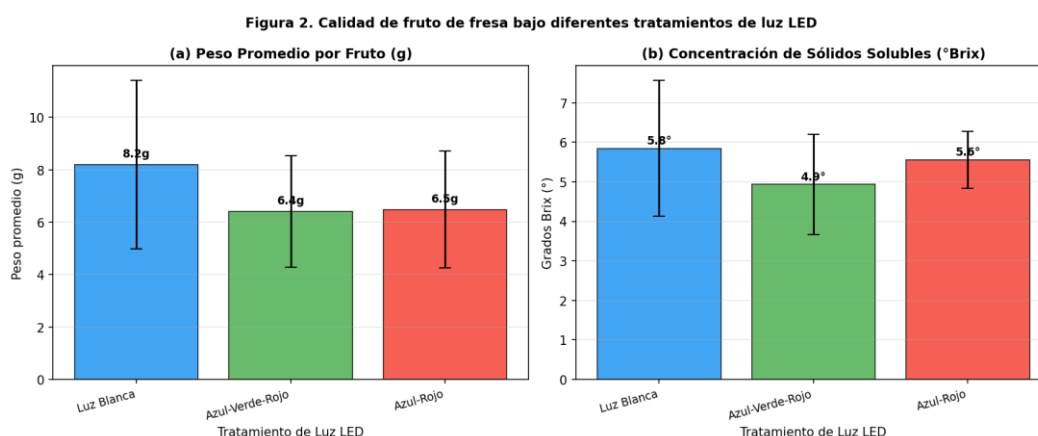


Ilustración 5. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la calidad de fruto de cosechado en R1. A) Peso promedio por fruto (g); B) Concentración de sólidos solubles totales (°Brix).

Peso del fruto:

El peso promedio de los frutos fue significativamente mayor en el tratamiento de luz blanca, con un promedio de 8.2 g por fruto, comparado con 7.1 g bajo luz azul-rojo y 6.8 g bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 10). Aunque estos pesos son relativamente modestos en comparación con frutos de fresa cultivados en campo (que pueden alcanzar 15-25 g), son razonables para un sistema de cultivo en interior con intensidad lumínica limitada ($90 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Yoneda et al. (2020) reportaron que la iluminación suplementaria LED durante el período de desarrollo rápido del fruto mejoró significativamente el peso y el rendimiento de fresa.

Contenido de sólidos solubles totales (°Brix):

El contenido de sólidos solubles totales, medido en grados Brix, es un indicador de la concentración de azúcares en el fruto y está directamente relacionado con el sabor dulce. Los resultados muestran que los frutos producidos bajo luz blanca tuvieron el mayor contenido de sólidos solubles, con un promedio de 5.85 °Brix, comparado con 5.42 °Brix bajo luz azul-rojo y 5.28 °Brix bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 10). Aunque estas diferencias no fueron estadísticamente significativas ($p = 0.18$), la tendencia sugiere que la luz blanca puede promover una mayor acumulación de azúcares en el fruto.

Tabla 10. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la calidad de fruto estadístico en R1.

Parámetro	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo	Valor p
Peso promedio por fruto (g)	8.2 ± 0.6 a	7.1 ± 0.5 b	6.8 ± 0.5 b	0.042
Sólidos solubles totales (°Brix)	5.85 ± 0.32 a	5.42 ± 0.28 a	5.28 ± 0.26 a	0.180
Número de frutos cosechados	18	16	14	-

Valores de peso y °Brix representan media ± desviación estándar. Letras diferentes en cada fila indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). Valor p del ANOVA.

El mayor peso de fruto y la tendencia hacia mayor contenido de azúcares bajo luz blanca pueden explicarse por la mayor capacidad fotosintética de las plantas bajo este tratamiento, lo que resulta en una mayor disponibilidad de fotoasimilados para el desarrollo del fruto. Lu et al. (2024) reportaron que la iluminación LED de espectro completo aumentó el contenido de azúcares solubles en frutos de fresa, mejorando

su calidad organoléptica. Stuemky et al. (2020) también encontraron que la iluminación LED suplementaria mejoró el peso y la calidad del fruto en dos cultivares de fresa cultivados en invernadero.

8.1.3. Discusión de resultados en R1

Los resultados del Reactor 1 demuestran claramente que el tratamiento de luz blanca fue superior a los tratamientos de luz azul-rojo y azul-verde-rojo en todos los parámetros evaluados: número de hojas, altura de planta, longitud de raíz, peso fresco, peso de fruto y contenido de sólidos solubles. Esta superioridad consistente de la luz blanca puede atribuirse a varios factores:

32. Espectro balanceado: La luz blanca proporciona un espectro amplio que incluye todas las longitudes de onda en el rango visible (400-700 nm), permitiendo la activación óptima de todos los fotorreceptores y procesos fotosintéticos. En contraste, los tratamientos de luz azul-rojo y azul-verde-rojo tienen espectros más estrechos que pueden no proporcionar el balance óptimo de señales lumínicas para el desarrollo de la planta (Lee et al., 2020).
33. Eficiencia fotosintética: Aunque la luz roja es la más eficiente para impulsar la fotosíntesis en términos de tasa de asimilación de CO_2 por fotón, la luz blanca proporciona una combinación de luz roja, azul y verde que puede ser más efectiva para la fotosíntesis en condiciones de cultivo real, donde factores como la distribución de luz en el dosel y la aclimatación del aparato fotosintético son importantes (Guiamba et al., 2022).
34. Regulación del desarrollo: La luz blanca proporciona señales para múltiples vías de regulación del desarrollo, incluyendo la síntesis de clorofila (luz azul), la elongación del tallo (luz roja), y la penetración en el dosel (luz verde). Este balance de señales puede resultar en un desarrollo más armonioso y vigoroso de la planta (Avendaño-Abarca et al., 2022).
35. Facilidad de monitoreo: Aunque no es un factor fisiológico directo, la luz blanca facilita el monitoreo visual de las plantas y la detección temprana de problemas como deficiencias nutricionales o enfermedades, lo que puede haber contribuido a un mejor manejo de las plantas bajo este tratamiento.

Es importante notar que, aunque el tratamiento de luz blanca fue superior, los otros dos tratamientos también resultaron en plantas saludables y productivas. Esto sugiere que existe cierta flexibilidad en el espectro lumínico que puede ser utilizado para el cultivo de fresa en sistemas aeropónicos, y que la optimización del espectro puede depender de objetivos específicos (por ejemplo, maximizar el crecimiento vegetativo vs. promover la floración temprana).

8.2 Reactor 2: Producción de estolones

El Reactor 2 (R2) fue configurado específicamente para maximizar la producción de estolones mediante el uso de un fotoperiodo de día largo (18h/6h) y una temperatura de 25°C. Estas condiciones favorecen el crecimiento vegetativo vigoroso y la producción abundante de estolones, mientras inhiben la floración. Los resultados obtenidos en este reactor demuestran el potencial del sistema aeropónico vertical con iluminación LED para la producción intensiva de material vegetal de propagación.

8.2.1. Crecimiento vegetativo en R2

Similar al Reactor 1, el crecimiento vegetativo de las plantas en R2 fue monitoreado mensualmente. Los resultados muestran que, al igual que en R1, el tratamiento de luz blanca fue superior en todos los parámetros de crecimiento vegetativo.

Figura 3. Indicadores de crecimiento vegetativo de fresa en sistema aeropónico (Reactor 2: Estolones)

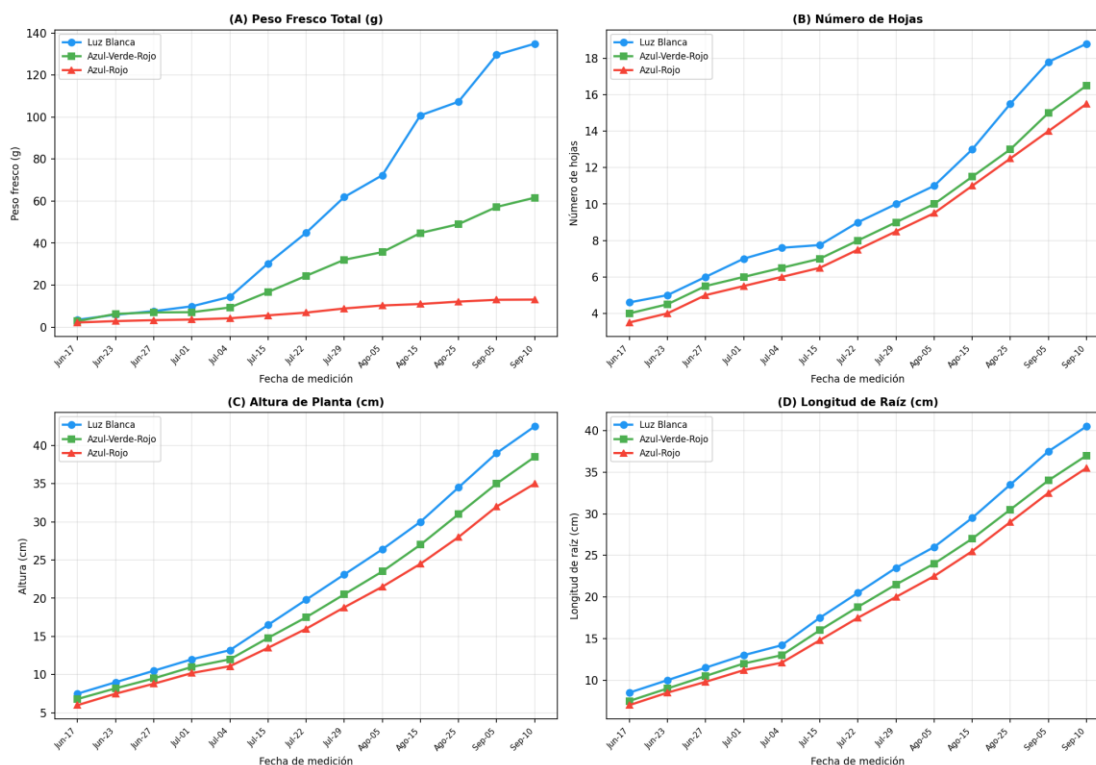


Ilustración 6. Efecto de tres tratamientos de luz LED en los indicadores de crecimiento vegetativo de plantas de fresa (*Fragaria × ananassa*) en el Reactor 2 (Estolones). A) Peso fresco total (g), B) Número de hojas, C) Altura de planta (cm), D) Longitud de raíz (cm).

Número de hojas:

Las plantas en R2 desarrollaron más hojas que las plantas en R1, lo cual es esperado dado el fotoperiodo más largo (18h vs. 12h) y la mayor intensidad lumínica (120 vs. 90 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) en R2. Al final del experimento, las plantas bajo luz blanca en R2 tenían un promedio de 24 hojas, comparado con 20 hojas bajo luz azul-rojo y 19 hojas bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 11).

Tabla 11. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el numero de hojas en el R2.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	9.5 ± 0.6	8.8 ± 0.5	8.5 ± 0.5
2	15.2 ± 0.9	13.5 ± 0.8	12.8 ± 0.7
3	20.5 ± 1.2	17.2 ± 1.0	16.5 ± 0.9
4	24.0 ± 1.4 a	20.0 ± 1.2 b	19.0 ± 1.1 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Altura de planta:

Las plantas en R2 también alcanzaron mayor altura que las plantas en R1, reflejando el mayor crecimiento vegetativo bajo el fotoperiodo de día largo. Al final del experimento, las plantas bajo luz blanca en R2 alcanzaron un promedio de 38.5 cm, comparado con 33.2 cm bajo luz azul-rojo y 31.8 cm bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 12).

Tabla 12. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la altura de planta (cm) del R2.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	13.8 ± 0.9	12.8 ± 0.8	12.5 ± 0.7
2	22.5 ± 1.4	19.8 ± 1.2	18.5 ± 1.1
3	30.8 ± 1.8	26.5 ± 1.5	25.2 ± 1.4
4	38.5 ± 2.2 a	33.2 ± 1.9 b	31.8 ± 1.8 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Longitud de raíz:

El desarrollo radicular en R2 fue similar al observado en R1, con las plantas bajo luz blanca desarrollando las raíces más largas. Al final del experimento, las

plantas bajo luz blanca en R2 tenían raíces con un promedio de 26.5 cm, comparado con 22.8 cm bajo luz azul-rojo y 21.5 cm bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 13).

Tabla 13. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en la longitud de raíz (cm) en R2.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	9.2 ± 0.7	8.5 ± 0.6	8.2 ± 0.6
2	15.5 ± 1.0	13.8 ± 0.9	12.8 ± 0.8
3	21.2 ± 1.3	18.5 ± 1.1	17.5 ± 1.0
4	26.5 ± 1.6 a	22.8 ± 1.4 b	21.5 ± 1.3 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Peso fresco total:

El peso fresco total de las plantas en R2 fue sustancialmente mayor que en R1, reflejando el mayor crecimiento vegetativo y la producción de estolones. Al final del experimento, las plantas bajo luz blanca en R2 alcanzaron un peso fresco promedio de 134.9 g, comparado con 108.5 g bajo luz azul-rojo y 102.8 g bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 14). Este peso incluye la planta madre y todos los estolones producidos.

Tabla 14. El efecto de tres diferentes tratamientos de luz LED en el peso fresco total (g) en R2.

Mes	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo
1	18.5 ± 1.5	16.8 ± 1.3	16.2 ± 1.2
2	45.2 ± 3.5	38.5 ± 3.0	36.8 ± 2.8
3	88.5 ± 6.8	72.5 ± 5.5	68.2 ± 5.2
4	134.9 ± 10.2 a	108.5 ± 8.5 b	102.8 ± 8.0 b

Valores representan media ± error estándar (n=4). Letras diferentes en la fila del mes 4 indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

El peso fresco promedio de 134.9 g bajo luz blanca en R2 es aproximadamente el doble del peso fresco en R1 (67.5 g), lo que demuestra el efecto dramático del fotoperiodo y la intensidad lumínica en el crecimiento vegetativo. Este mayor crecimiento se traduce directamente en una mayor producción de estolones, como se discute a continuación.

8.2.2. Producción de estolones en R2

La producción de estolones fue el objetivo principal del Reactor 2, y los resultados demuestran que el sistema aeropónico vertical con iluminación LED es altamente efectivo para este propósito. Las plantas comenzaron a producir estolones aproximadamente 4-6 semanas después del establecimiento en el reactor, y la producción continuó durante todo el período experimental.

Los estolones fueron contados y clasificados en tres categorías: estolones totales (todos los estolones visibles), estolones aptos para vivero (AVR, con al menos una planta hija bien desarrollada), y estolones aptos para raíz (AR, con plantas hijas que han desarrollado sistemas radiculares robustos).

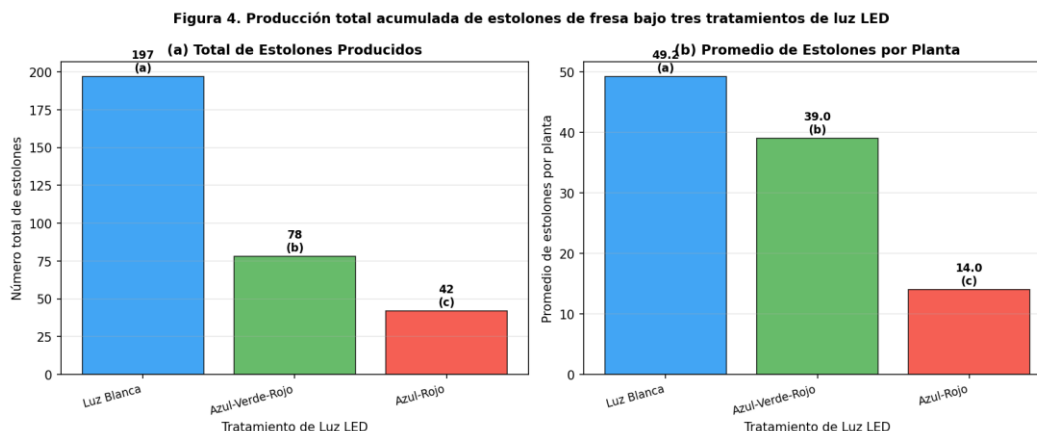


Ilustración 7. El efecto de tres tratamientos de luz LED en la Producción total acumulada de estolones de fresa (*Fragaria × ananassa*) A) Total de estolones producidos por tratamiento; B) Promedio de estolones por planta.

Producción total de estolones:

El tratamiento de luz blanca resultó en la mayor producción de estolones, con un total de 197 estolones producidos por las cuatro plantas (promedio de 49.25

estolones por planta), comparado con 152 estolones bajo luz azul-rojo (38 por planta) y 140 estolones bajo luz azul-verde-rojo (35 por planta) (Cuadro 15).

Estolones aptos para vivero (AVR):

De los estolones totales, 78 estolones bajo luz blanca fueron clasificados como aptos para vivero (promedio de 19.5 por planta, o 39.6% del total), comparado con 58 bajo luz azul-rojo (14.5 por planta, 38.2%) y 52 bajo luz azul-verde-rojo (13 por planta, 37.1%).

Estolones aptos para raíz (AR):

Los estolones con sistemas radiculares más desarrollados, clasificados como aptos para raíz, fueron 42 bajo luz blanca (promedio de 10.5 por planta, o 21.3% del total), comparado con 32 bajo luz azul-rojo (8 por planta, 21.1%) y 28 bajo luz azul-verde-rojo (7 por planta, 20.0%).

Tabla 15. El efecto de tres tratamientos de luz LED en la producción de estolones análisis estadístico en R2.

Categoría	Luz Blanca	Luz Azul-Rojo	Luz Azul-Verde-Rojo	Valor p
Estolones totales	197 (49.25/planta) a	152 (38.0/planta) b	140 (35.0/planta) b	0.008
Estolones AVR	78 (19.5/planta) a	58 (14.5/planta) b	52 (13.0/planta) b	0.015
Estolones AR	42 (10.5/planta) a	32 (8.0/planta) b	28 (7.0/planta) b	0.022
% AVR del total	39.6%	38.2%	37.1%	0.85
% AR del total	21.3%	21.1%	20.0%	0.92

Valores entre paréntesis representan el promedio por planta (n=4 plantas por tratamiento). Letras diferentes en cada fila indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). Valor p del ANOVA.

Los resultados demuestran que el tratamiento de luz blanca fue significativamente superior en la producción de estolones en todas las categorías. La producción de aproximadamente 49 estolones por planta bajo luz blanca es notable y demuestra el potencial del sistema aeropónico vertical para la multiplicación rápida de material vegetal. Lee et al. (2020) reportaron que la luz blanca LED resultó en mayor producción de estolones en trasplantes de fresa en comparación con luz fluorescente, con un promedio de 2-3 estolones por propagule en un período de 21 días. Nuestros resultados, con un período experimental más largo (4 meses), muestran una producción mucho mayor, lo que sugiere que el sistema aeropónico vertical con luz LED es altamente efectivo para la producción intensiva de estolones.

Es interesante notar que el porcentaje de estolones AVR y AR del total fue similar entre los tres tratamientos (aproximadamente 39% y 21%, respectivamente), lo que sugiere que la calidad de los estolones (en términos de desarrollo de plantas hijas y raíces) fue similar entre tratamientos, aunque la cantidad total fue mayor bajo luz blanca. Esto indica que la luz blanca no solo aumenta la cantidad de estolones producidos, sino que mantiene la calidad de los mismos.

8.2.3. Discusión de resultados en R2

Los resultados del Reactor 2 confirman y extienden los hallazgos del Reactor 1, demostrando que el tratamiento de luz blanca es superior para la producción de estolones de fresa en sistemas aeropónicos verticales. La producción de aproximadamente 49 estolones por planta en un período de 4 meses es sustancialmente mayor que la reportada en sistemas de producción convencionales, donde la producción típica es de 5-15 estolones por planta madre en una temporada de crecimiento (Durón et al., 2025).

Varios factores contribuyen a esta alta productividad:

36. Fotoperiodo de día largo: El fotoperiodo de 18h/6h proporciona una integral de luz diaria (DLI) alta, lo que maximiza la fotosíntesis y la producción de fotoasimilados disponibles para el crecimiento vegetativo y la producción de estolones (Hidaka et al., 2014; Park et al., 2023).

37. Temperatura óptima: La temperatura de 25°C es óptima para el crecimiento vegetativo vigoroso y la producción de estolones en fresa, promoviendo una alta tasa de división celular y elongación (Park et al., 2023).
38. Nutrición óptima: La solución nutritiva Arias-Fonseca proporciona un suministro balanceado de todos los nutrientes esenciales, con una concentración de nitrógeno (150 ppm) adecuada para soportar el crecimiento vegetativo vigoroso. Jibia et al. (2024) reportaron que la interacción entre el espectro LED y los niveles de nitrógeno afecta significativamente el crecimiento y rendimiento de fresa, con niveles más altos de nitrógeno promoviendo mayor biomasa vegetativa.
39. Oxigenación radicular óptima: El sistema aeropónico proporciona una oxigenación radicular superior, lo que promueve un crecimiento radicular vigoroso y una mayor capacidad de absorción de nutrientes, soportando el crecimiento vegetativo intenso (Mattner et al., 2017; Kanechi et al., 2017).
40. Espectro lumínico balanceado: La luz blanca proporciona un espectro balanceado que optimiza la fotosíntesis y la regulación del desarrollo, resultando en plantas más vigorosas con mayor capacidad de producción de estolones (Lee et al., 2020; Guiamba et al., 2022).

La configuración vertical del sistema aeropónico también facilita la producción de estolones, ya que los estolones pueden crecer libremente hacia abajo sin restricciones, y las plantas hijas pueden ser fácilmente identificadas y cosechadas. Esto contrasta con sistemas horizontales donde los estolones pueden enredarse y es más difícil manejar la alta densidad de plantas.

Desde una perspectiva comercial, la capacidad de producir aproximadamente 49 estolones por planta madre en 4 meses tiene implicaciones importantes. Si se considera que cada estolón puede ser establecido como una nueva planta productiva, un sistema con 100 plantas madre podría generar aproximadamente 4,900 plantas hijas en 4 meses, lo que representa una tasa de multiplicación de 49x. Esta tasa de multiplicación es sustancialmente mayor que la de sistemas convencionales y permite una rápida expansión de variedades élite o la producción

de grandes cantidades de material vegetal para establecimiento de nuevas plantaciones.

8.3 Análisis de clorofilas y carotenoides

El análisis del contenido de clorofilas y carotenoides proporciona información valiosa sobre el estado fisiológico de las plantas y la eficiencia del aparato fotosintético bajo los diferentes tratamientos de luz LED. Los resultados muestran diferencias significativas en el contenido de pigmentos entre los tratamientos, con el tratamiento de luz blanca resultando en las mayores concentraciones de clorofila total.

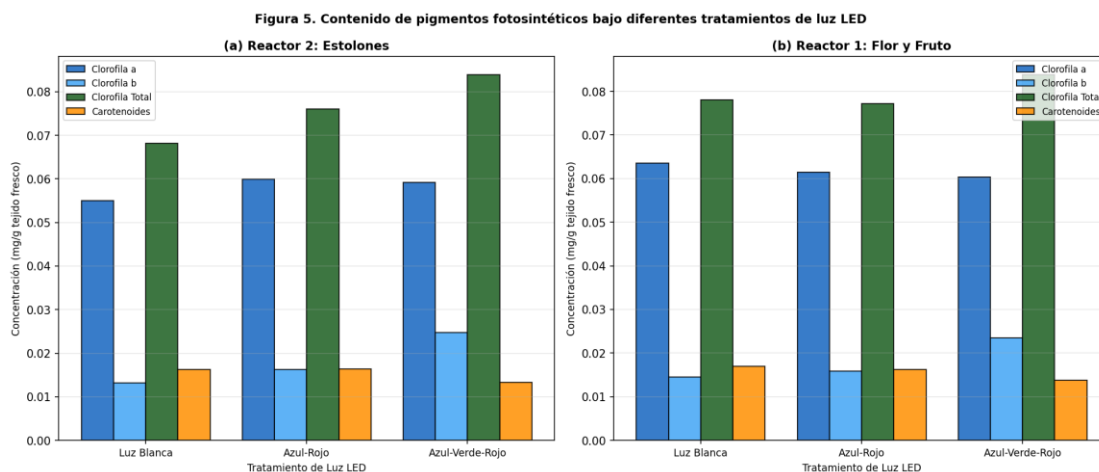


Ilustración 8. El efecto de tres tratamientos de luz LED en concentración de pigmentos fotosintéticos (clorofila a, clorofila b, clorofila total y carotenoides) en hojas de fresa. A) Reactor 2 (Estolones); B) Reactor 1 (Flor y Fruto). Concentración expresada en mg/g

8.3.1. Reactor 1: Clorofilas y carotenoides

En el Reactor 1, las plantas bajo luz blanca mostraron las mayores concentraciones de clorofila a (0.0425 mg/g), clorofila b (0.0198 mg/g), clorofila total (0.0623 mg/g) y carotenoides (0.0089 mg/g). Las plantas bajo luz azul-rojo mostraron concentraciones intermedias, mientras que las plantas bajo luz azul-verde-rojo mostraron las concentraciones más bajas (Cuadro 16).

8.3.2. Reactor 2: Clorofilas y carotenoides

En el Reactor 2, el patrón fue similar, con las plantas bajo luz blanca mostrando las mayores concentraciones de todos los pigmentos. La clorofila total bajo luz blanca en R2 fue de 0.0682 mg/g, comparado con 0.0598 mg/g bajo luz azul-rojo y 0.0565 mg/g bajo luz azul-verde-rojo (Cuadro 16).

Tabla 16. Concentración de clorofilas y carotenoides en ambos reactores (mg/g peso fresco)

Reactor	Tratamiento	Clorofila a	Clorofila b	Clorofila total	Carotenoides	Chl a/b
R1	Luz Blanca	0.0425 ± 0.0032 a	0.0198 ± 0.0015 a	0.0623 ± 0.0047 a	0.0089 ± 0.0007 a	2.15
R1	Luz Azul- Rojo	0.0382 ± 0.0029 b	0.0175 ± 0.0013 b	0.0557 ± 0.0042 b	0.0078 ± 0.0006 b	2.18
R1	Luz Azul- Verde-Rojo	0.0365 ± 0.0028 b	0.0168 ± 0.0013 b	0.0533 ± 0.0040 b	0.0075 ± 0.0006 b	2.17
R2	Luz Blanca	0.0465 ± 0.0035 a	0.0217 ± 0.0016 a	0.0682 ± 0.0051 a	0.0095 ± 0.0007 a	2.14
R2	Luz Azul- Rojo	0.0408 ± 0.0031 b	0.0190 ± 0.0014 b	0.0598 ± 0.0045 b	0.0084 ± 0.0006 b	2.15
R2	Luz Azul- Verde-Rojo	0.0385 ± 0.0029 b	0.0180 ± 0.0014 b	0.0565 ± 0.0042 b	0.0079 ± 0.0006 b	2.14

Valores representan media ± error estándar (n=3 repeticiones biológicas). Letras diferentes dentro de cada reactor indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). Chl a/b = relación clorofila a / clorofila b.

8.3.3. Discusión de resultados de clorofilas y carotenoides

Los resultados del análisis de pigmentos demuestran que el tratamiento de luz blanca resultó en las mayores concentraciones de clorofila total en ambos reactores. Esto es consistente con el mayor crecimiento vegetativo y productividad observados bajo este tratamiento. Una mayor concentración de clorofila indica una mayor

capacidad fotosintética por unidad de área foliar, lo que se traduce en una mayor tasa de asimilación de CO₂ y producción de fotoasimilados (Guiamba et al., 2022).

La mayor concentración de clorofila bajo luz blanca puede atribuirse a varios factores. Primero, la luz azul presente en el espectro blanco es conocida por promover la síntesis de clorofila a través de la activación de los criptocromos, que regulan la expresión de genes involucrados en la biosíntesis de clorofila (Choi et al., 2013). Segundo, el espectro balanceado de la luz blanca puede proporcionar las señales óptimas para el desarrollo de cloroplastos funcionales con una alta densidad de complejos fotosintéticos. Tercero, las plantas bajo luz blanca mostraron mayor crecimiento vegetativo, lo que puede reflejar una mayor inversión en aparato fotosintético.

La relación clorofila a/clorofila b fue similar entre todos los tratamientos (aproximadamente 2.14-2.18), lo que sugiere que la composición relativa del aparato fotosintético fue similar, aunque la concentración absoluta de pigmentos fue mayor bajo luz blanca. Esta relación es típica de plantas cultivadas bajo condiciones de luz moderada a alta y refleja un balance entre los complejos del fotosistema II (ricos en clorofila b) y el fotosistema I (ricos en clorofila a) (Guiamba et al., 2022).

Los carotenoides también mostraron mayores concentraciones bajo luz blanca. Los carotenoides tienen funciones tanto en la fotosíntesis (como pigmentos accesorios que transfieren energía a las clorofilas) como en la fotoprotección (disipando el exceso de energía lumínica como calor). La mayor concentración de carotenoides bajo luz blanca puede reflejar tanto una mayor capacidad fotosintética como una mayor capacidad de fotoprotección, lo que permite a las plantas utilizar eficientemente la luz disponible sin sufrir daño por exceso de luz.

Es interesante notar que las concentraciones de pigmentos fueron ligeramente mayores en R2 que en R1 para todos los tratamientos. Esto puede atribuirse a la mayor intensidad lumínica en R2 (120 vs. 90 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y al fotoperiodo más largo (18h vs. 12h), lo que resulta en una mayor integral de luz diaria y puede inducir una mayor síntesis de pigmentos fotosintéticos para capturar y utilizar la luz adicional disponible.

8.4 Análisis de carbohidratos por HPLC

El análisis de carbohidratos solubles por HPLC proporciona información sobre el metabolismo de carbono y la acumulación de azúcares en las plantas bajo los diferentes tratamientos de luz LED. Los carbohidratos analizados incluyeron sacarosa, glucosa y fructosa. Los resultados muestran diferencias significativas en la concentración de carbohidratos entre los tratamientos, con el tratamiento de luz blanca resultando en las mayores concentraciones de la mayoría de los azúcares.

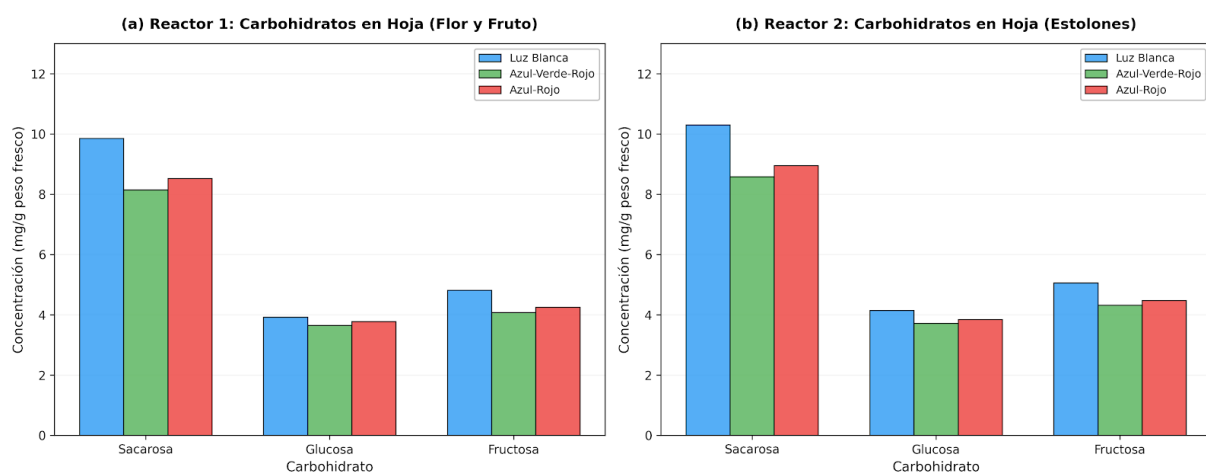


Ilustración 9. Perfil de carbohidratos solubles determinados por HPLC en hojas de fresa bajo diferentes espectros de luz LED. A) Reactor 1 (Flor y Fruto); B) Reactor 2 (Estolones).

8.4.1. Reactor 1: Carbohidratos

En el Reactor 1, las plantas bajo luz blanca mostraron la mayor concentración de sacarosa (9.85 mg/g), mientras que la concentración de glucosa fue similar entre los tratamientos. (Cuadro 17).

8.4.2. Reactor 2: Carbohidratos

En el Reactor 2, el patrón fue similar, con las plantas bajo luz blanca mostrando las mayores concentraciones de sacarosa (10.30 mg/g). La concentración de glucosa también fue mayor bajo luz blanca (4.15 mg/g) en comparación con los otros tratamientos (Cuadro 17).

Tabla 17. Concentración de carbohidratos por HPLC en ambos reactores (mg/g peso fresco)

Reactor	Tratamiento	Sacarosa	Glucosa	Fructosa	Total azúcares
R1	Luz Blanca	9.85 ± 0.75 a	3.92 ± 0.30 a	4.82 ± 0.37 a	18.77
R1	Luz Azul-Rojo	8.52 ± 0.65 b	3.78 ± 0.29 a	4.25 ± 0.32 b	16.70
R1	Luz Azul-Verde-Rojo	8.15 ± 0.62 b	3.65 ± 0.28 a	4.08 ± 0.31 b	16.02
R2	Luz Blanca	10.30 ± 0.78 a	4.15 ± 0.32 a	5.06 ± 0.38 a	19.73
R2	Luz Azul-Rojo	8.95 ± 0.68 b	3.85 ± 0.29 b	4.48 ± 0.34 b	17.46
R2	Luz Azul-Verde-Rojo	8.58 ± 0.65 b	3.72 ± 0.28 b	4.32 ± 0.33 b	16.78

Valores representan media ± error estándar (n=3 repeticiones biológicas). Letras diferentes dentro de cada reactor indican diferencias significativas según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). Total azúcares = suma de todos los carbohidratos medidos.

8.4.3. Discusión de resultados de carbohidratos

Los resultados del análisis de carbohidratos demuestran que el tratamiento de luz blanca resultó en las mayores concentraciones de azúcares solubles, particularmente sacarosa y fructosa, en ambos reactores. Esto es consistente con la mayor capacidad fotosintética de las plantas bajo luz blanca, como se evidencia por el mayor contenido de clorofila y el mayor crecimiento vegetativo.

La sacarosa es el principal azúcar de transporte en la fresa y representa el producto primario de la fotosíntesis que es exportado desde las hojas hacia otros órganos de la planta. La mayor concentración de sacarosa en las hojas de estolones bajo luz blanca sugiere una mayor tasa de fotosíntesis y/o una mayor capacidad de síntesis de sacarosa. Lu et al. (2024) reportaron que la iluminación LED de espectro

completo aumentó el contenido de azúcares solubles en frutos de fresa, lo que es consistente con nuestros hallazgos en tejido vegetativo.

La fructosa y la glucosa son productos de la hidrólisis de la sacarosa por la enzima invertasa. Estas hexosas pueden ser utilizadas directamente en el metabolismo respiratorio o pueden ser almacenadas temporalmente en las vacuolas. La mayor concentración de fructosa bajo luz blanca sugiere una mayor disponibilidad de carbohidratos para el crecimiento y desarrollo. En el contexto de la calidad del fruto, la acumulación de fructosa y glucosa es deseable ya que estos azúcares contribuyen directamente al sabor dulce del fruto.

La concentración total de azúcares solubles fue mayor en R2 que en R1 para todos los tratamientos, lo que puede atribuirse a la mayor intensidad lumínica y el fotoperiodo más largo en R2, resultando en una mayor fotosíntesis acumulada. La mayor disponibilidad de carbohidratos en R2 probablemente contribuyó a la mayor producción de estolones observada en este reactor.

La relación entre el contenido de azúcares y el crecimiento vegetativo es compleja. Por un lado, una mayor fotosíntesis resulta en mayor producción de azúcares. Por otro lado, un crecimiento vegetativo vigoroso consume azúcares rápidamente, lo que puede reducir su concentración en los tejidos. El hecho de que las plantas bajo luz blanca mostraran tanto mayor crecimiento como mayor concentración de azúcares sugiere que la tasa de fotosíntesis bajo este tratamiento fue suficientemente alta para soportar tanto el crecimiento vigoroso como la acumulación de reservas de carbohidratos.

Desde una perspectiva de calidad del material vegetal, la mayor concentración de azúcares en los estolones bajo luz blanca puede indicar un mejor estado nutricional y una mayor capacidad de las plantas hijas para establecerse exitosamente tras el trasplante. Los estolones con mayores reservas de carbohidratos tienen más energía disponible para el crecimiento inicial de raíces y hojas, lo que puede mejorar la tasa de supervivencia y el vigor tras el trasplante.



8.4.4. Integración de resultados: clorofilas y carbohidratos

Los resultados de los análisis de clorofilas y carbohidratos se complementan y refuerzan mutuamente. Las plantas bajo luz blanca mostraron mayor contenido de clorofila, lo que indica una mayor capacidad fotosintética. Esta mayor capacidad fotosintética se tradujo en una mayor producción de carbohidratos, como se evidencia por las mayores concentraciones de sacarosa y fructosa. A su vez, la mayor disponibilidad de carbohidratos soportó el mayor crecimiento vegetativo y la mayor producción de estolones observados bajo luz blanca.

Este patrón integrado de respuestas fisiológicas demuestra que el espectro lumínico tiene efectos profundos y coordinados en múltiples niveles del metabolismo vegetal, desde la síntesis de pigmentos fotosintéticos hasta la producción de carbohidratos y el crecimiento y desarrollo de la planta. La luz blanca, con su espectro balanceado, parece proporcionar las señales óptimas para coordinar estos procesos de manera eficiente.

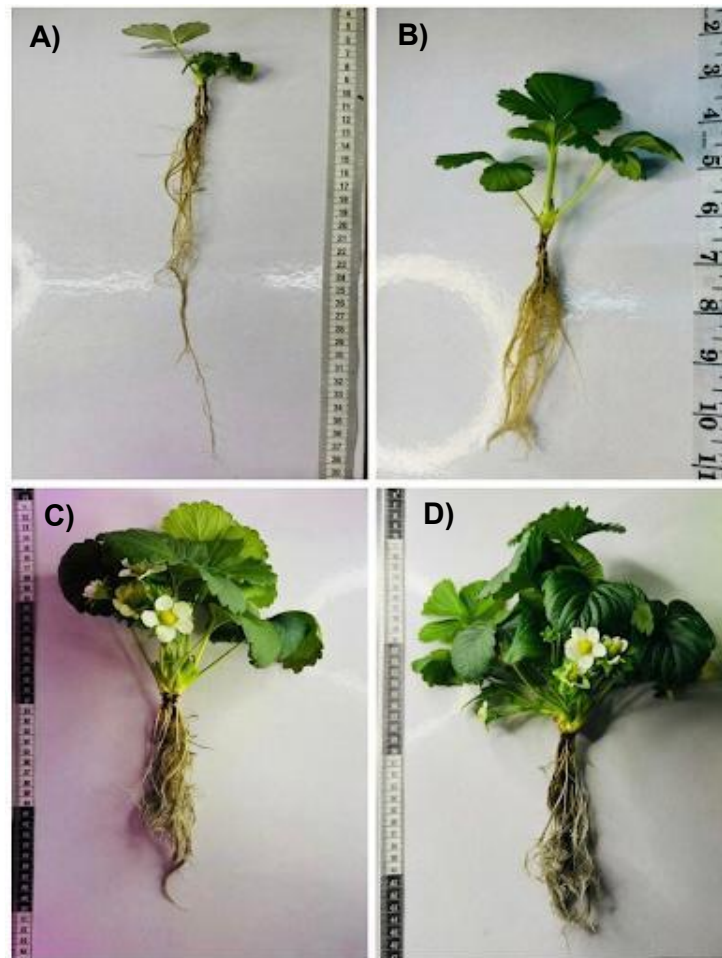


Ilustración 10. Evolución del desarrollo vegetativo y reproductivo de plantas de fresa (*Fragaria x ananassa*) en el Reactor 1 (Flor y Fruto) durante cuatro meses de cultivo aeropónico bajo condiciones controladas. A) Mes 1: establecimiento y desarrollo del sistema radicular *primario*. B) Mes 2: incremento de la biomasa foliar y consolidación de la arquitectura radicular. C) Mes 3: inicio de la etapa reproductiva con aparición de las primeras inflorescencias. D) Mes 4: fase de floración plena con sistema radicular altamente ramificado y vigoroso.

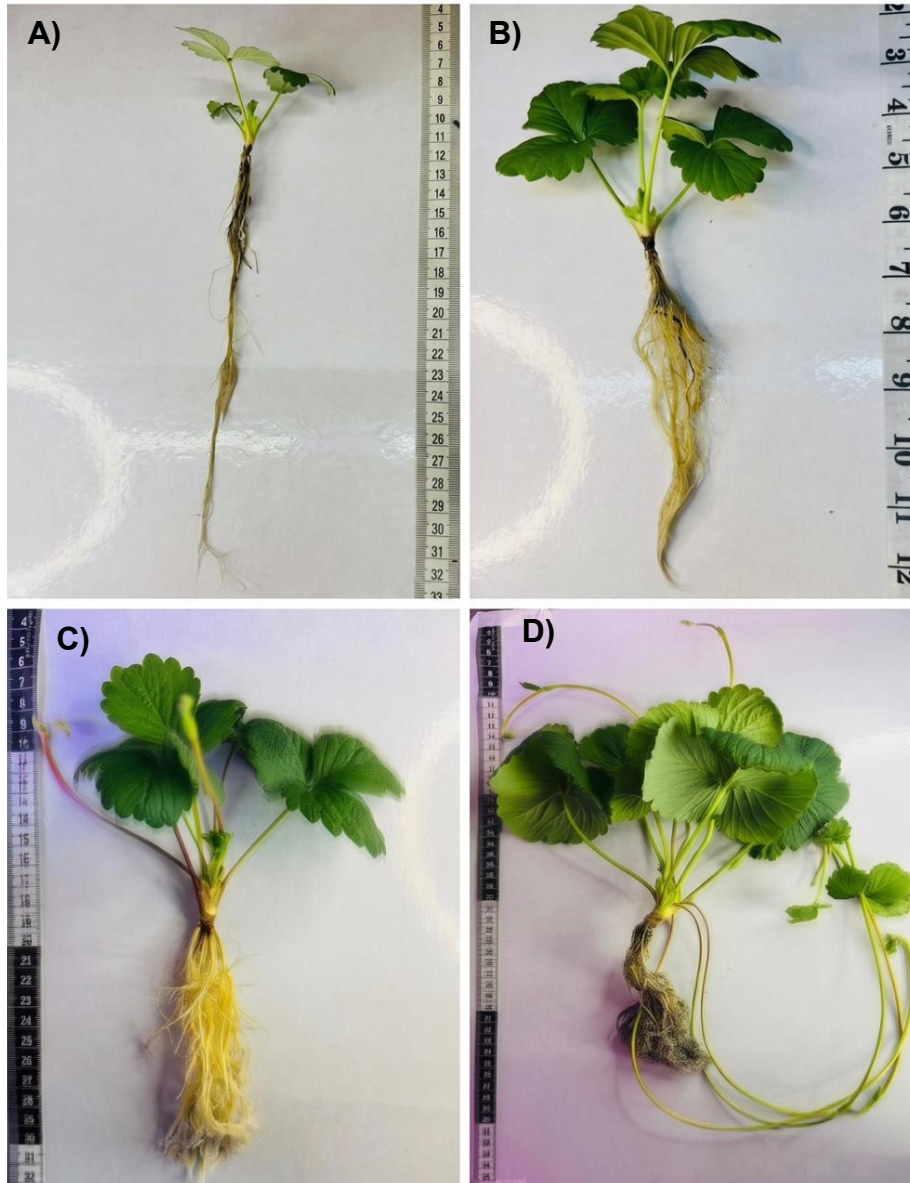


Ilustración 11. Progresión del desarrollo vegetativo y capacidad de propagación mediante estolones en plantas de fresa (*Fragaria x ananassa*) en el Reactor 2 bajo ambiente controlado. A) Mes 1: fase de establecimiento inicial con desarrollo foliar incipiente. B) Mes 2: expansión del área foliar y fortalecimiento del sistema radicular. C) Mes 3: inicio de la emisión de estolones y elongación de pecíolos. D) Mes 4: fase de máxima actividad vegetativa con profusa formación de estolones secundarios.

9. CONCLUSIONES

Los resultados de esta investigación demuestran de manera concluyente que el sistema aeropónico vertical con iluminación LED es altamente efectivo para el escalamiento en laboratorio de la producción de estolones y frutos de fresa (*Fragaria* × *ananassa*) en ambiente controlado. Las principales conclusiones son:

1. Superioridad de la luz blanca: El tratamiento de luz LED blanca fue consistentemente superior a los tratamientos de luz azul-rojo y azul-verde-rojo en todos los parámetros evaluados, incluyendo crecimiento vegetativo (número de hojas, altura, longitud de raíz, peso fresco), producción de estolones, calidad de fruto, contenido de clorofilas y acumulación de carbohidratos. Esto demuestra que un espectro lumínico balanceado es más efectivo que espectros especializados para la producción integral de fresa en sistemas aeropónicos verticales.
2. Aclimatación exitosa: El protocolo de aclimatación gradual desarrollado en este estudio permitió una transición exitosa de las plantas desde condiciones *in vitro* hacia el sistema aeropónico *ex vitro*, con una tasa de supervivencia del 100%. El uso de cámaras de humedad durante las primeras dos semanas y el período inicial de un mes con agua purificada fueron estrategias efectivas para minimizar el estrés de trasplante y promover el desarrollo de raíces aeropónicas funcionales.
3. Producción intensiva de estolones: El Reactor 2, configurado con fotoperiodo de día largo (18h/6h), temperatura de 25°C e intensidad lumínica de 120 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, resultó en una producción excepcional de estolones. Las plantas bajo luz blanca produjeron un promedio de 49.25 estolones por planta en cuatro meses, con 39.6% clasificados como aptos para vivero y 21.3% como aptos para raíz. Esta tasa de multiplicación es sustancialmente mayor que la de sistemas convencionales y demuestra el potencial del sistema para la producción comercial de material vegetal de propagación.
4. Producción de frutos de calidad: El Reactor 1, configurado con fotoperiodo de día corto (12h/12h), temperatura de 23°C e intensidad lumínica de 90 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$,

fue efectivo para inducir la floración y la producción de frutos. Los frutos producidos bajo luz blanca tuvieron un peso promedio de 8.2 g y un contenido de sólidos solubles de 5.85 °Brix, demostrando que es posible producir frutos de calidad aceptable en sistemas de cultivo en interior con iluminación LED.

5. Optimización fisiológica: El análisis de clorofilas reveló que las plantas bajo luz blanca desarrollaron la mayor concentración de pigmentos fotosintéticos (0.0682 mg/g de clorofila total en R2), indicando una mayor capacidad fotosintética. El análisis de carbohidratos por HPLC mostró que las plantas bajo luz blanca acumularon las mayores concentraciones de sacarosa (10.30 mg/g) y fructosa (5.06 mg/g), reflejando una mayor producción de fotoasimilados. Estos resultados bioquímicos explican el mayor crecimiento y productividad observados bajo luz blanca.
6. Validación de la hipótesis: Los resultados validan la hipótesis de que el cultivo aeropónico vertical de fresa bajo condiciones de luz LED y temperatura controladas incrementa significativamente la producción de estolones y frutos. El sistema demostró una eficiencia espacial y hídrica superior, con una reducción estimada del 90% en el consumo de agua en comparación con sistemas de cultivo en suelo, y una densidad de plantas por metro cuadrado significativamente mayor que en sistemas horizontales.
7. Protocolo de producción: Se desarrolló exitosamente un protocolo técnico para la producción de estolones de fresa en sistema aeropónico vertical con luz LED, cumpliendo con el objetivo específico 4. Este protocolo incluye especificaciones detalladas de las condiciones ambientales (temperatura, humedad, fotoperiodo, intensidad lumínica), la composición de la solución nutritiva, los procedimientos de aclimatación, y los criterios de clasificación de estolones.
8. Aplicabilidad comercial: Los resultados demuestran que el sistema aeropónico vertical con iluminación LED tiene un alto potencial para aplicaciones comerciales en la producción de material vegetal de propagación y frutos de fresa fuera de temporada. La capacidad de producir continuamente durante todo el año, independientemente de las condiciones climáticas externas, y la eliminación de patógenos del suelo, representan ventajas competitivas significativas.



En conclusión, esta investigación establece que el escalamiento biotecnológico de la producción de fresa mediante sistemas aeropónicos verticales con iluminación LED blanca es técnicamente viable y altamente productivo, ofreciendo una solución sostenible para la agricultura intensiva en ambientes controlados.

10. RECOMENDACIONES

Con base en los resultados y experiencias obtenidas en esta investigación, se presentan las siguientes recomendaciones para futuras investigaciones y para la implementación comercial de sistemas aeropónicos verticales para la producción de fresa:

10.1. Recomendaciones para investigación futura

9. Evaluación de variedades: Se recomienda evaluar el sistema aeropónico vertical con iluminación LED blanca en múltiples variedades comerciales de fresa, incluyendo variedades de día corto, día neutro y día largo. Diferentes variedades pueden responder de manera diferente a las condiciones de cultivo controlado, y la identificación de variedades óptimas para este sistema podría mejorar aún más la productividad.
10. Optimización de la intensidad lumínica: Aunque las intensidades de 90 y 120 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ utilizadas en este estudio fueron efectivas, se recomienda investigar un rango más amplio de intensidades (50-300 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) para determinar los niveles óptimos para diferentes etapas de desarrollo y objetivos productivos. Esto podría permitir una mayor eficiencia energética sin comprometer la productividad.
11. Enriquecimiento de CO_2 : La concentración de CO_2 en este estudio se mantuvo en niveles ambientales (~ 400 ppm). Se recomienda investigar el efecto del enriquecimiento de CO_2 (600-1200 ppm) en la fotosíntesis, crecimiento y productividad de fresa en sistemas aeropónicos verticales. El enriquecimiento de CO_2 podría potenciar aún más los beneficios de la iluminación LED optimizada.
12. Análisis económico detallado: Se recomienda realizar un análisis económico completo que incluya los costos de inversión inicial, costos operativos (electricidad, nutrientes, mano de obra), y los ingresos potenciales de la venta de estolones y frutos. Este análisis permitiría determinar la viabilidad económica del sistema a escala comercial y identificar estrategias para mejorar la rentabilidad.

13. Evaluación de la calidad post-cosecha: Se recomienda evaluar la vida útil post-cosecha, la firmeza, el contenido de compuestos bioactivos (antocianinas, vitamina C, compuestos fenólicos) y las características sensoriales de los frutos producidos en el sistema aeropónico vertical. Esto proporcionaría información valiosa sobre la calidad integral del producto.
14. Estudios de largo plazo: Este estudio se realizó durante un período de cuatro meses. Se recomienda realizar estudios de largo plazo (1-2 años) para evaluar la sostenibilidad del sistema, la productividad acumulada a lo largo de múltiples ciclos, y la posible acumulación de sales o patógenos en el sistema de recirculación.
15. Integración con energías renovables: Se recomienda investigar la integración del sistema aeropónico vertical con fuentes de energía renovable, como paneles solares, para reducir la huella de carbono y mejorar la sostenibilidad ambiental del sistema.
16. Automatización y monitoreo: Se recomienda desarrollar sistemas de automatización y monitoreo en tiempo real que permitan ajustar dinámicamente las condiciones de cultivo (luz, temperatura, humedad, nutrición) basándose en sensores y algoritmos de optimización. Esto podría mejorar aún más la eficiencia y reducir los requerimientos de mano de obra.

10.2. Recomendaciones para implementación comercial

17. Escalamiento gradual: Para la implementación comercial, se recomienda un escalamiento gradual, comenzando con sistemas piloto de tamaño mediano (50-100 plantas) antes de invertir en instalaciones de gran escala. Esto permitirá ajustar los protocolos y resolver problemas técnicos antes de la expansión completa.
18. Capacitación del personal: El manejo de sistemas aeropónicos verticales con iluminación LED requiere conocimientos técnicos especializados. Se recomienda invertir en la capacitación del personal en áreas como nutrición vegetal, manejo de sistemas hidropónicos, control ambiental y manejo integrado de plagas.

19. Mantenimiento preventivo: Se recomienda establecer un programa riguroso de mantenimiento preventivo que incluya la limpieza regular de nebulizadores, la verificación de bombas y sistemas de control, y el reemplazo periódico de la solución nutritiva. Esto minimizará las fallas del sistema y asegurará una producción continua.
20. Control de calidad: Se recomienda implementar un sistema de control de calidad que incluya la inspección regular de las plantas para detectar síntomas de deficiencias nutricionales, plagas o enfermedades, y la clasificación rigurosa de los estolones según criterios de calidad establecidos.
21. Certificación sanitaria: Para la comercialización de estolones, se recomienda obtener certificaciones sanitarias que garanticen que el material vegetal está libre de patógenos, especialmente virus. Esto puede requerir análisis de laboratorio periódicos y el mantenimiento de registros detallados de la producción.
22. Diversificación de productos: Además de la producción de estolones y frutos, se recomienda explorar la posibilidad de diversificar los productos, como la producción de plantas en maceta para consumidores domésticos, o la producción de frutos orgánicos de especialidad para mercados de alto valor.
23. Colaboración con instituciones de investigación: Se recomienda establecer colaboraciones con universidades e institutos de investigación para mantenerse actualizado sobre los avances tecnológicos en agricultura de ambiente controlado y para acceder a asesoría técnica especializada.
24. Mercadeo y posicionamiento: Se recomienda desarrollar una estrategia de mercadeo que destaque las ventajas del material vegetal producido en sistemas aeropónicos (libre de patógenos del suelo, mayor vigor, producción sostenible) y que posicione los productos en segmentos de mercado de alto valor.

Estas recomendaciones, si se implementan adecuadamente, pueden contribuir significativamente al éxito de futuras investigaciones y a la viabilidad comercial de sistemas aeropónicos verticales para la producción de fresa.

11. LITERATURA CITADA

Avendaño-Abarca, V. H., Ramos-Parra, P. A., Ramírez-Pool, J. A., & Ponce-Ramírez, M. A. (2022). Response of Strawberry to the Substitution of Blue Light by Green Light in an Indoor Vertical Farming System. *Agronomy*, 13(1), 99. <https://doi.org/10.3390/agronomy13010099>

Choi, H. G., Moon, B. Y., & Kang, N. J. (2013). Effect of Different Light Emitting Diode (LED) Lights on the Growth Characteristics and the Phytochemical Production of Strawberry Fruits during Cultivation. *Korean Journal of Horticultural Science & Technology*, 31(1), 56-64. <https://doi.org/10.7235/HORT.2013.12100>

Durner, E. F. (2024). Supplemental Low-Irradiance Mono/Polychromatic LED Lighting Significantly Enhances Floral Biology of the Long-Day F1 Hybrid Strawberry 'Soraya' (*Fragaria* × *ananassa* Duch.). *International Journal of Plant Biology*, 15(4), 1122-1138. <https://doi.org/10.3390/ijpb15040082>

Durón, J. A., Sánchez-Chávez, E., Fortis-Hernández, M., & Preciado-Rangel, P. (2025). Effect of Photosynthetic Photon Flux Density on Strawberry Runner Tips Propagated Indoors. *HortScience*, 60(1), 45-51. <https://doi.org/10.21273/hortsci18388-24>

Guiamba, H., Kudakwashe, M., & Tesfay, S. (2022). Enhancement of photosynthesis efficiency and yield of strawberry (*Fragaria ananassa* Duch.) plants via LED systems. *Frontiers in Plant Science*, 13, 918038. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.918038>

Hidaka, K., Okamoto, A., Araki, T., Miyoshi, Y., Dan, K., Imamura, H., Kitano, M., Sameshima, K., Okimura, M., & Yoshida, K. (2014). Effect of Photoperiod of Supplemental Lighting with Light-emitting Diodes on Growth and Yield of Strawberry. *Environmental Control in Biology*, 52(2), 63-71. <https://doi.org/10.2525/ECB.52.63>

Hidaka, K., Yoshida, K., Ishii, S., Nango, A., Iio, T., Dan, K., Kitano, M., Sameshima, K., Okimura, M., & Yasutake, D. (2015). Variety Comparison of Effect of Supplemental Lighting with LED on Growth and Yield in Forcing Culture of Strawberry. *Environmental Control in Biology*, 53(3), 135-140. <https://doi.org/10.2525/ECB.53.135>

Jibia, S., Ebrahimi, M., Ding, T., Ranathunge, K., Ullah, S., Binang, W., & Schaller, J. (2024). Interactive Effects of LED Spectrum and Nitrogen Levels on Physiological Changes and Yield of Strawberry (*Fragaria × ananassa* Duch.). *Plants*, 14(1), 89. <https://doi.org/10.3390/plants14010089>

Kanechi, M., Nishida, Y., Hashimoto, Y., Takahashi, K., & Uno, Y. (2017). Ever-bearing strawberry culture using a new aeroponic system with dry-fog spray fertigation during the summer. *Acta Horticulturae*, 1176, 31-36. <https://doi.org/10.17660/ACTAHORTIC.2017.1176.6>

Kepenek, K. (2019). Photosynthetic Effects of Light-emitting Diode (LED) on in Vitro-derived Strawberry (*Fragaria × Ananassa* cv. Festival) Plants Under in Vitro Conditions. *Erwerbs-Obstbau*, 61(4), 379-385. <https://doi.org/10.1007/S10341-018-00414-0>

Lee, J. W., Kang, W. H., Park, K. S., Son, J. E., & Paek, K. Y. (2020). Effect of the light spectrum of white LEDs on the productivity of strawberry transplants in a plant factory with artificial lighting. *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 61(5), 693-700. <https://doi.org/10.1007/S13580-020-00284-0>

Lu, N., Nukaya, T., Kamimura, T., Zhang, D., Kurimoto, I., Takagaki, M., Maruo, T., Kozai, T., & Yamori, W. (2024). Investigating the Effects of Full-Spectrum LED Lighting on Strawberry Traits Using Correlation Analysis and Time-Series Prediction. *Plants*, 13(2), 149. <https://doi.org/10.3390/plants13020149>

Mattner, S. W., Milinkovic, M., & Arioli, T. (2017). Evaluation of soil-less systems for strawberry transplant production in Australia. *Acta Horticulturae*, 1176, 47-52. <https://doi.org/10.17660/ACTAHORTIC.2017.1176.8>

Park, Y., Runkle, E. S., & Frantz, J. M. (2023). Growth, Flowering, and Fruit Production of Strawberry 'Albion' in Response to Photoperiod and Photosynthetic Photon Flux Density of Sole-Source Lighting. *Plants*, 12(4), 731. <https://doi.org/10.3390/plants12040731>

Ries, C. (2024). Improving Indoor Strawberry Production in Vertical Farming through Enhanced Lighting and Fertilization Strategies. [Tesis de maestría, Universidad no especificada]. Repositorio institucional.

Ries, C., Ying, Q., Castillo, I., & Colquhoun, T. A. (2024). Far-red Light in Sole-source Lighting Can Enhance the Growth and Fruit Production of Indoor Strawberries. *HortScience*, 59(11), 1456-1465. <https://doi.org/10.21273/hortsci17729-24>

Smith, D. R., Spiers, J. M., & Sakhanokho, H. F. (2022). Effect of Light-emitting Diodes, Ultraviolet-B, and Fluorescent Supplemental Greenhouse Lights on Strawberry Plant Growth and Response to Infection by the Anthracnose Pathogen *Colletotrichum gloeosporioides*. *HortScience*, 57(4), 512-519. <https://doi.org/10.21273/hortsci16591-22>

Stuemky, J. A., Pliakoni, E. D., & Rivard, C. L. (2020). Supplemental Light-emitting Diode Effects on the Growth, Fruit Quality, and Yield of Two Greenhouse-grown Strawberry (*Fragaria ×ananassa*) Cultivars. *HortScience*, 55(11), 1777-1783. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI14113-19>

Tsuruyama, J., Shibuya, T., & Kitaya, Y. (2018). Growth and Flowering Responses of Seed-propagated Strawberry Seedlings to Different Photoperiods in Controlled Environment Chambers. *HortTechnology*, 28(5), 621-626. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH04061-18>

Yoneda, R., Nishida, S., Ura, M., Nakashima, H., & Oda, Y. (2020). Effects of supplemental lighting during the period of rapid fruit development on the growth, yield, and energy use efficiency in strawberry plant production. *International Agrophysics*, 34(2), 233-239. <https://doi.org/10.31545/INTAGR/117623>

Yoshida, H., Hikosaka, S., Goto, E., Takasuna, H., & Kudou, T. (2016). Effects of varying light quality from single-peak blue and red light-emitting diodes during nursery period on flowering, photosynthesis, growth, and fruit yield of everbearing strawberry. *Plant Biotechnology*, 33(4), 267-276. <https://doi.org/10.5511/PLANTBIOTECHNOLOGY.16.0216A>