



TESIS

**“EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA LUZ LED EN EL DESARROLLO
VEGETATIVO DE CORMOS (*Crocus sativus* L.) EN EL CULTIVO
AEROPONICO CON AMBIENTE CONTROLADO, Y DETERMINACIÓN
DE LOS COMPONENTES BIOACTIVOS DE SUS FLORES,
PROVENIENTES DE CAMPO”.**

QUE PRESENTA:

ING. ULISES GONZALEZ CORTEZ

DIRECTOR DE TESIS:

DR. CARLOS ARIAS CASTRO

CODIRECTOR:

DRA. MARTHA ALICIA RODRIGUEZ MENDIOLA

ASESOR:

DR. MARTÍN EDUARDO ÁVILA MIRANDA

ASESOR:

DRA. VANIA SBEYDE FARÍAS CERVANTES

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS EN AGROBIOTECNOLOGIA**

TLAJOMULCO DE ZÚÑIGA, JALISCO. DICIEMBRE 2025.



Educación
Secretaría de Educación Pública



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Instituto Tecnológico de Tlajomulco
Subdirección académica

Tlajomulco de Zúñiga, Jal. **28/noviembre/2025**
No. DE OFICIO: DEPI/139/2025

Asunto: Autorización de impresión de tesis.

ULISES GONZÁLEZ CORTEZ (M17940268)
CANDIDATO 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 "Evaluación del efecto de la luz LED en el desarrollo vegetativo de cormos (*Crocus sativus* L.) en el cultivo aeropónico con ambiente controlado, y determinación de los componentes bioactivos de sus flores, provenientes de campo"**, 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 los Retos del Futuro*

MIGUEL ÁNGEL SEGURA CASTRUITA
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN
DEL TecNM CAMPUS TLAJOMULCO



SEP
TECNM
14DIT0003B
J1 TLAJOMULCO
DIV. DE ESTUDIOS
DE POSGRADO
E INVESTIGACIÓN

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



2025
Año de
La Mujer
Indígena

KM. 10 carretera a San Miguel Cuyutlán, Cto. Vicente Fernández Gómez
C.P.45640 Tlajomulco de Zúñiga, Jal. Tel. 33 29 02 11 30
e-mail: plan_tlajomulco@tecnm.mx www.tlajomulco.tecnm.mx





ACEPTACIÓN DE PROPUESTA DE TESIS

Tlajomulco de Zúñiga, Jal., 28 de noviembre del 2025.

MIGUEL ÁNGEL SEGURA CASTRUITA
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN Del ITT
PRESENTE

Por este conducto, los integrantes del Comité Tutorial de el **C. Ulises González Cortez**, con número de control **M17940286**, de la Maestría en Ciencias en Agrobiotecnología (**MCAGB2011-19**), le informamos que hemos revisado el trabajo de tesis profesional titulado: "**Evaluación del efecto de la luz LED en el desarrollo vegetativo de cormos (*Crocus sativus* L.) en el cultivo aeropónico con ambiente controlado, y determinación de los componentes bioactivos de sus flores, provenientes de campo**".

Y hemos encontrado que se han realizado todas las correcciones y observaciones que se le indicaron, por lo que hemos acordado aceptar el documento de tesis y le solicitamos la autorización de impresión definitiva.

Carlos Arias Castro
Doctor en Ciencias en Agrobiotecnología
7115190
Director

Martha Alicia Rodríguez Mendiola
Doctora en Ciencias en Agrobiotecnología
7115088
Codirectora

Vania Sbeyde Farias Cervantes
Doctora en Ciencias en Ingeniería Bioquímica
9781018
Revisora

Martín Eduardo Ávila Miranda
Doctor en Ciencias en la Especialidad de
Biotecnología de Plantas
5984995

C.c.p.- Luz Elena Alfaro Orozco.- Departamento de Servicios Escolares.
C.c.p.- Expediente.
AIBR/RNP/MASC/AIRV



2025
Año de
La Mujer
Indígena

KM. 10 carretera a San Miguel Cuyutlán, Cto. Vicente Fernández Gómez
C.P.45640 Tlajomulco de Zúñiga, Jal. Tel. 33 29 02 11 30
e-mail: plan_tlajomulco@tecnm.mx www.tlajomulco.tecnm.mx



AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi más profundo agradecimiento al Instituto Tecnológico de Tlajomulco, por brindarme la formación académica y el acompañamiento necesario durante el desarrollo de este proyecto. Extiendo también mi sincero reconocimiento a SECIHTI, dependencia que me brindó el apoyo económico que hizo posible la realización de mis estudios de posgrado.

A continuación, quiero agradecer de manera muy especial a mi director, el Dr. Carlos Arias Castro, y a mi codirectora, la Dra. Martha Alicia Rodríguez Mendiola, por su guía, orientación y dedicación constante. Su apoyo académico y humano ha sido fundamental para la culminación de este trabajo.

Mi gratitud se extiende también a la Cátedra de Química Agrícola de la Universidad de Castilla-La Mancha, por permitirme integrarme a su equipo y ampliar mi formación científica. De manera particular, agradezco al Dr. Gonzalo Luis Alonso Díaz-Marta y a la Dra. Rosario Sánchez Gómez, por sus enseñanzas, comentarios y contribuciones que enriquecieron significativamente esta investigación.

Finalmente, agradezco profundamente a mis compañeros de laboratorio de ambas instituciones, quienes, con su apoyo, colaboración y compañía, hicieron de este proceso una experiencia más llevadera y formativa.

A todos ustedes, gracias

DEDICATORIA

Dedico este trabajo, con profundo cariño y gratitud, a mis papás Rubén González y Silvia Cortez, quienes han sido mi mayor ejemplo de esfuerzo, perseverancia y amor incondicional. Gracias por impulsarme siempre a seguir adelante, por creer en mí incluso en los momentos más difíciles y por brindarme el apoyo que ha hecho posible cada paso de este camino.

A mis hermanos y a toda mi familia cercana, gracias por acompañarme, por sus palabras de aliento y por estar presentes cuando más los necesité. Su confianza y respaldo han sido un pilar fundamental en mi formación personal y profesional.

Especialmente, a Natalí Méndez, mi compañera de vida. Gracias por tu amor, tu paciencia y por apoyarme con firmeza en cada etapa de este proceso. Tu presencia ha sido un impulso constante para no rendirme y alcanzar cada meta.

Y también dedico este logro a todas aquellas personas que ya no están conmigo, pero cuyo recuerdo vive en mi corazón. Su presencia, sus enseñanzas y el amor que dejaron siguen guiándome y dándome fuerza. Este trabajo también es para ellos

A todos ustedes, con todo mi corazón, dedico este logro.

INDICE

INDICE	I
INDICE DE FIGURAS.....	IV
INDICE DE TABLAS	VI
RESUMEN	VII
1 INTRODUCCIÓN	1
2 MARCO TEORICO.....	3
2.1 Clasificación taxonomía de <i>Crocus sativus</i> L.	3
2.2 Descripción botánica de <i>C. sativus</i>	4
2.2.1 Morfología subterránea (cormo y raíces)	4
2.2.2 Morfología aérea (hojas y flor).....	5
2.3 Estadios y períodos del ciclo anual	6
2.3.1 Período de actividad	6
2.3.2 Período de reposo (latencia)	7
2.4 El origen del azafrán (<i>C. sativus</i>): una perspectiva histórica y genética.....	8
2.4.1 Etimología y orígenes geográficos de la denominación.....	8
2.4.2 Evidencia histórica y diseminación cultural	8
2.4.3 Origen genético y ancestros putativos	9
2.4.4 Homogeneidad genética y variabilidad del azafrán	10
2.5 Importancia económica de azafrán en el mundo.....	11
2.5.1 Valor en el mercado y producción mundial	11
2.6 Compuestos bioactivos y potencial terapéutico del azafrán.	12
2.6.1 Principales compuestos bioactivos del azafrán.....	12
2.6.2 Farmacología y usos terapéuticos del azafrán	14
2.7 El cormo como eje de la reproducción y producción en el azafrán (<i>C. sativus</i> L.)	16
2.7.1 Importancia del cormo para la reproducción y la continuidad de la especie	16
2.7.2 Importancia del cormo para la floración y la producción de estigmas	17
2.8 La aeroponía: fundamentos y beneficios de su aplicación	18
2.8.1 Definición y principios fundamentales.....	18
2.8.2 Ventajas y beneficios de la utilización de la aeroponía.....	19

2.9 La luz y la influencia de diversos espectros.....	22
2.9.1 La fotosíntesis como fuente de energía y biomasa	22
2.9.2 Pigmentos fotosintéticos: clorofilas y carotenoides	22
2.9.3 Fotorreceptores y el impacto de los espectros azul y rojo	23
2.9.4 Efectos de la calidad de la luz en la fisiología vegetal	24
2.10 Sistemas de ambiente controlado y condiciones ambientales óptimas para el cultivo de <i>C. sativus</i>	25
2.10.1 Sistemas de ambiente controlado para el azafrán	25
2.10.2 Condiciones ambientales óptimas	26
2.11 Restos florales: un nuevo nicho de oportunidad.	28
2.11.1 Importancia de las flores de azafrán y sus bio-residuos	29
2.11.2 Contenido de metabolitos en los restos florales.....	29
2.11.3 Implementación de los restos florales en la obtención de compuestos.....	31
3 JUSTIFICACIÓN	32
4 OBJETIVOS.....	34
5 HIPÓTESIS	35
6 METODOLOGÍA.....	36
6.1 Diseño experimental	36
6.2 Material vegetal	37
6.2.1 Desinfección del material vegetal	37
6.3 Sistema aeropónico.....	37
6.3.1 Estructura de soporte del sistema	38
6.3.2 Cámara y soporte de cultivo	38
6.3.3 Sistema de nebulización.....	39
6.3.4 Ciclos de nebulización	39
6.4 Condiciones ambientales	39
6.5 Establecimiento del cultivo	40
6.5.1 Siembra	40
6.5.2 Periodo de adaptación	40
6.5.3 Solución nutritiva	41
6.6 Colocación de las barras LED.....	41
6.7 Variables evaluadas.....	42
6.7.1 Evaluaciones a los 90 días posteriores a la siembra.....	42

6.7.2 Evaluaciones a los 120 días posteriores a la siembra.....	43
6.8 Contenido de pigmentos fotosintéticos: clorofila a, b y carotenoides totales.....	43
6.8.1 Extracción de pigmentos en etanol.....	43
6.8.2 Medición Espectrofotométrica de Pigmentos	44
6.8.3 Cálculo de clorofilas a y b.....	44
6.8.4 Cálculo de carotenoides totales.....	45
6.8.5 Expresión de resultados (masa fresca).....	45
6.9 Metodología para la cuantificación de carbohidratos solubles mediante HPLC.....	46
6.10 Estancia en la Universidad de Castilla-La Mancha: Optimización de proceso de extracción de flores de <i>C. sativus</i>	48
Análisis de datos	53
7 RESULTADOS.....	54
7.1 Desarrollo vegetativo bajo los diferentes tratamientos de luz LED	54
7.2 Concentración de pigmentos fotosintéticos	58
7.3 Cuantificación de carbohidratos solubles en hojas y cormos mediante HPLC.....	59
7.4 Curvas de aproximación a la saturación de compuestos bioactivos provenientes de flores de <i>C. sativus</i>	62
8. DISCUSIONES.....	66
8.1 Desarrollo vegetativo aéreo y partición de la biomasa.....	66
8.2 Dinámica del Cormo y Acumulación de Reservas	66
8.3 Producción y tamaño de cormos hijos.....	67
8.4 Concentración de Pigmentos Fotosintéticos.....	68
8.5. Dinámica de Carbohidratos y Fisiología Fuente-Sumidero	69
8.6. Optimización del proceso de extracción y tamaño de muestra.....	69
9. CONCLUSIONES	72
10. BIBLIOGRAFIA.....	73
Anexo	81

INDICE DE FIGURAS

Fig. 1 A) Planta de azafrán: 1 Flor, 2 pistilo, 3 Pistilo, 4 hojas radicales y 5 cormo; B) órgano reproductor femenino (pistilo): 1 parte aérea, 2 parte no aérea, 3 ovario, 4 estilo y 5 estigma; C) algunos ejemplos de desechos florales: 1 estambre, 2 grano de polen, 3 ovario (corte longitudinal) y 4 ovario (corte transversal); D) Cultivo de azafrán en Minaya, España; E) Planta de azafrán iniciando desarrollo vegetativo. Nota: imágenes propias (D y E, imágenes de otras fuentes A, B y C (ISO, 2011).	4
Fig. 2 Ciclo vegetativo de <i>Crocus sativus</i> L. Adaptado de Lorenzo et al., (2023)	6
Fig. 3 Mapa mundial con los países con mayor producción de azafrán. Datos tomados de Cardone et al.,(2020).	12
Fig. 4 Estructura molecular de (a) crocetina, (b) picrocrocin, (c) safranal y (d) crocin-1. Figura tomada de Anaeigoudari et al., (2023).	13
Fig. 5 Diagrama simplificado de un sistema aeropónico	19
Fig. 6 Rango de espectro de luz visible. nota: imagen toma de es.vecteezy.com	22
Fig. 7 Proporciones de luz roja (R) y azul (A) en el sistema aeropónico.	36
Fig. 8 Recepción de cormo se <i>C. sativus</i>	37
Figura 9 Diagrama con corte transversal a la cámara de aeroponía	38
Fig. 10 Cormo de <i>C. sativus</i> en el soporte del sistema aeropónico.	40
Fig. 11 Medidor de luz PAR (VBR-200, Vabira).	42
Fig. 12 Espectrofotómetro UV-Vis GBC Cintra 10e	44
Fig. 13 Diagrama de cuantificación de contenido de pigmentos fotosintéticos.	46
Fig. 14 Thermo Scientific SpectraSYSTEM HPLC (Thermo Fisher Scientific, EE.UU.).	48
Fig. 15 Entrada al plantel donde se encuentra la Catedra de química agrícola de UCLM, campus Albacete, España.	49
Fig. 16 Agilent 1200 HPLC-DAD (Agilent Technologies, Inc., EE.UU.).	52
Fig. 17 Los tratamientos con diferentes proporciones de luz roja y azul (R:A) implementados en el sistema aeropónico y planta de azafrán a los 90 días. a) luz blanca (testigo), b) 1:4 R:A, c) 1:1 R:A, d) 4:1 R:A.	54
Fig. 18 A) Número de brote por cormo; B) Número de hojas por cormo; C) Longitud de hojas y raíces. Mediciones a los 90 días. LSD ($p<0.05$).	55
Fig. 19 Número de cormos hijos a los 90 y 120 días. LSD ($p<0.05$).	56
Fig. 20 Peso total de la planta de azafrán. LSD ($p<0.05$).	56
Fig. 21 Diámetro de cormo madre. LSD ($p<0.05$).	57
Fig. 22 Diámetro de cormos hijos a los 90 y 120 días. LSD ($p<0.05$).	57
Figura 23 Izquierda: Extracto etanolico de hojas de <i>C. sativus</i> ; Derecha: Espectro de extracto de hojas de <i>C. sativus</i> resaltando la longitud de onda relacionado a carotenoides totales, clorofila a y clorofila b.	58
Fig. 24 Concentración de clorofilas a, b y carotenoides en hojas a los 90 días. LSD ($p<0.05$).	59
Fig. 25 Cromatografía de los estándares de carbohidratos	60
Fig. 26 Rectas de calibración de carbohidratos solubles: A) Sacarosa; B) Glucosa; C) Fructosa; D) Fructanos.	60
Fig. 27 Concentración en Peso Seco (PS) de carbohidratos solubles en hojas de <i>C. sativus</i> con diferentes tratamientos de luz LED a los 90 días. LSD ($p<0.05$).	61

Fig. 28 Concentración en Peso Seco (PS) de carbohidratos solubles en cormos de <i>C. sativus</i> con diferentes tratamientos de luz LED a los 120 días. LSD ($p < 0.05$).....	62
Fig. 29 Curvas de aproximación a la saturación de los principales flavonoides en flores de <i>C. sativus</i> . A) K-3-O-s-7-O-g; B) Q-3-O-s; C) K-3-O-s.....	63
Fig. 30 Curvas de aproximación a la saturación de los principales carotenoides y derivados en flores de <i>C. sativus</i> . A) Picrocrocin; B) Safranal; C) Trans-crocinas totales.	64
Fig. 31 Curvas de aproximación a la saturación de las principales antocianinas en flores de <i>C. sativus</i> . A) D-3,5-di-O-g; B) P-3,5-di-O-g; C) M-3,5-di-O-g.	65

INDICE DE TABLAS

Tabla 1 Clasificación taxonómica de <i>Crocus sativus</i> L.....	3
Tabla 2 Solución nutritiva empleada en cultivo de <i>C. sativus</i> L. en sistema aeropónico ..	41

RESUMEN

El presente estudio evaluó el efecto de diferentes proporciones de luz LED (rojo:azul) en el desarrollo vegetativo, la formación de cormos y la actividad fotoquímica de *Crocus sativus* L. cultivado en un sistema aeropónico con ambiente controlado. Se analizaron variables de crecimiento, dinámica del cormo madre e hijos, concentración de pigmentos fotosintéticos y acumulación de carbohidratos. Además, se caracterizaron compuestos bioactivos presentes en flores de campo mediante curvas de aproximación a la saturación.

Los resultados mostraron que la proporción 4:1 rojo:azul promovió el mayor número de brotes, la mayor biomasa total y las concentraciones más altas de clorofila a, clorofila b y carotenoides, lo que indica una mayor eficiencia fotoquímica. En contraste, el tratamiento 1:4 rojo:azul produjo cormos hijos de menor calibre y menores niveles de carbohidratos. Todos los tratamientos evidenciaron la movilización natural de las reservas del cormo madre durante el ciclo. Los perfiles de carbohidratos confirmaron una fisiología fuente-sumidero activa, más eficiente en los tratamientos con predominio de luz roja.

El análisis de metabolitos florales mostró incrementos proporcionales a la masa de muestra, aunque sin alcanzar la saturación, lo que indica la necesidad de una mayor replicación para determinar con precisión la capacidad extractiva.

En conclusión, el espectro 4:1 rojo:azul fue el más favorable para optimizar el crecimiento, la eficiencia fotosintética y la acumulación de reservas en *C. sativus*, lo que proporciona bases para mejorar el manejo lumínico del cultivo en sistemas aeropónicos.

1 INTRODUCCIÓN

El azafrán (*Crocus sativus* L.) es una especie de alto valor agronómico y comercial, ya que sus estigmas desecados constituyen una de las especias más apreciadas a nivel mundial. Su relevancia económica se asocia no sólo a su demanda en las industrias alimentarias, farmacéuticas y cosméticas, sino también a las complejidades de su producción, caracterizada por la ausencia de reproducción sexual viable y la dependencia exclusiva de los cormos como unidad de propagación vegetativa. Este sistema reproductivo implica que la productividad del cultivo depende directamente del desarrollo fisiológico del cormo madre y de la formación de cormos hijos de tamaño y calidad adecuados para asegurar el establecimiento del ciclo siguiente.

En años recientes, el uso de sistemas de cultivo controlado, como el cultivo aeropónico, ha ganado relevancia como estrategia para mejorar la eficiencia en la propagación y el rendimiento del azafrán. Estos sistemas permiten regular con precisión las condiciones ambientales, nutricionales y lumínicas, factores determinantes para la fisiología de *C. sativus*. Entre dichos factores, la calidad espectral de la luz desempeña un papel crucial, ya que influye en la morfogénesis, la acumulación de biomasa, la síntesis de pigmentos fotosintéticos y la formación de órganos subterráneos, como los cormos.

La luz roja y azul, en particular, posee roles diferenciados y complementarios en el crecimiento vegetal. La luz roja participa en procesos de elongación celular, acumulación de biomasa y regulación de respuestas mediadas por fitocromos; mientras que la luz azul influye en la apertura estomática, la compactación del hábito vegetativo y la síntesis de clorofilas y carotenoides a través de criptocromos y fototropinas. Ajustar la proporción entre ambos espectros puede modificar significativamente el desarrollo de la planta, especialmente en cultivos no convencionales como *C. sativus*, donde los órganos subterráneos son la principal estructura de interés agronómico.

En paralelo al interés agronómico tradicional, en los últimos años las flores completas del azafrán y los bioresiduos asociados han cobrado importancia tanto científica como económica. Los pétalos, estambres y demás estructuras no empleadas en la producción de la especia contienen antocianinas, flavonoides, kaempferol, quercetina y otros

metabolitos bioactivos con propiedades antioxidantes, antimicrobianas y antiinflamatorias, lo que ha impulsado su potencial aplicación en las industrias farmacéutica, alimentaria y cosmética. Asimismo, los bioresiduos generados durante el procesamiento del cultivo están siendo valorizados como fuentes de colorantes naturales, extractos funcionales y compuestos nutraceuticos, promoviendo modelos de economía circular y reduciendo el impacto ambiental de la producción. Esta perspectiva de aprovechamiento integral refuerza la relevancia de optimizar los sistemas de cultivo, ya que un mejor desempeño fisiológico y productivo podría incrementar tanto la cantidad como la calidad de los subproductos útiles.

En este contexto, evaluar la respuesta del azafrán bajo diferentes proporciones de luz roja y azul permite comprender de manera más profunda los requerimientos fisiológicos de la especie en ambientes controlados. Asimismo, ofrece información relevante para optimizar la formación de cormos, mejorar la eficiencia fotosintética y potenciar sistemas productivos alternativos que reduzcan costos y aumenten la disponibilidad de material propagativo, al tiempo que contribuyen a la generación de bioresiduos de mayor valor agregado.

2 MARCO TEORICO

2.1 Clasificación taxonomía de *Crocus sativus* L.

Tabla 1 Clasificación taxonómica de <i>Crocus sativus</i> L.	
Nivel taxonómico	Clasificación
Dominio	<i>Eukarya</i>
Reino	<i>Plantae</i>
Subreino	<i>Tracheobionta</i>
Superdivisión	<i>Spermatophyta</i>
División	<i>Magnoliophyta</i>
Clase	<i>Liliosida</i>
Subclase	<i>Liliidae</i>
Orden	<i>Liliales</i>
Familia	<i>Iridaceae</i> Juss
Subfamilia	<i>Crocoideae</i>
Género	<i>Crocus</i> L.
Especie	<i>sativus</i> L.

Nota: datos tomados de (Fernández et al., 2011; USDA Plants Database Plant Profile General, s. f.).

El azafrán, conocido científicamente como *Crocus sativus* L., es una planta monocotiledónea herbácea y perenne (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Kothari et al., 2021). Pertenece a la familia Iridaceae (Iridáceas), esta familia se divide en cuatro subfamilias, de las cuales la Crocoideae es la más grande (Fernández et al., 2011). Dentro de esta subfamilia, se encuentra el género *Crocus*, que agrupa aproximadamente 80-85 especies diferentes de plantas con flores (Abu-Izneid et al., 2022; Gresta et al., 2008). Estas especies se distribuyen principalmente en la región mediterránea y el suroeste de Asia (Fernández et al., 2011; Gresta et al., 2008).

De todas las especies del género, *Crocus sativus* L. es la más interesante y atractiva, siendo cultivada comercialmente para la producción de la especia azafrán a partir de sus estigmas secos (Abu-Izneid et al., 2022; Gresta et al., 2008).

2.2 Descripción botánica de *C. sativus*.

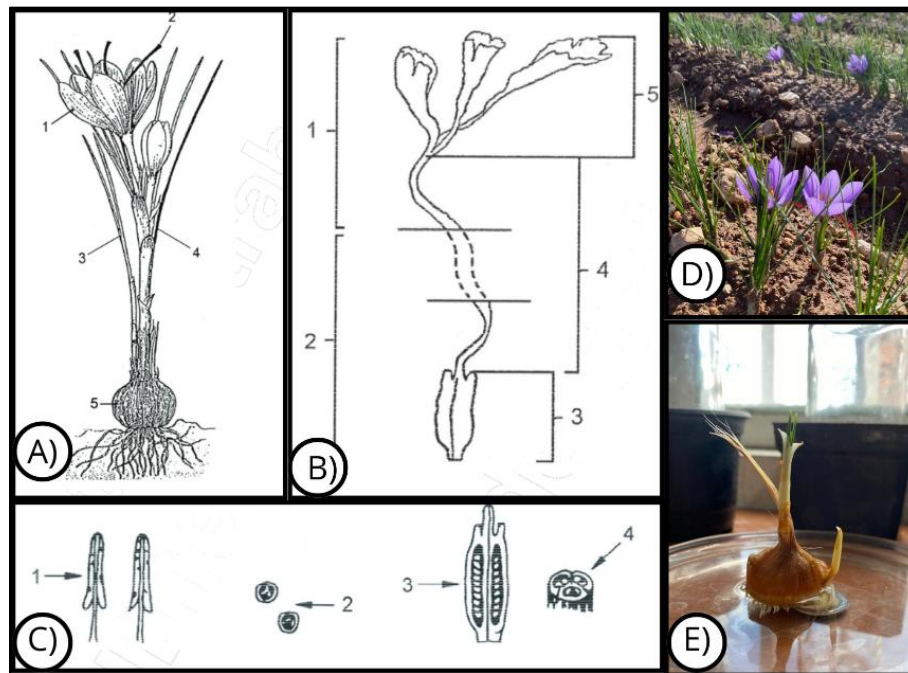


Fig. 1 A) Planta de azafrán: 1 Flor, 2 pistilo, 3 Pistilo, 4 hojas radicales y 5 cormo; B) órgano reproductor femenino (pistilo): 1 parte aérea, 2 parte no aérea, 3 ovario, 4 estilo y 5 estigma; C) algunos ejemplos de desechos florales: 1 estambre, 2 grano de polen, 3 ovario (corte longitudinal) y 4 ovario (corte transversal); D) Cultivo de azafrán en Minaya, España; E) Planta de azafrán iniciando desarrollo vegetativo. Nota: imágenes propias (D y E, imágenes de otras fuentes A, B y C (ISO, 2011).

2.2.1 Morfología subterránea (cormo y raíces)

El cormo es el tallo subterráneo que actúa como órgano de almacenamiento y reproducción. Se caracteriza por su forma tuberosa-bulbosa, ligeramente aplanada en la base, y está cubierto por varias túnicas fibrosas y reticuladas (Fig. 1. E) (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Cardone et al., 2020; Gresta et al., 2008).

- Dimensiones del cormo: Su diámetro horizontal puede oscilar entre 0.5 y 6.5 cm, con un peso que varía de 0.5 a 70 g. Un cormo de tamaño mediano (3–3.5 cm) típicamente produce de 2 a 3 brotes principales en el ápice, de donde se desarrollan los cormos hijos, además de brotes secundarios dispuestos irregularmente en forma de espiral en la porción inferior (Cardone et al., 2020).

- Composición del cormo: El cormo es un órgano de almacenamiento, lo que se refleja en su composición rica en carbohidratos. Está compuesto mayormente por células de parénquima ricas en almidón (Cardone et al., 2020).

La planta desarrolla dos tipos de raíces:

- Raíces fibrosas: Son delgadas, numerosas y de color blanco, con longitud variable entre 15 y 20 cm y surgen de la zona basal del cormo para absorber agua y nutrientes (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Cardone et al., 2020). Las raíces fibrosas caulogénicas forman una placa de raíz en la base del cormo madre (Molina et al., 2005).
- Raíces contráctiles: Son más gruesas y se forman en la base de los brotes laterales. Su función es mecánica, ayudando a mantener el cormo a una profundidad constante en el suelo (Cardone et al., 2020).

2.2.2 Morfología aérea (hojas y flor)

- Hojas: Las hojas son erectas, lineares y estrechas, con una longitud que puede alcanzar entre 40 y 70 cm y un ancho de 2 a 3 cm (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Gresta et al., 2008). Su número varía entre cinco y once por brote (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). Son de color verde oscuro y presentan una característica franja central blanca en su cara superior (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Cardone et al., 2020; Mzabri et al., 2019).
- Flores: las flores son de color violeta y se caracteriza por sus grandes dimensiones (gigantismo) en comparación con otras especies de *Crocus* (Gresta et al., 2008). La flor posee seis tépalos; tres internos y tres externos. Estos tépalos están unidos en la base, formando un tubo largo y estrecho que nace del extremo superior del ovario. Los tépalos miden entre 20 y 47 mm de largo y de 11 a 23 mm de ancho (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). La flor contiene tres estambres con anteras de color amarillo. El pistilo consta de un ovario subterráneo, que mide aproximadamente 10 mm de longitud (ISO, 2011). Del ovario se prolonga un estilo filiforme y delgado, que es de color amarillo-blanco (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). La longitud total del pistilo fresco (incluyendo ovario, estilo y

estigmas) es de entre 60 mm y 100 mm (ISO, 2011). El estilo se divide en tres ramas terminales de color rojo intenso que son los estigmas. Los estigmas tienen una longitud de 20 a 40 mm. El ápice del estigma es típicamente ensanchado y tiene forma de trompeta (Fig. 1. B y C) (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).

2.3 Estadios y períodos del ciclo anual

El ciclo anual del azafrán se divide fundamentalmente en dos grandes estadios: el período de actividad y el período de reposo (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).

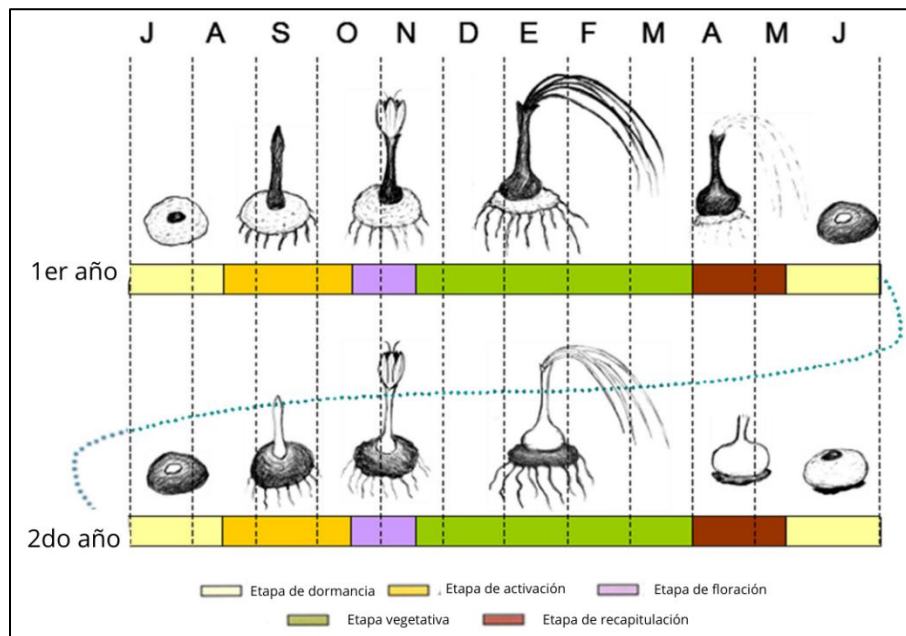


Fig. 2 Ciclo vegetativo de *Crocus sativus* L. Adaptado de Lorenzo et al., (2023).

2.3.1 Período de actividad

Este período comienza cuando la planta reanuda su actividad metabólica y se suceden las fases críticas para la producción de la especia y la propagación. El período de actividad se extiende generalmente desde los meses de agosto o septiembre hasta abril o mayo (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).

- **Enraizamiento y Brotación:** La actividad metabólica se reinicia generalmente entre los meses de agosto o septiembre, comenzando el proceso de enraizamiento (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Gresta et al., 2008). Durante este tiempo, también se inicia la brotación de las yemas del cormo (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).
- **Floración:** La floración es una fase intensiva y efímera que ocurre al inicio del período de actividad. En regiones como Castilla-La Mancha y Macedonia Occidental, la floración inicia entre el 15 y el 25 de octubre. En Cerdeña, comienza a principios de noviembre y puede extenderse alrededor de 20 días. Este período suele durar unos 10 días, concentrando el 70% de la producción en los cinco días centrales (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).
- **Foliación y Desarrollo Vegetativo:** Tras la floración o de manera simultánea, la planta desarrolla sus hojas (foliación) y continúa con el ahijamiento (formación de cormos hijos). La actividad vegetativa se mantiene hasta abril o mayo (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). Las hojas son fundamentales ya que la producción de los cormos hijos depende directamente de la actividad fotosintética de las hojas durante los meses fríos de invierno y principios de primavera (Renau-Morata et al., 2012).
- **Partición de Biomasa y Crecimiento del Cormo Hijo:** A lo largo del período vegetativo, se observa una transferencia de reservas. El peso seco del cormo madre disminuye continuamente (de noviembre a mayo) a medida que sus reservas se consumen para sostener el crecimiento inicial, la floración y el desarrollo de nuevos órganos, incluyendo las raíces. Por el contrario, el peso seco de los cormos hijos comienza a aumentar de manera significativa a partir de los meses de marzo o abril (Renau-Morata et al., 2012).

2.3.2 Período de reposo (latencia)

El período de reposo ocurre cuando la planta ha completado su ciclo vegetativo.

Características: Este estadio se extiende desde abril o mayo hasta agosto o septiembre. Durante el reposo, los cormos están completamente formados y no experimentan variaciones significativas de masa o peso (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).

Transición: Entre el período de actividad y el de reposo existe un período de transición en el que la división celular y la diferenciación continúan, pero a un ritmo reducido (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007).

2.4 El origen del azafrán (*C. sativus*): una perspectiva histórica y genética

2.4.1 Etimología y orígenes geográficos de la denominación

El término "azafrán" se cree que tiene sus raíces en el vocablo persa *sahafaran*, que a su vez se deriva de "asfar", con el significado de "amarillo" (Gresta et al., 2008). De manera similar, otras fuentes sugieren que la palabra proviene del árabe "Zafaran", que también denota el color amarillo (Cardone et al., 2020). La designación etimológica subraya la característica cromática distintiva de esta especia desde épocas tempranas.

Respecto a su centro de origen, la información disponible no es unívoca. Nikolaï Vavilov, propuso que el azafrán se originó en el Oriente Medio (Gresta et al., 2008; Mzabri et al., 2019). Otros investigadores han sugerido que su área probable de origen se encuentra en Asia Menor o en las islas griegas del suroeste. Investigaciones más recientes indican que el *Crocus sativus* fue probablemente seleccionado y domesticado en Creta durante la Edad del Bronce Tardío (Gresta et al., 2008; Mzabri et al., 2019). Desde esta región primaria, su cultivo y uso se extendieron hacia la India, China y los países de Oriente Medio. Posteriormente, los árabes fueron los responsables de introducir el azafrán en toda Europa mediterránea (Gresta et al., 2008; Mzabri et al., 2019).

2.4.2 Evidencia histórica y diseminación cultural

La presencia del azafrán está profundamente arraigada en la historia de la cuenca mediterránea, con vestigios arqueológicos que datan de varios milenios (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). Las primeras referencias históricas detalladas se encuentran en el Papiro de Ebers (alrededor del 1550 a.C.), que documenta su empleo con fines medicinales (Cardone et al., 2020; Gresta et al., 2008). Aproximadamente en la misma época, los frescos del Palacio Minoico de Knossos (alrededor del 1500 a.C.)

ilustran a jóvenes recolectando flores de croco en cestas (Cardone et al., 2020; Gresta et al., 2008).

A lo largo de la antigüedad, el azafrán fue una especia muy valorada. Su uso para propiedades de tinción, alimento y medicina fue mencionado por autores clásicos como Homero (en la *Ilíada*), Virgilio (en las *Geórgicas*), Hipócrates, Plinio (en la *Historia Natural*), y Ovidio (en las *Metamorfosis*). También figura en el Antiguo Testamento, específicamente en el "Cantar de los Cantares" (Cardone et al., 2020; Gresta et al., 2008). En el antiguo Egipto, alrededor del 3100 a.C. al 476 d.C., era conocido y utilizado, incluso por Cleopatra como elemento de seducción y por Semiramis en los jardines colgantes de Babilonia (Abu-Izneid et al., 2022). Asirios y babilonios lo empleaban para tratar diversas afecciones como la disnea, dolores de cabeza y problemas menstruales (Cardone et al., 2020).

2.4.3 Origen genético y ancestros putativos

Una de las características más singulares del *C. sativus* es que es una especie triploide estéril ($2n = 3x = 24$), incapaz de producir semillas viables debido a una meiosis irregular (Cardone et al., 2020; Kothari et al., 2021). Esto implica que su propagación es exclusivamente vegetativa, mediante la producción de nuevos cormos hijos a partir de un cormo madre (Gresta et al., 2008; Kothari et al., 2021). La esterilidad del azafrán cultivado es un factor clave que limita cualquier intento de mejora genética a través de métodos convencionales de cruzamiento (Fernández et al., 2011).

Esta condición genética ha llevado a la búsqueda de sus ancestros salvajes para entender su origen y explorar posibilidades de mejora. Aunque la información no es unívoca, los estudios citológicos y moleculares apuntan a varias especies de *Crocus* diploides y fértiles como sus posibles progenitores (Fernández et al., 2011; Gresta et al., 2008):

- *Crocus cartwrightianus*: Es señalado por la mayoría de los investigadores como el ancestro más probable del *C. sativus*. Análisis moleculares recientes confirman que el azafrán cultivado es un autotriploide que evolucionó en la región de Ática (Grecia) a partir de dos genotipos diferentes de *C. cartwrightianus* (Cardone et al.,

2020; Dewir et al., 2022; Dewir & Alsadon, 2022). Morfológicamente, ambas especies son casi idénticas, siendo la principal diferencia el gigantismo de las partes florales y vegetativas en *C. sativus*, una característica común en las plantas poliploides (Mzabri et al., 2019)

- *Crocus thomasi*: Junto con *C. cartwrightianus*, ha sido sugerido como otro posible ancestro. Estudios de AFLP (Polimorfismos de Longitud de Fragmentos Amplificados) han confirmado que sus características de ADN son compatibles con las del *C. sativus* (Gresta et al., 2008; Mzabri et al., 2019).
- Otros parientes cercanos: Especies como *C. hadriaticus*, *C. pallasii* o *C. haussknechtii* también han sido propuestas como posibles parentales, aunque con menor evidencia (Cardone et al., 2020; Gresta et al., 2008).

El origen genético exacto del *C. sativus* podría deberse a un evento de autotriploidía a partir de una de estas especies salvajes, o bien a un evento de alopoliploidía mediante la hibridación entre dos especies distintas, como *C. cartwrightianus* y *C. hadriaticus* (Gresta et al., 2008).

2.4.4 Homogeneidad genética y variabilidad del azafrán

Dado que el azafrán se propaga exclusivamente de forma vegetativa, se presume que el material genético debería ser muy similar en todo el mundo (Fernández et al., 2011). De hecho, análisis moleculares realizados con la metodología RAPD (ADN Polimórfico Amplificado Aleatoriamente) no lograron identificar diferencias genómicas significativas en muestras de azafrán de diferentes orígenes geográficos (Gresta et al., 2008). Sin embargo, la observación de diferencias morfológicas entre plantas de distintos países sugiere que existe cierta variabilidad. Es posible que las técnicas moleculares utilizadas hasta la fecha no hayan sido lo suficientemente sensibles para detectar estas sutiles diferencias genéticas (Gresta et al., 2008).

Estudios más recientes utilizando marcadores moleculares como AFLP han mostrado un gran parecido entre muestras de azafrán de La Mancha, Irán y Grecia, aunque se han identificado algunos fragmentos diferenciales exclusivos del azafrán de La Mancha (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). Esto confirma que, aunque el azafrán

presenta una notable homogeneidad, existe una variabilidad genética limitada que podría ser explotada en programas de mejora (Fernández et al., 2011). La creación del Banco Mundial de Germoplasma de Azafrán y Crocus (WSCC) en España ha sido un paso fundamental para recolectar, conservar y caracterizar esta diversidad genética, tanto del azafrán cultivado como de sus parientes silvestres (Fernández et al., 2011).

2.5 Importancia económica de azafrán en el mundo

El azafrán es reconocido mundialmente como la especia más cara del mundo, lo que le ha valido apodos como "oro rojo" (Abu-Izneid et al., 2022). Su elevado valor económico no es un fenómeno reciente; su uso e importancia se remontan a más de cuatro milenios en diversas civilizaciones, donde se apreciaba por sus propiedades medicinales, colorantes y culinarias (Cardone et al., 2020). Actualmente, su relevancia económica se manifiesta en múltiples facetas, desde la producción agrícola hasta el comercio global y su creciente rol en las industrias nutracéutica y cosmética.

2.5.1 Valor en el mercado y producción mundial

La principal razón de su alto costo radica en el proceso de cultivo y cosecha, que requiere una gran cantidad de mano de obra (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Kour et al., 2022). La recolección de las flores y la separación manual de los estigmas (monda) son operaciones delicadas e intensivas (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Gresta et al., 2008). Se estima que se necesitan entre 150,000 y 200,000 flores y más de 400 horas de trabajo manual para producir solo un kilogramo de azafrán seco (Cardone et al., 2020; Dewir et al., 2022).

A nivel global, la producción se estima en unas 418 toneladas anuales, cultivadas en aproximadamente 121,338 hectáreas (Cardone et al., 2020). Irán es el mayor productor mundial, aportando cerca del 90% del total (Kour et al., 2022). Otros países productores importantes son India, Afganistán, Grecia, Marruecos, España e Italia (Fig. 3) (Gresta et al., 2008). A pesar de la dominancia iraní, la producción europea, especialmente la de España, Grecia e Italia, es reconocida por su calidad superior, aunque su volumen ha

disminuido drásticamente en las últimas décadas debido a los altos costos laborales (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Gresta et al., 2008).

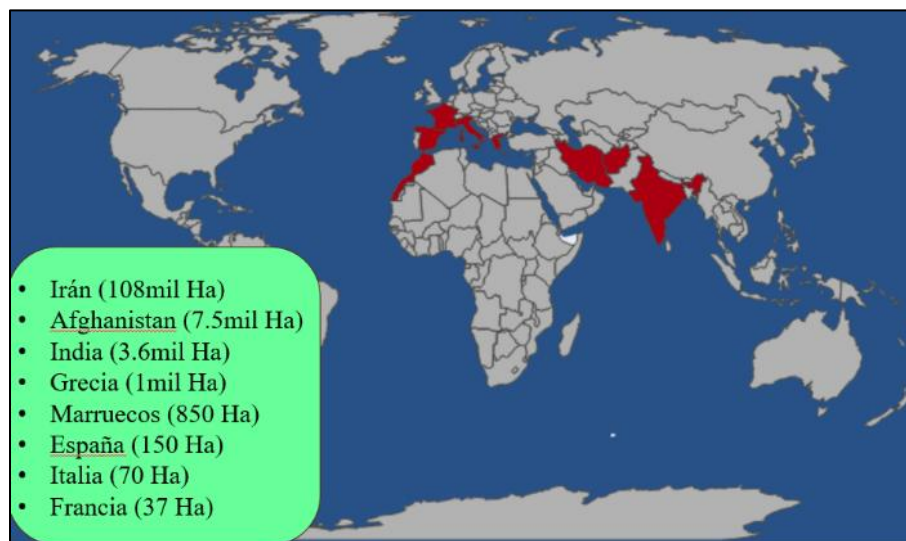


Fig. 3 Mapa mundial con los países con mayor producción de azafrán. Datos tomados de Cardone et al., (2020).

El mercado global del azafrán es considerable. En 2016, el tamaño del mercado de importación fue de 213 millones de dólares estadounidenses (Cardone et al., 2020). España juega un papel crucial, no solo como productor, sino como el principal comercializador mundial, procesando y reexportando azafrán de otros países. Las empresas europeas controlan entre el 80% y el 90% del comercio mundial de azafrán (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007)., parafraseando la información de las fuentes proporcionadas.

2.6 Compuestos bioactivos y potencial terapéutico del azafrán.

2.6.1 Principales compuestos bioactivos del azafrán.

La calidad y las propiedades del azafrán se atribuyen a una compleja mezcla de más de 150 compuestos volátiles y no volátiles (Abu-Izneid et al., 2022). Sin embargo, tres metabolitos secundarios principales definen sus características organolépticas y gran parte de su actividad biológica: las crocinas, la picrocrocina y el safranal (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Kothari et al., 2021). Estos compuestos se derivan

principalmente de la degradación bio-oxidativa del carotenoide zeaxantina (Gresta et al., 2008).

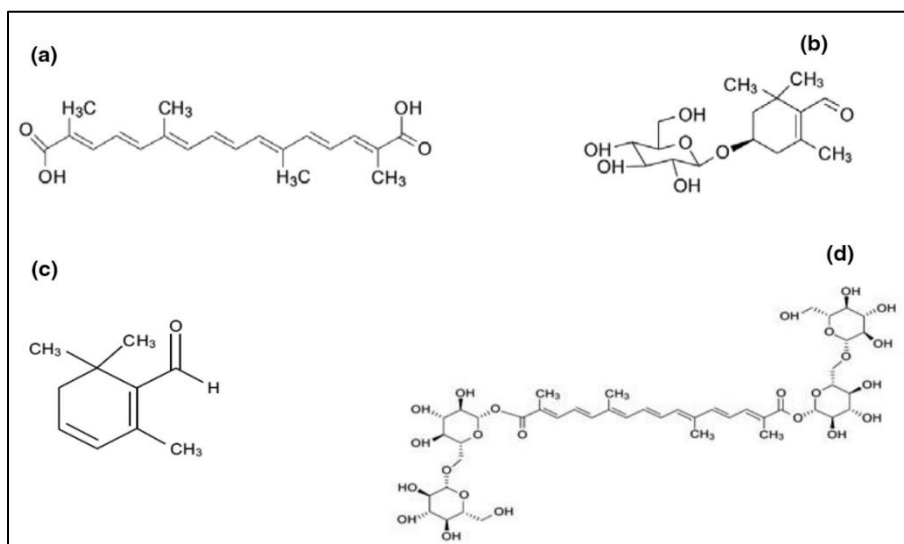


Fig. 4 Estructura molecular de (a) crocetina, (b) picrocrocin, (c) safranal y (d) crocin-1. Figura tomada de Anaeigoudari et al., (2023).

- **Crocinas (Responsables del color):** Son un grupo de apocarotenoides hidrofílicos, principalmente ésteres de crocetina con azúcares como glucosa o gentiobiosa (Ali et al., 2022; Carmona et al., 2006). La crocina-1 (*trans*-crocetina di-(β-D-gentiobiosil) éster) es el componente más abundante, constituyendo hasta un 10% del peso seco del azafrán y siendo la principal responsable de su intenso poder colorante amarillo-rojizo (Abu-Izneid et al., 2022; García-Rodríguez et al., 2014). Las crocinas son altamente solubles en agua, lo que las hace valiosas como colorantes naturales en la industria alimentaria y farmacéutica. Además de su capacidad colorante, las crocinas poseen una potente actividad antioxidante, actuando como secuestradores de radicales libres, y se les atribuyen efectos anticancerígenos, antiinflamatorios y neuroprotectores (Abu-Izneid et al., 2022; Ali et al., 2022; Gresta et al., 2008). La crocetina, el aglicón lipofílico de las crocinas, también presenta importantes propiedades farmacológicas (Khadfy, 2023).
- **Picrocrocina (Responsable del sabor amargo):** Es un glucósido monoterpenoide ($C_{16}H_{26}O_7$) que constituye el principal responsable del sabor amargo característico

del azafrán (Kothari et al., 2021). Representa entre el 1% y el 13% del peso seco de la especia y es considerado un biomarcador de autenticidad, ya que hasta la fecha solo se ha detectado en el género *Crocus* (Abu-Izneid et al., 2022; Jarukas et al., 2022). Durante el proceso de secado y almacenamiento, la picrocrocina se hidroliza enzimáticamente para dar lugar al safranal (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Himeno & Sano, 1987).

- Safranal (Responsable del aroma): Es un aldehído monoterpenoide cíclico ($C_{10}H_{14}O$) y el principal compuesto volátil del azafrán, responsable de su aroma distintivo (García-Rodríguez et al., 2017). No se encuentra en los estigmas frescos, sino que se forma a partir de la picrocrocina durante el secado post-cosecha (Cardone et al., 2020; Kothari et al., 2021). El safranal es responsable de una amplia gama de efectos biológicos, incluyendo propiedades anticonvulsivas, antioxidantes, ansiolíticas y anticancerígenas (Anaigoudari et al., 2023).

Además de estos tres compuestos principales, el azafrán contiene otros metabolitos secundarios de interés, como flavonoides (principalmente derivados del kaempferol), antocianinas (en los pétalos), ácidos fenólicos y fitosteroles, que contribuyen al perfil terapéutico global de la planta (Khadfy, 2023; Serrano-Díaz et al., 2014).

2.6.2 Farmacología y usos terapéuticos del azafrán

El interés en las propiedades medicinales del azafrán se ha revitalizado gracias a numerosos estudios preclínicos y clínicos que respaldan sus usos tradicionales y exploran nuevas aplicaciones farmacológicas.

Efectos sobre el sistema nervioso central

Una de las áreas terapéuticas más estudiadas para el azafrán es el sistema nervioso central (SNC). Varios de sus componentes bioactivos, como la crocetina, tienen la capacidad de atravesar la barrera hematoencefálica, lo que les permite ejercer efectos directos en el cerebro (Abu-Izneid et al., 2022; Mirza, 2019).

- Acción antidepresiva y ansiolítica: Múltiples ensayos clínicos han demostrado que los extractos de azafrán y sus pétalos (30 mg/día) son eficaces en el tratamiento

de la depresión leve a moderada, mostrando una eficacia comparable a la de fármacos sintéticos como la fluoxetina y la imipramina, pero con menos efectos secundarios (Abu-Izneid et al., 2022; Cardone et al., 2020; Khadfy, 2023; Mirza, 2019). Se cree que su mecanismo de acción implica la modulación de neurotransmisores como la serotonina (Mzabri et al., 2019). El safranal, en particular, ha demostrado tener efectos ansiolíticos e hipnóticos, actuando posiblemente como un agonista de los receptores GABAA (Abu-Izneid et al., 2022; Ali et al., 2022; Anaeigoudari et al., 2023).

- Efectos neuroprotectores: El estrés oxidativo y la neuroinflamación son factores clave en la patogénesis de enfermedades neurodegenerativas (Anaeigoudari et al., 2023). Las crocinas y la crocetina han demostrado una potente capacidad antioxidante que protege al cerebro del daño isquémico y del estrés oxidativo (Abu-Izneid et al., 2022; Ali et al., 2022). En modelos de enfermedad de Alzheimer, se ha observado que los extractos de azafrán y sus componentes inhiben la agregación y deposición del péptido beta-amiloide, mejoran los déficits cognitivos y reducen la neuroinflamación (Ali et al., 2022; Anaeigoudari et al., 2023). En modelos de la enfermedad de Parkinson, la crocetina ha mostrado proteger las neuronas dopaminérgicas al disminuir el estrés oxidativo y la muerte celular (Abu-Izneid et al., 2022; Cardone et al., 2020).

Propiedades anticancerígenas y quimiopreventivas

El azafrán y sus constituyentes, especialmente las crocinas y la crocetina, han exhibido notables propiedades antitumorales y quimiopreventivas en estudios *in vitro* e *in vivo* (Mzabri et al., 2019). Se ha observado que inhiben la proliferación de diversas líneas celulares cancerosas, incluyendo las de leucemia, cáncer de mama, colon, pulmón y páncreas, sin mostrar citotoxicidad significativa para las células sanas (Khadfy, 2023; Kothari et al., 2021). Los mecanismos propuestos incluyen la inhibición de la síntesis de ADN y ARN en las células neoplásicas, la inducción de la apoptosis (muerte celular programada) y el fortalecimiento del sistema antioxidante (Kothari et al., 2021; Mzabri et al., 2019).

Efectos cardiovasculares y metabólicos

Tradicionalmente, el azafrán se ha empleado para afecciones cardíacas (Kothari et al., 2021). Estudios modernos sugieren que puede ejercer efectos cardioprotectores. En pacientes con enfermedad de las arterias coronarias, la suplementación con crocina demostró mejorar el perfil lipídico (aumento de HDL) y modular marcadores inflamatorios (Anaeigoudari et al., 2023; Cardone et al., 2020). La crocetina también ha mostrado reducir la hipertensión y proteger contra el daño miocárdico por isquemia-reperusión (Anaeigoudari et al., 2023; Mzabri et al., 2019). En el ámbito metabólico, el azafrán presenta un potencial antidiabético al mejorar la sensibilidad a la insulina y la función de las células β pancreáticas, además de inhibir la actividad de enzimas como la α -amilasa (Cardone et al., 2020). Su efecto hipolipidémico se ha atribuido, en parte, a la inhibición de la lipasa pancreática, lo que reduce la absorción de grasas (Khadfy, 2023; Mzabri et al., 2019).

Actividad antiinflamatoria y analgésica

El uso tradicional del azafrán para aliviar el dolor y la inflamación está respaldado por evidencia científica. Tanto los extractos de los estigmas como de los pétalos han demostrado actividad antinociceptiva y antiinflamatoria en modelos de inflamación aguda y crónica (Cardone et al., 2020; Mzabri et al., 2019; Naim et al., 2022). Estos efectos se deben a la capacidad de sus compuestos para mitigar el estrés oxidativo y modular las cascadas inflamatorias (Anaeigoudari et al., 2023; Cardone et al., 2020).

2.7 El cormo como eje de la reproducción y producción en el azafrán (*C. sativus* L.)

El cormo de *C. sativus* constituye el pilar fundamental para la supervivencia, la propagación y la productividad de la planta, debido a las características genéticas y al ciclo biológico invertido de esta especie.

2.7.1 Importancia del cormo para la reproducción y la continuidad de la especie

C. sativus se clasifica como una planta triploide estéril, lo que implica que es inherentemente incapaz de producir semillas (Gresta et al., 2008; Renau-Morata et al.,

2012). En consecuencia, su multiplicación depende enteramente de medios vegetativos a través de su tallo subterráneo o cormo.

- **Propagación Vegetativa:** El cormo es el órgano de almacenamiento y reproducción, y la multiplicación vegetativa por medio de cormos hijos es el único mecanismo natural para mantener el cultivo (Sharma & Piqueras, 2010). Los cormos hijos se desarrollan en la base de los brotes del cormo madre (Renau-Morata et al., 2012), y esta multiplicación asexual garantiza la conservación de los rasgos genéticos del azafrán (Gresta et al., 2008).
- **Ciclo Biológico Inverso y Reservas:** El azafrán posee un ciclo biológico inverso en comparación con la mayoría de las plantas cultivadas: la floración ocurre en otoño (octubre-noviembre), seguida por el desarrollo vegetativo (hojas) que dura hasta mayo (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Gresta et al., 2008). El cormo es vital porque actúa como un órgano subterráneo que acumula sustancias de reserva, principalmente células de parénquima ricas en almidón (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Cardone et al., 2020). Estas reservas son cruciales ya que deben sostener la floración y la brotación al inicio del ciclo de actividad, antes de que las hojas puedan generar suficientes fotoasimilados (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Dewir et al., 2022). La producción de los cormos de reemplazo (cormos hijos) depende fundamentalmente de la actividad fotosintética de las hojas durante los meses de invierno y primavera temprana (Gao et al., 2023; Renau-Morata et al., 2012).

2.7.2 Importancia del cormo para la floración y la producción de estigmas

La cantidad y calidad del material de propagación (los cormos) influyen directamente en la productividad del cultivo. La dimensión del cormo madre es un factor determinante en la producción floral y la calidad del azafrán (Dewir et al., 2022).

Determinación de la Floración: El cormo actúa como el principal reservorio de carbohidratos que suministra energía para la emergencia, desarrollo y madurez de las flores (Gao et al., 2023; Moradi et al., 2021).

- **Umbral de Tamaño:** Existe un tamaño de cormo umbral que es necesario para que ocurra la floración (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Renau-Morata et al., 2012). Los cormos que son muy pequeños (por ejemplo, con diámetros menores a 26 mm en hidroponía o menos de 22 mm en cultivo tradicional, o con pesos inferiores a 6 g) generalmente no florecen o presentan una capacidad de floración muy reducida (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007; Dewir et al., 2022).
- **Rendimiento y Tamaño:** El tamaño del cormo madre tiene una influencia decisiva en el rendimiento durante el primer año de plantación, ya que este factor está relacionado con el número de yemas florales que se diferenciarán (Alonso Díaz-Marta & Sánchez Gómez, 2007). Los cormos más grandes tienden a producir un mayor número de flores por cormo y, por lo tanto, un mayor rendimiento de estigmas (Dewir et al., 2022; Kour et al., 2022).

Influencia en el Desarrollo Vegetativo Posterior: El tamaño del cormo también se relaciona con el desarrollo vegetativo que sigue a la floración (Dewir et al., 2022). Los cormos más grandes inician el crecimiento celular y de las hojas antes que los cormos más pequeños, lo que resulta en una mayor área foliar. Esta mayor área foliar se traduce en una mayor acumulación de fotosintatos, lo que finalmente conduce a la producción de cormos hijos más grandes al final de la temporada de crecimiento (Dewir et al., 2022).

Calidad del Cormo Hijo: El peso y tamaño del cormo madre no solo determinan la floración, sino también la calidad de los cormos hijos producidos, que serán la fuente para la siguiente generación (Dewir et al., 2022; Moradi et al., 2021).

2.8 La aeroponía: fundamentos y beneficios de su aplicación

2.8.1 Definición y principios fundamentales

La aeroponía es un método de cultivo en el cual las raíces de la planta se encuentran suspendidas en el aire, o en un ambiente de niebla, y son rociadas intermitentemente con una solución rica en nutrientes (Garzón et al., 2023; Karnoutsos et al., 2025). Puede conceptualizarse como una extensión o subcategoría de la hidroponía (Cai et al., 2023;

Tunio et al., 2020), diferenciándose en que las raíces crecen en una neblina resultante de la atomización de la solución nutritiva, en lugar de estar inmersas en la solución líquida (Cai et al., 2023; Fasciolo et al., 2023; Melyan et al., 2024).

Para lograr esto, los sistemas aeropónicos típicamente utilizan bombas, temporizadores y boquillas de pulverización que entregan la neblina altamente oxigenada a las raíces

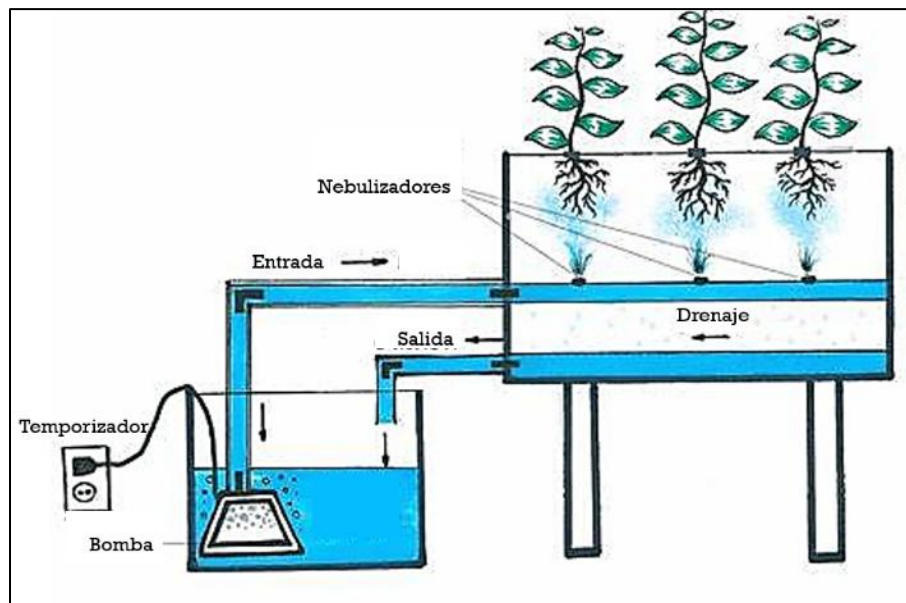


Fig. 5 Diagrama simplificado de un sistema aeropónico

(Garzón et al., 2023; Regmi et al., 2024). La solución nutritiva se aspersa mediante dispositivos como nebulizadores ultrasónicos o boquillas de atomización a presión (Cai et al., 2023), produciendo gotas que pueden variar en tamaño, dependiendo del sistema (por ejemplo, la atomización de alta presión puede generar gotas de 10 a 100 μm de diámetro) (Lin et al., 2024; Tunio et al., 2020).

Esta técnica sin suelo se remonta a la década de 1920, cuando los botánicos la emplearon como herramienta de investigación para estudiar la estructura de las raíces (Tunio et al., 2020). Desde entonces, se ha desarrollado hasta convertirse en un valioso sistema de crecimiento para diversas aplicaciones comerciales y de investigación (Cai et al., 2023; Tunio et al., 2020).

2.8.2 Ventajas y beneficios de la utilización de la aeroponía

Optimización de recursos y sostenibilidad

Uno de los principales incentivos para implementar la aeroponía es su contribución a la sostenibilidad.

- **Eficiencia en el Uso del Agua:** Los sistemas aeropónicos son reconocidos por su superior eficiencia en el uso del agua en comparación con el cultivo tradicional en suelo y, a menudo, con otros sistemas hidropónicos (Carotti et al., 2023; Karnoutsos et al., 2025). La solución nutritiva se recicla y se aplica directamente a la superficie de la raíz con mínimas pérdidas (Carotti et al., 2023; Tunio et al., 2020). Por ejemplo, se ha documentado que la eficiencia en el uso del agua en sistemas aeropónicos de alta presión es superior en hasta un 53% en comparación con los sistemas de flujo y reflujo (ebb-and-flow) en el cultivo de lechuga (Carotti et al., 2023). Adicionalmente, el uso de sistemas inteligentes basados en sensores, como aquellos que miden la turgencia foliar en tiempo real, puede reducir el uso total de agua en aproximadamente 15.9% y mejorar la eficiencia en el uso de nutrientes en promedio en un 17.8% en comparación con el riego temporizado fijo (Karnoutsos et al., 2025).
- **Eficiencia en el Uso de Nutrientes (NUE):** El control preciso en la administración de nutrientes reduce el riesgo de residuos de fertilizantes que contaminen las aguas subterráneas (Regmi et al., 2024; Tunio et al., 2020). En la aeroponía, la falta de sustrato minimiza la retención de agua y nutrientes, lo que permite su reuso eficiente en el sistema de circuito cerrado (Carotti et al., 2023).
- **Uso Eficiente del Espacio:** La aeroponía facilita el diseño de estructuras de cultivo modulares y verticales, maximizando la producción por unidad de superficie (Garzón et al., 2023; Karnoutsos et al., 2025). Esto es particularmente crucial para la agricultura urbana, donde el espacio suele ser limitado (Garzón et al., 2023; Q. Li et al., 2018).

Mejoras en la producción y calidad de la cosecha

La capacidad de controlar rigurosamente el ambiente de la zona radicular se traduce en beneficios directos para la planta:

- **Crecimiento Acelerado y Mayor Rendimiento:** La suspensión de las raíces en el aire facilita una oxigenación superior de la zona radicular (Karnoutsos et al., 2025; Sreejith B et al., 2025), lo que a menudo resulta en tasas de crecimiento más rápidas y rendimientos potencialmente más altos que en la agricultura tradicional (Karadağ et al., 2024). Sin embargo, para cultivos como la lechuga, el mayor crecimiento radicular en aeroponía no se traduce automáticamente en mayor biomasa aérea (rendimiento) que en hidroponía, lo que subraya la necesidad de optimizar parámetros como el tamaño de gota y el intervalo de nebulización para garantizar la disponibilidad continua de agua y nutrientes (Q. Li et al., 2018).
- **Raíces Sanas y Mejoradas:** La aeroponía es particularmente beneficiosa para el crecimiento de las raíces. Los estudios muestran una biomasa radicular seca, una longitud total, un área y un volumen radicular significativamente mayores en la lechuga cultivada aeropónicamente en comparación con la hidroponía y el cultivo en sustrato (Q. Li et al., 2018). Además, los sistemas aeropónicos son muy eficaces para producir plantas libres de enfermedades transmitidas por el suelo y plagas, resultando en una producción más limpia y una reducción en el uso de pesticidas (Garzón et al., 2023; Karadağ et al., 2024; Tunio et al., 2020).
- **Mejora de la Calidad Nutricional:** El cultivo aeropónico puede mejorar la composición bioquímica de las hojas, como se demostró en la vid (*Vitis vinifera* L.), donde se observaron niveles significativamente más altos de clorofila *a*, clorofila *b* y vitamina C en comparación con el cultivo basado en suelo (Melyan et al., 2024). Un control preciso, como el riego impulsado por sensores, puede reducir significativamente la acumulación de nitrato en los tejidos comestibles (como en la lechuga) en un 45%, mejorando así la seguridad alimentaria (Karnoutsos et al., 2025).
- **Producción Continua:** Al operar en ambientes controlados, la producción de cultivos puede realizarse durante todo el año, independientemente de las condiciones climáticas externas o las temporadas adversas (Garzón et al., 2023; Tunio et al., 2020).

2.9 La luz y la influencia de diversos espectros.

La luz es un factor ambiental fundamental que cumple un doble papel en el desarrollo vegetal: actúa como fuente de energía para la fotosíntesis y como señal de información crucial que guía la fotomorfogénesis (Martínez-García et al., s. f.; Moradi et al., 2021). La calidad, la intensidad, la dirección y la duración de la luz son percibidas por sofisticados sistemas sensoriales de las plantas, lo que les permite optimizar su crecimiento y adaptación al entorno (Klem et al., 2019; Martínez-García et al., s. f.).

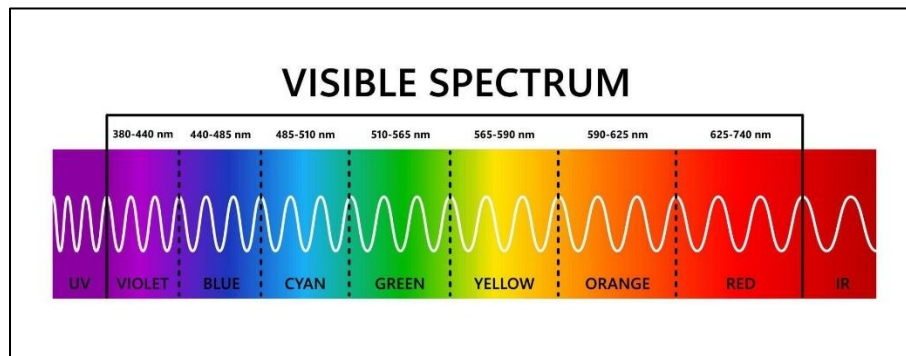


Fig. 6 Rango de espectro de luz visibre. nota: imagen toma de es.vecteezy.com

2.9.1 La fotosíntesis como fuente de energía y biomasa

La fotosíntesis es el proceso fundamental que convierte la energía lumínica en energía química, proveyendo la principal fuente de carbohidratos, ATP y NADPH necesarios para el desarrollo y la supervivencia de la planta (Gao et al., 2024; Klem et al., 2019; Zhu et al., 2022).

En *C. sativus*, la eficiencia fotosintética de las hojas es un factor determinante para la producción. Durante la fase vegetativa, la fotosíntesis foliar contribuye aproximadamente el 90% de la acumulación de biomasa en los órganos hijos (cormos) (Dewir et al., 2022; Gao et al., 2023, 2024).

2.9.2 Pigmentos fotosintéticos: clorofilas y carotenoides

Las plantas perciben la luz y ejecutan la fotosíntesis a través de pigmentos fotosensibles o fotorreceptores que absorben diferentes longitudes de onda.

Clorofilas a y b

Las clorofilas (Chl) son los pigmentos fotosintéticos esenciales, responsables de la captación de luz y la protección contra la fotooxidación (Moradi et al., 2021). Son cruciales en los procesos fisiológicos de las plantas, incluyendo la absorción de luz y el subsiguiente flujo de electrones a través del aparato fotosintético (Moradi et al., 2021).

Absorción Espectral: Las clorofilas exhiben su máxima absorción de luz en las regiones del espectro Azul (B) (400–500 nm) y Roja (R) (600–700 nm) (Gao et al., 2024; Moradi et al., 2022). Por esta razón, estas longitudes de onda son las más eficaces para la excitación de electrones y la inducción de la fotosíntesis.

Carotenoides

Los carotenoides son pigmentos esenciales que absorben luz en las regiones azul y verde/amarilla (400–600 nm) (Martínez-García et al., s.f.). Su biosíntesis y almacenamiento son regulados por señales luminosas complejas (Klem et al., 2019; Moradi et al., 2021, 2022). Además de participar en la captación de luz y la fotoprotección, cumplen funciones como antioxidantes o precursores de vitaminas y hormonas.

Metabolitos del Azafrán: Los compuestos que definen la calidad del azafrán —la crocina, la picrocrocina y el safranal— son apocarotenoides (Moradi et al., 2022). La crocina, un tipo de pigmento carotenoide, es el resultado de una vía biosintética que comienza con la zeaxantina y es derivada de glucosa (Kajikawa et al., 2018; L. Li et al., 2024).

2.9.3 Fotorreceptores y el impacto de los espectros azul y rojo

El espectro solar se clasifica generalmente en luz ultravioleta (UV, <400 nm), luz visible o Radiación Fotosintéticamente Activa (PAR, 400–700 nm) y radiación infrarroja (>760 nm). La luz visible incluye los espectros azul (400–500 nm), verde (500–600 nm) y rojo (600–700 nm) (L. Li et al., 2024). La percepción de estas longitudes de onda es mediada por fotorreceptores clave:

- **Fitochromos (PHYs):** Estos pigmentos son sensibles principalmente a la luz roja (R) (600–700 nm) y a la roja lejana (FR) (700–800 nm) (Klem et al., 2019; Martínez-García et al., s.f.). Los fitochromos existen en dos formas

interconvertibles: Pr (inactiva) y Pfr (activa biológicamente). La luz roja convierte la forma Pr en Pfr, mientras que la luz roja lejana revierte este efecto (Martínez-García et al., s. f.). La relación Rojo:Rojo Lejano (R:FR) que perciben los fitocromos es un índice ambiental clave que informa a la planta sobre la densidad de la vegetación vecina, ya que los pigmentos fotosintéticos absorben R pero transmiten FR (Klem et al., 2019; Martínez-García et al., s. f.). Los fitocromos regulan procesos cruciales como la germinación, la floración, la tuberización y el síndrome de huida de la sombra (alargamiento de tallo) (Klem et al., 2019; Martínez-García et al., s. f.).

- Criptocromos (CRYs) y Fototropinas (PHOTs): Estos receptores son sensibles a la luz azul (B) (400–500 nm) y a la ultravioleta-A (UV-A) (315–400 nm) (Klem et al., 2019; Martínez-García et al., s. f.). Los criptocromos regulan el fototropismo, el desarrollo de cloroplastos, el ritmo circadiano, la apertura estomática y el crecimiento del tallo y las hojas (L. Li et al., 2024; Moradi et al., 2021).

2.9.4 Efectos de la calidad de la luz en la fisiología vegetal

La calidad de la luz es fundamental para orquestar la respuesta fisiológica, el desarrollo y el metabolismo de las plantas (Klem et al., 2019; Moradi et al., 2021).

- Fotosíntesis: La luz azul y la roja son los espectros más efectivos para la excitación de electrones en el sistema fotosintético, ya que los pigmentos clorofílicos presentan su mayor absorción en estas regiones. En general, la capacidad fotosintética de las plantas se ve reforzada por la acción combinada de la luz roja, azul, roja lejana y UV-A (Klem et al., 2019).
- Morfología y Arquitectura: La luz azul tiende a reprimir la elongación de las células, lo que resulta en plantas más compactas (Klem et al., 2019; Moradi et al., 2021). Por otro lado, la luz roja, detectada por los fitocromos, está estrechamente relacionada con la expansión de las hojas y la elongación del tallo (L. Li et al., 2024; Moradi et al., 2021). El crecimiento y la arquitectura de las raíces también se ven afectados, ya que la luz roja lejana (FR) puede estimular el crecimiento de las raíces al señalar la competencia por la luz aérea (relación R:FR baja) (Klem et al., 2019).

- **Metabolismo Secundario y Estrés:** La luz es un factor clave que afecta la síntesis y acumulación de compuestos bioactivos y metabolitos secundarios (Eftekhari et al., 2023; Klem et al., 2019). Por ejemplo, la luz UV-A y el espectro completo (R-B-FR-UVA) pueden estimular la acumulación de compuestos relacionados con la tolerancia al estrés, como los metabolitos secundarios con funciones antioxidantes (p. ej., flavonoles). La luz azul puede inducir la acumulación de compuestos como el ácido γ -aminobutírico (GABA), que funciona como osmolito, y diversos metabolitos secundarios (Klem et al., 2019).

2.10 Sistemas de ambiente controlado y condiciones ambientales óptimas para el cultivo de *C. sativus*.

C sativus es una especia de alto valor, medicinal y culinario, cuya producción tradicional se enfrenta a desafíos como los bajos rendimientos, la alta dependencia de mano de obra y el impacto negativo del cambio climático (Dewir & Alsadon, 2022; Kour et al., 2022; Renau-Morata et al., 2012). Estos factores han impulsado la necesidad de adoptar tecnologías de cultivo artificial, como los Sistemas de Ambiente Controlado (Eftekhari et al., 2023).

2.10.1 Sistemas de ambiente controlado para el azafrán

La Agricultura de Ambiente Controlado (CEA), que incluye la agricultura interior (IA) y la agricultura vertical, es un enfoque tecnológico diseñado para proteger los cultivos de las limitaciones externas y mantener condiciones de crecimiento adecuadas durante todo el desarrollo de la planta. Estos sistemas buscan optimizar el uso de recursos como el agua, la energía, la tierra, el espacio y la mano de obra (Eftekhari et al., 2023).

La implementación de sistemas de cultivo bajo condiciones controladas puede ser un reemplazo adecuado para el cultivo convencional de azafrán, permitiendo la producción de cormos libres de patógenos y la modernización del cultivo (Dewir et al., 2022; Dewir & Alsadon, 2022).

2.10.2 Condiciones ambientales óptimas

Las condiciones ambientales son factores fundamentales que influyen en la retención y formación de metabolitos secundarios clave (crocinas, picrocrocina y safranal) que definen la calidad del azafrán (Chaouqi et al., 2023). Además del clima y el origen geográfico, factores como el tipo de suelo, la altitud, la temperatura, los ciclos de riego y los períodos de cosecha afectan la acumulación de compuestos medicinales (Chaouqi et al., 2023).

Condiciones de Temperatura

La temperatura juega un papel primordial en la inducción floral del azafrán (Dewir et al., 2022; Molina et al., 2005; Moradi et al., 2022). El ciclo de floración bajo condiciones controladas requiere una secuencia específica de temperaturas:

- **Inducción Floral y Eliminación de la Dormancia:** La iniciación floral ocurre durante el verano y requiere una temperatura moderadamente alta (Dewir et al., 2022). Las temperaturas óptimas para promover la diferenciación de las flores se encuentran entre 23 °C y 27 °C (Molina et al., 2005).
- **Período de Incubación:** Para asegurar la formación de un número máximo de flores, la incubación a estas temperaturas debe exceder los 50 días. Específicamente a 25 °C, el número máximo de flores se obtiene con una incubación de 90 a 150 días (Molina et al., 2005).
- **Emergencia y Forzamiento de la Floración:** La floración se fuerza con temperaturas moderadamente bajas, típicamente 17 °C (Dewir et al., 2022; Molina et al., 2005; Moradi et al., 2022). Para la emergencia floral y el desarrollo vegetativo, se ha utilizado un ciclo día/noche de 17/17 °C seguido de 15/6 °C o 15/7 °C (Kajikawa et al., 2018; Moradi et al., 2022).
- **Forzamiento de Hojas:** Después de la floración y para la inducción de los cormos, la temperatura se ajusta a 15/6 °C (luz/oscuridad) con un fotoperíodo de 11/13h (Moradi et al., 2021, 2022).

Condiciones de Luz

La luz es un factor crítico en los ambientes controlados, regulando la fotosíntesis, la morfogénesis, la calidad y el rendimiento. Los espectros rojo (R) (600–700nm) y azul (B) (400–500nm) son los más influyentes en el crecimiento del azafrán (Eftekhari et al., 2023; L. Li et al., 2024).

- Luz Azul (B): El aumento de la proporción de luz azul a roja mejora el rendimiento fotosintético, la conductancia estomática y la tasa de transpiración (Moradi et al., 2021; Zhou et al., 2022). La luz azul favorece la partición de biomasa hacia los órganos subterráneos, especialmente los cormos nuevos, y fomenta la producción de cormos hijos de mayor peso, aunque en menor número (Moradi et al., 2021). La luz azul también aumenta significativamente el contenido de crocina y picrocrocina en los estigmas, regulando al alza los genes de la vía biosintética (Moradi et al., 2022).
- Luz Roja (R): La luz roja monocromática promueve el crecimiento de las hojas, resultando en un mayor peso fresco y seco de las mismas. Una alta proporción de R dirige la partición de biomasa hacia la parte aérea, en particular las hojas. Una alta proporción de R también promueve la producción de un mayor número de cormos hijos, pero de menor tamaño (Moradi et al., 2021).
- Combinación de Azul y Rojo: La combinación de luz roja y azul es a menudo la condición lumínica recomendada (Eftekhari et al., 2023; Gao et al., 2023).
- Luz Roja Lejana (Far-Red, FR): Un bajo índice de Rojo a Rojo Lejano (R/FR), como 1.8, durante la etapa de desarrollo de los cormos hijos, se asoció con un aumento significativo en la concentración de crocina. Se presume que esto acelera la translocación de productos fotosintéticos desde las hojas a los cormos, enriqueciéndolos en carbohidratos (Kajikawa et al., 2018).

Intensidad Lumínica

- Para la fotosíntesis foliar del azafrán, la tasa fotosintética neta es generalmente alta, entre 20 y $26 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ (Renau-Morata et al., 2012).
- El espectro de acción de las hojas de azafrán para la fotosíntesis presenta dos picos en 440nm (azul) y 640nm (rojo) (Gao et al., 2024).

- Durante el período de floración en interiores (etapa reproductiva), se encontró que el Integral de Luz Diaria Total (TDLI) de $150\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$, utilizando una mezcla de LEDs azul y rojo de banda ancha, fue la condición óptima para el número de flores y el rendimiento de estigmas (Gao et al., 2023).
- Se utiliza comúnmente una densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) de $100\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ en experimentos con luz de banda estrecha (Gao et al., 2024), o $150\pm 10\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ para ciertas mezclas R:B (Moradi et al., 2021, 2022).

Nutrición y Solución Nutritiva

En los sistemas sin suelo, la composición y gestión de la solución nutritiva es esencial.

- Conductividad Eléctrica (EC): El nivel óptimo de EC en una solución nutritiva equilibrada para el azafrán es relativamente bajo: $0.7\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$. Este nivel se asoció con la mayor altura de la planta, área foliar, biomasa, tasa fotosintética y producción de cormos hijos grandes. Niveles más altos, como $2.1\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$, indujeron estrés oxidativo en las plantas de azafrán y redujeron significativamente el crecimiento y la producción de cormos hijos (Dewir & Alsadon, 2022).
- Fertirrigación durante la Floración: La solución nutritiva de Hoagland y Arnon a la mitad de su concentración (1/2) ha sido empleada en estudios sobre el rendimiento fotosintético, y se suministró mediante un sistema de riego por goteo, comenzando al inicio de la floración (Moradi et al., 2022).

2.11 Restos florales: un nuevo nicho de oportunidad.

La producción de azafrán genera una gran cantidad de material vegetal que tradicionalmente se descarta. Se estima que, para producir 1 kg de especia de azafrán seca, se requieren aproximadamente 68 kg de flores, de los cuales alrededor de 63 kg consisten en bio-residuos florales (tépalos, estambres y estilos) (Serrano-Díaz et al., 2013, 2014). Estos bio-residuos, que representan hasta el 92.6% de la masa fresca de la flor, han despertado un gran interés en la investigación científica debido a su potencial para ser valorizados (Jadouali et al., 2019; Serrano-Díaz et al., 2013, 2014).

2.11.1 Importancia de las flores de azafrán y sus bio-residuos

La importancia de las flores de azafrán no se limita a la especia, ya que el resto de la flor (estilo, tépalos y estambres) posee propiedades antioxidantes y bioactivas significativas (Escobar-Talavera et al., 2024; Moratalla-López et al., 2020; Serrano-Díaz et al., 2014). La flor completa y sus bio-residuos son considerados fuentes naturales de antioxidantes y han demostrado tener propiedades farmacológicas y terapéuticas que los hacen deseables para las industrias fitofarmacéutica, nutracéutica y cosmética (Moratalla-López et al., 2020; Serrano-Díaz et al., 2013, 2014).

La considerable cantidad de bio-residuos generados anualmente impulsa la necesidad de su manejo y explotación, lo cual puede contribuir a la generación de nuevos productos alimenticios o ingredientes. Los estudios de caracterización han demostrado que los bio-residuos florales tienen una composición nutricional adecuada para ser empleados como ingredientes alimentarios, ya que aportan fibra dietética, proteínas y minerales (Serrano-Díaz et al., 2013). Además, los estambres y el perianto (tépalos) han exhibido actividades significativas como antifúngicas, citotóxicas y antioxidantes, lo que sugiere que los posibles usos del *C. sativus* pueden expandirse mucho más allá de la producción de la especia.

2.11.2 Contenido de metabolitos en los restos florales

Aunque los estigmas (la especia) concentran tradicionalmente los compuestos de mayor valor comercial, como las crocinas (responsables del color), la picrocrocina (sabor amargo) y el safranal (aroma), los restos florales también contienen una amplia gama de metabolitos secundarios con propiedades biológicas importantes (Azghandi Fardaghi et al., 2021; Escobar-Talavera et al., 2024; Moratalla-López et al., 2020).

Compuestos bioactivos y antioxidantes

En general, los estigmas muestran la mayor capacidad antioxidante (determinada por métodos como DPPH y FRAP) y el mayor contenido de polifenoles totales (Azghandi Fardaghi et al., 2021). Sin embargo, los restos florales también son ricos en estos compuestos. Por ejemplo, en estudios con azafrán marroquí, los pétalos mostraron un

contenido muy alto de polifenoles totales (65.34 ± 1.74 mg GAE/g de extracto crudo en polvo) y flavonoides totales (60.64 ± 2.71 mg CE/g de planta seca) (Jadouali et al., 2019).

Flavonoles y Antocianinas

Los flavonoides y las antocianinas son metabolitos secundarios que se encuentran en el reino vegetal. Los tépalos y los estambres son las partes que contienen principalmente estos compuestos (Escobar-Talavera et al., 2024).

- Flavonoles (Kaempferoles): El kaempferol-3-O- β -sophoroside (K-3-O-s) es uno de los flavonoles más importantes identificados en las flores, constituyendo entre el 63.8% y el 69.0% del total de flavonoles en la flor completa (Moratalla-López et al., 2020). El K-3-O-s se encuentra en los bio-residuos florales, principalmente en los tépalos, y se ha determinado que su concentración es mucho más alta en estos residuos que en la especie misma (Escobar-Talavera et al., 2024; Moratalla-López et al., 2020). Otros flavonoles identificados incluyen isorhamnetina y glicósidos de quercetina (Naim et al., 2022; Serrano-Díaz et al., 2014).
- Antocianinas: Estos compuestos son los responsables del color violeta de los tépalos. Representan aproximadamente el 30% del contenido total de polifenoles en los pétalos (Naim et al., 2022). Las antocianinas principales son delphinidin-3,5-di-O- β -glucoside, petunidin-3,5-di-O- β -glucoside y malvidin-3,5-di-O- β -glucoside (Escobar-Talavera et al., 2024; Moratalla-López et al., 2020; Serrano-Díaz et al., 2014).

Otros Compuestos, Aunque los estigmas contienen el máximo de carotenoides, los estambres amarillos también poseen un contenido total de carotenoides notable (~ 159.14 $\mu\text{g/g}$ de muestra) (Azghandi Fardaghi et al., 2021). Además, el análisis por GC-MS en los pétalos ha identificado la 2(5H)-Furanona como el componente volátil más dominante, alcanzando el 92.10% del perfil volátil, junto con trazas de safranal y limoneno (Naim et al., 2022).

2.11.3 Implementación de los restos florales en la obtención de compuestos.

Dada la riqueza en metabolitos de las diferentes partes de la flor, existe un claro potencial para su extracción y aplicación en diversas industrias, incluyendo la farmacéutica, cosmética y alimentaria.

Métodos de extracción y análisis

La determinación precisa de la concentración de estos metabolitos es crucial para el control de calidad.

1. Cromatografía Líquida de Alta Eficacia (HPLC-DAD): Esta técnica cromatográfica ha sido el método estándar para determinar el contenido de metabolitos (crocinas, picrocrocina, safranal, flavonoles y antocianinas) en las flores de azafrán. Sin embargo, se reconoce que el HPLC-DAD es un método que consume mucho tiempo y requiere una preparación intensiva de las muestras y reactivos.

Optimización de la extracción para control de calidad

Para la cuantificación de compuestos fenólicos en los bio-residuos florales, se han evaluado diferentes sistemas de extracción. La elección del solvente es fundamental, ya que afecta significativamente el rendimiento y la eficiencia de la extracción. Específicamente, se ha propuesto que el extracto preparado con agua/HCl (100:1, v/v) es el más adecuado para el control de calidad de los compuestos fenólicos en bio-residuos florales.

3 JUSTIFICACIÓN

El cultivo de azafrán (*Crocus sativus* L.) enfrenta limitantes agronómicas importantes debido a su reproducción exclusivamente vegetativa, la baja tasa de formación de cormos de tamaño adecuado y la alta sensibilidad del cultivo a las condiciones ambientales. Estas características hacen necesario desarrollar sistemas de producción más eficientes, estables y replicables que permitan obtener material propagativo de alta calidad. El uso de sistemas aeropónicos representa una alternativa innovadora que posibilita un control preciso de las condiciones de cultivo, reduciendo riesgos fitosanitarios y mejorando el aprovechamiento de recursos hídricos y nutricionales.

Dentro de estos sistemas controlados, la calidad espectral de la luz es un factor determinante en los procesos fisiológicos que regulan la formación, crecimiento y funcionamiento de los cormos, así como la acumulación de pigmentos fotosintéticos esenciales para la productividad de la planta. Sin embargo, la información disponible sobre el efecto de diferentes proporciones de luz roja y azul en el cultivo de *C. sativus* es aún limitada, especialmente bajo condiciones aeropónicas. Evaluar estos efectos es indispensable para diseñar protocolos de cultivo que optimicen el desarrollo vegetativo, la formación de cormos y la eficiencia fotosintética del cultivo.

Adicionalmente, el creciente interés por el aprovechamiento integral de la planta de azafrán —incluyendo flores completas, residuos florales y bioresiduos vegetativos— ha ampliado el valor económico y biotecnológico del cultivo. Estos subproductos contienen compuestos bioactivos de alto interés industrial, tales como flavonoides, antocianinas y otros metabolitos funcionales, lo cual plantea nuevas oportunidades para la generación de productos de valor agregado. Un sistema de cultivo que incremente la biomasa total, mejore la calidad fisiológica de las plantas y permita producir material vegetativo más uniforme puede contribuir directa y significativamente a incrementar la disponibilidad de estos bioresiduos útiles.

En este marco, el presente estudio es relevante porque permite identificar la proporción óptima de luz roja y azul para maximizar la formación de cormos, mejorar la respuesta fotosintética y favorecer un modelo de producción sostenible y tecnológicamente

avanzado. La evidencia generada contribuirá al desarrollo de estrategias de manejo lumínico aplicables tanto en sistemas aeropónicos como en otras modalidades de agricultura protegida, fortaleciendo la productividad y el aprovechamiento integral del cultivo de azafrán.

4 OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar el efecto de diferentes proporciones de luz LED en el desarrollo vegetativo de cormos de *Crocus sativus* L. cultivados en un sistema aeropónico con ambiente controlado, así como determinar los componentes bioactivos presentes en flores provenientes de cultivo en campo.

Objetivos específicos

- Cuantificar el desarrollo vegetativo de los cormos bajo diferentes proporciones de luz LED mediante la evaluación del número de brotes, número de hojas, longitud de hojas y crecimiento radicular en condiciones aeropónicas controladas.
- Determinar el efecto de los tratamientos lumínicos sobre el peso total de la planta, la dinámica del cormo madre y el número y diámetro de cormos hijos a dos etapas del ciclo de crecimiento.
- Evaluar la concentración de pigmentos fotosintéticos (clorofila a, clorofila b y carotenoides) en hojas de plantas sometidas a cada tratamiento de luz LED, con el fin de identificar la influencia espectral en la actividad fotoquímica.
- Cuantificar los carbohidratos solubles presentes en hojas y cormos (sacarosa, glucosa, fructosa y fructanos) para determinar cómo las proporciones de luz LED influyen en la acumulación y movilización de reservas energéticas en *Crocus sativus* L.
- Caracterizar los componentes bioactivos presentes en las flores de azafrán provenientes de campo, enfocándose en metabolitos de interés como antocianinas, flavonoides y otros compuestos funcionales.

5 HIPÓTESIS

Hipótesis general

La exposición de cormos de *Crocus sativus* L. a diferentes proporciones de luz LED en un sistema aeropónico con ambiente controlado induce cambios significativos en su desarrollo vegetativo, formación de cormos y contenido de pigmentos fotosintéticos, y estos efectos se relacionan con variaciones en la acumulación de carbohidratos en hojas y cormos; además, las flores provenientes de campo presentan compuestos bioactivos detectables y cuantificables asociados a su potencial funcional.

Hipótesis específicas

- H1. Las plantas de azafrán sometidas a diferentes proporciones de luz LED presentan diferencias significativas en las variables de crecimiento vegetativo (número de brotes, número de hojas, longitud de hojas y raíces) debido al efecto diferencial de los espectros rojo y azul.
- H2. La proporción de luz LED utilizada influye significativamente en el peso total de la planta, el comportamiento del cormo madre y el número y diámetro de cormos hijos en cada etapa del ciclo de crecimiento.
- H3. Las concentraciones de clorofila a, clorofila b y carotenoides varían significativamente entre tratamientos de luz LED, siendo mayores en aquellos con proporciones específicas que optimizan la actividad fotoquímica.
- H4. La acumulación de carbohidratos solubles (sacarosa, glucosa, fructosa y fructanos) en hojas y cormos de *Crocus sativus* L. difiere significativamente entre los tratamientos de luz LED, reflejando cambios en la movilización y almacenamiento de reservas energéticas.
- H5. Las flores de azafrán provenientes de campo contienen compuestos bioactivos detectables —como antocianinas y flavonoides— en concentraciones que permiten su caracterización y que reflejan su potencial como recurso funcional.

6 METODOLOGÍA

6.1 Diseño experimental

El estudio se llevó a cabo bajo condiciones controladas en un módulo de cultivo cerrado, con el objetivo de evaluar el efecto de distintos espectros de luz LED sobre el crecimiento vegetativo, el desarrollo de cormos y la acumulación de pigmentos fotosintéticos en *Crocus sativus* L. cultivado mediante el sistema aeropónico. Se implementó un diseño completamente al azar (DCA) con cuatro tratamientos luminosos, cada uno con 10 repeticiones ($n = 40$ cormos en total). Los tratamientos fueron los siguientes:

- T1 – Blanco (testigo): proporción espectral | Azul:Rojo:Verde = 3:3:4
- T2 – Rojo:Azul = 1:4
- T3 – Rojo:Azul = 1:1
- T4 – Rojo:Azul = 4:1

La iluminación fue proporcionada por barras LED PAR, con una densidad promedio de flujo fotónico (PPFD) de $98.32 \pm 14.65 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Eftekhari et al., 2023).

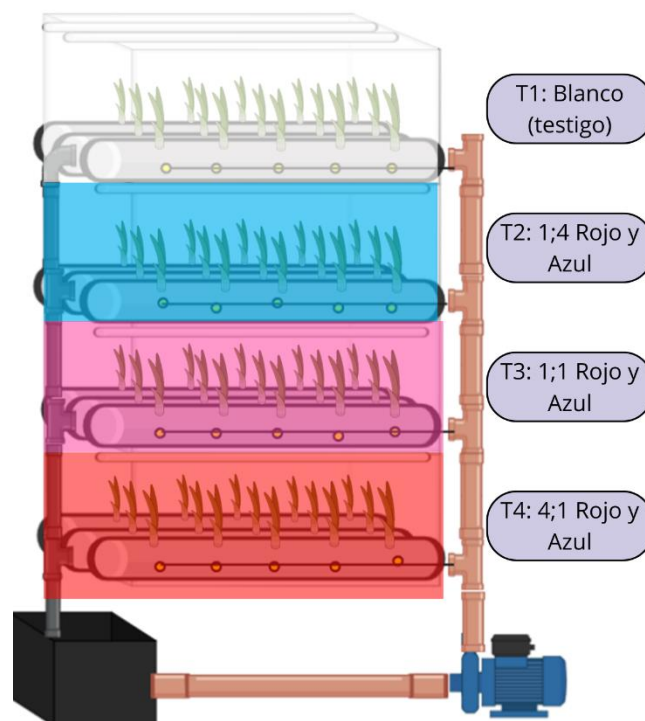


Fig. 7 Proporciones de luz roja (R) y azul (A) en el sistema aeropónico.

6.2 Material vegetal

Se utilizaron cormos de *C. sativus* adquiridos comercialmente en Easy to Grow Bulbs (California, EE. UU.). Se seleccionaron cormos sanos, sin daños mecánicos ni signos visibles de infección, con las siguientes características iniciales promedio:

- Peso fresco: 7.49 ± 0.88 g.
- Diámetro promedio: 25.39 ± 1.589 mm.



Fig. 8 Recepción de cormo se *C. sativus*.

6.2.1 Desinfección del material vegetal

Con el fin de garantizar condiciones estériles al inicio del cultivo, los cormos fueron sometidos al siguiente protocolo de desinfección:

1. Limpieza manual para eliminar restos de suelo y túnicas deterioradas.
2. Inmersión en solución de hipoclorito de sodio al 0.5% (v/v) durante 10 minutos (Bottiglione et al., 2023).
3. Tres enjuagues consecutivos con agua destilada estéril.

6.3 Sistema aeropónico

Se empleó un sistema aeropónico cerrado, diseñado específicamente para el cultivo de especies bulbosas, basado en sistemas previamente implementados en el Laboratorio

de Biotecnología Vegetal del Instituto Tecnológico de Tlajomulco, Jalisco, México. El sistema estuvo compuesto por una estructura de soporte, cámaras de cultivo, un sistema de nebulización y un circuito cerrado de solución nutritiva.

6.3.1 Estructura de soporte del sistema

Se utilizó una estantería metálica de cinco niveles. En el nivel inferior se instaló el depósito y el sistema de bombeo, mientras que en los cuatro niveles superiores se colocaron las cámaras de cultivo, interconectadas mediante manguera de tubing al sistema de nebulización.

6.3.2 Cámara y soporte de cultivo

Cada nivel contó con dos tuberías de PVC de 4 pulgadas de diámetro y 100 cm de longitud, selladas con tapas herméticas y pintadas en color negro para evitar la entrada de luz y la proliferación de microorganismos. En cada tubería se realizaron cinco perforaciones de 1½ pulgadas, espaciadas a 16 cm entre sí. En cada orificio se colocó un corno, sostenido mediante canastillas hidropónicas y bloques de polietileno expandido, asegurando su estabilidad y orientación. Las raíces emergentes crecieron en el espacio aéreo interior de la cámara, sin contacto directo con la solución nutritiva, en concordancia con los principios de la aeroponía.

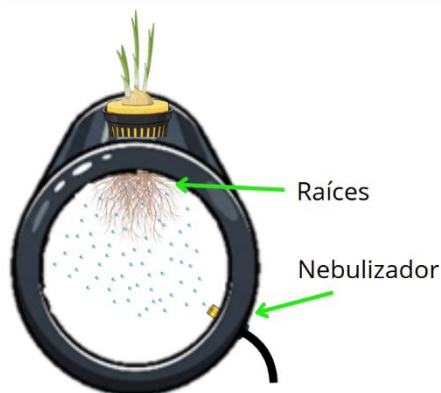


Figura 9 Diagrama con corte transversal a la cámara de aeroponía

6.3.3 Sistema de nebulización

El sistema de nebulización estuvo compuesto por boquillas de alta presión, capaces de generar gotas de 20–30 μm con un flujo de $0.5 \text{ L} \cdot \text{min}^{-1}$. Se instaló una boquilla por planta, insertada en un orificio adicional de la cámara, con una desviación horizontal de 2 cm respecto a la base del cormo, con el fin de evitar el riego directo sobre la zona de inserción radicular. Las boquillas fueron conectadas a una bomba de agua de $\frac{1}{2}$ caballo de fuerza mediante tubería de 1 pulgada y manguera de tubing de $\frac{1}{4}$ de pulgada. El sistema incluyó un depósito de 20 L para la solución nutritiva, conectado a la bomba y a las cámaras, permitiendo el retorno por gravedad. Adicionalmente, se instaló un filtro de anillos para riego en la línea de suministro, con el propósito de prevenir obstrucciones en las boquillas.

6.3.4 Ciclos de nebulización

La nebulización se programó mediante un temporizador automático con el siguiente ciclo:

- 1 minuto encendido (ON)
- 59 minutos apagado (OFF)

Este régimen se basó en estudios previos en sistemas aeropónicos, garantizando alta disponibilidad de oxígeno en la zona radicular, factor determinante para el desarrollo radicular.

6.4 Condiciones ambientales

Durante la duración del experimento, las condiciones ambientales dentro del módulo de cultivo fueron monitoreadas con un termohigrómetro digital ThermoPro TP3558 (ThermoPro Inc., China) colocado en el interior del sistema. La temperatura se mantuvo estable mediante un sistema de aire acondicionado operando de forma continua las 24 horas, garantizando condiciones controladas durante todo el periodo experimental. Los valores promedio registrados fueron:

- Temperatura máxima: $22.4 \pm 1.7 \text{ }^{\circ}\text{C}$.
- Temperatura mínima: $16.8 \pm 1.8 \text{ }^{\circ}\text{C}$.

- Humedad relativa máxima: $63.6 \pm 4.1\%$.
- Humedad relativa mínima: $44.3 \pm 3.9\%$.

6.5 Establecimiento del cultivo

6.5.1 Siembra

Cada cormo fue posicionado en las cámaras aeropónicas con el ápice orientado hacia arriba y firmemente sostenido mediante bloques de polietileno expandido. Se verificó que no hubiera desplazamiento ni contacto directo con la neblina en la base del cormo, ajustando la orientación de las boquillas cuando fue necesario.



Fig. 10 Cormo de *C. sativus* L. en el soporte del sistema aeropónico.

6.5.2 Periodo de adaptación

Durante los primeros 10 días posteriores a la siembra, el sistema operó exclusivamente con agua purificada. La nebulización se mantuvo con el ciclo estándar (1 min ON / 59 min OFF) para estimular la formación de raíces adventicias. Una vez que se observó el desarrollo inicial de hojas (entre los días 7 y 12), se inició la aplicación de la solución nutritiva.

6.5.3 Solución nutritiva

Se utilizó una solución nutritiva modificada a ½ concentración de la formulación de Hoagland & Arnon, (1950) donde los micronutrientes fueron suministrados mediante la aplicación de la mezcla comercial Ultrasol ® Micro Mix (SQM, Chile), frecuentemente empleada en estudios aeropónicos con *C. sativus* (Hoagland & Arnon, 1950; Moradi et al., 2021, 2022; Souret & Weathers, 2000). El volumen perdido por evaporación o nebulización fue reemplazado diariamente con agua purificada, con el fin de evitar la acumulación progresiva de sales. La solución se renovó completamente cada 7 días. Los parámetros fisicoquímicos se mantuvieron dentro de los siguientes rangos:

- pH: 6.0–7.5
- Conductividad eléctrica (CE): 1.0–1.2 mS cm⁻¹.

Tabla 2 Solución nutritiva empleada en cultivo de <i>C. sativus</i> en sistema aeropónico		
	1 concentración	½ concentración
	mg/L	mg/L
KH ₂ PO ₄	148	74
KNO ₃	592	296
Ca(NO ₃) ₂	888	444
MgSO ₄ + 7H ₂ O	444	222
Ultrasol ® Micro Mix		20
Nota: Hoagland & Arnon, (1950) modificado.		

6.6 Colocación de las barras LED

Los tratamientos lumínicos se aplicaron mediante el uso de lámparas LED monocromáticas de longitudes de onda específicas: azul (400–500 nm) y rojo (600–700 nm); en el caso del tratamiento testigo (T1), se utilizaron lámparas LED blancas. Cada tratamiento fue asignado de forma aleatoria e independiente a un grupo de 10 cormos, distribuidos en niveles separados del sistema.

Para lograr las proporciones espectrales objetivo, se realizó una fase de calibración previa al experimento, en la que se ajustó el número de lámparas, su disposición espacial y su altura sobre las cámaras. La intensidad y proporción espectral se verificaron con un medidor de luz PAR (modelo VBR-200, Vabira, China), tomando lecturas a 5 cm por encima de la base de las cámaras.

Con el fin de evitar interferencia lumínica entre tratamientos, se instalaron barreras opacas entre niveles y el experimento se condujo en un cuarto completamente oscuro, sin fuentes de luz ambiental. El fotoperiodo fue estandarizado en 12 horas de luz / 12 horas de oscuridad, controlado mediante un temporizador digital de precisión.



Fig. 11 Medidor le luz PAR (VBR-200, Vabira).

6.7 Variables evaluadas

6.7.1 Evaluaciones a los 90 días posteriores a la siembra

- Número de brotes por planta.
- Número de hojas por planta.
- Longitud promedio de hojas y raíces (cm).
- Peso fresco total de la parte aérea (g).
- Diámetro del corno madre (mm).

- Contenido de pigmentos fotosintéticos: clorofila a, b y carotenoides totales (mg g^{-1} PF).
- Contenido de carbohidratos en hojas: sacarosa, glucosa, fructosa y fructanos.

6.7.2 Evaluaciones a los 120 días posteriores a la siembra

- Número de cormos hijos por planta.
- Diámetro promedio de cormos hijos (mm).
- Peso total de cormos hijos (g).
- Contenido de carbohidratos en cormos hijos: sacarosa, glucosa, fructosa y fructanos.

6.8 Contenido de pigmentos fotosintéticos: clorofila a, b y carotenoides totales

6.8.1 Extracción de pigmentos en etanol

La extracción de pigmentos fotosintéticos se realizó basándose en lo realizado por Lichtenthaler & Buschmann, (2001) adaptándolo al cultivo de *C. sativus* utilizando etanol al 95% (v/v) como solvente. Se pesaron 0.05 g de tejido vegetal fresco (hojas), previamente limpiado y cortado en fragmentos pequeños (<5 mm). Las muestras se colocaron en tubos de ensayo recubiertos de papel aluminio para mantener la extracción en la oscuridad y se adicionaron 5 mL de etanol, manteniendo una relación muestra:solvente de $10 \text{ mg} \cdot \text{mL}^{-1}$.

Las muestras se agitaron suavemente en vórtex durante 20–30 s y se incubaron en inmersión en baño termostático ($\approx 50^\circ \text{C}$) en completa oscuridad durante dos horas y media, hasta que el tejido perdió la coloración verde. Los extractos se centrifugaron a 5000 rpm durante 5 minutos. El sobrenadante se recuperó y conservó protegido de la luz hasta su análisis espectrofotométrico.

6.8.2 Medición Espectrofotométrica de Pigmentos

Las absorbancias se determinaron en un espectrofotómetro UV-Vis GBC Cintra 10e (GBC Scientific Equipment Pty Ltd) utilizando cubetas de cuarzo de 3 ml. El blanco correspondió a etanol al 95%.

Se registraron las absorbancias en las siguientes longitudes de onda:

- A_{664} nm – máxima de clorofila a en etanol
- A_{648} nm – máxima de clorofila b en etanol
- A_{470} nm – absorbancia total utilizada para carotenoides

Las muestras se midieron dentro de un rango recomendado de absorbancia entre 0.3 y 0.85; cuando fue necesario se realizaron diluciones con etanol, registrando el factor de dilución para los cálculos finales (Lichtenthaler & Buschmann, 2001; Miazek & Ledakowicz, 2013).

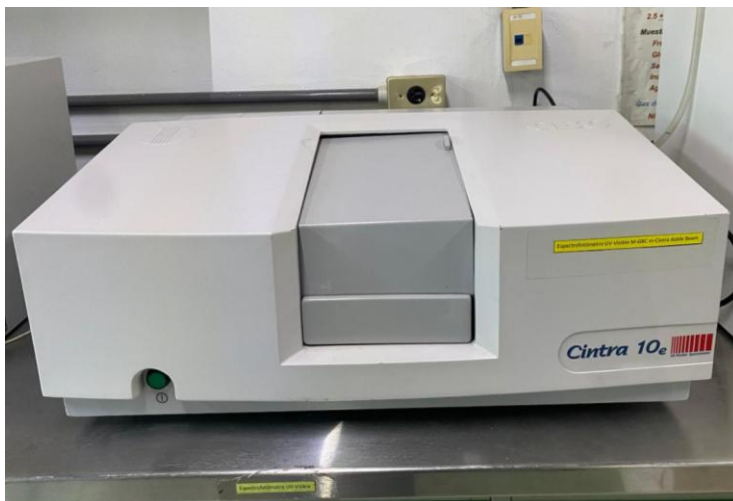


Fig. 12 Espectrofotómetro UV-Vis GBC Cintra 10e

6.8.3 Cálculo de clorofilas a y b

Las concentraciones de clorofilas se calcularon empleando las ecuaciones específicas para etanol al 95%, derivadas de coeficientes de absorción para este solvente (Lichtenthaler & Buschmann, 2001):

- Clorofila a ($\mu\text{g} \cdot \text{mL}^{-1}$)

$$\text{Chl}_a = 13.36 \times A_{664} - 5.19 \times A_{648}$$

- Clorofila b ($\mu\text{g} \cdot \text{mL}^{-1}$)

$$\text{Chl}_b = 27.43 \times A_{648} - 8.12 \times A_{664}$$

6.8.4 Cálculo de carotenoides totales

Para la cuantificación de carotenoides totales, se utilizó la absorbancia a **470 nm**, corrigiendo la contribución espectral de la clorofila a y b. La fórmula general recomendada para etanol es la siguiente (Lichtenthaler & Buschmann, 2001):

$$\text{CT} = \frac{1000 \times A_{470} - 2.13\text{Chl}_a - 97.64\text{Chl}_b}{209}$$

6.8.5 Expresión de resultados (masa fresca)

La concentración de clorofilas (a y b) y de carotenoides obtenida mediante las ecuaciones espectrofotométricas se expresó finalmente con base en la **masa fresca del tejido vegetal** utilizado para la extracción. Para ello, los valores iniciales de concentración, determinados en unidades de $\mu\text{g} \cdot \text{mL}^{-1}$, se convirtieron a contenido por unidad de masa fresca ($\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$ PF) de acuerdo con la siguiente relación:

$$\text{Contenido } (\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1} \text{ PF}) = \frac{C (\mu\text{g} \cdot \text{mL}^{-1}) \times V (\text{mL})}{m_{\text{fresco}} (\text{g})}$$

donde:

- **C** = concentración del pigmento obtenida del análisis espectrofotométrico ($\mu\text{g} \cdot \text{mL}^{-1}$).
- **V** = volumen total del extracto utilizado en el análisis (mL).
- **m_{fresco}** = masa fresca del tejido vegetal empleado para la extracción (g).

Esta conversión permite estimar la cantidad total de cada pigmento presente en el extracto, multiplicando la concentración espectrofotométrica por el volumen de

extracción, y posteriormente normalizar ese valor con respecto a la masa fresca de la muestra. De esta manera, los resultados obtenidos reflejan la cantidad real de pigmento por unidad de biomasa fresca del tejido analizado.

Todos los resultados se reportaron en unidades de μg de pigmento por gramo de masa fresca ($\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$ PF).

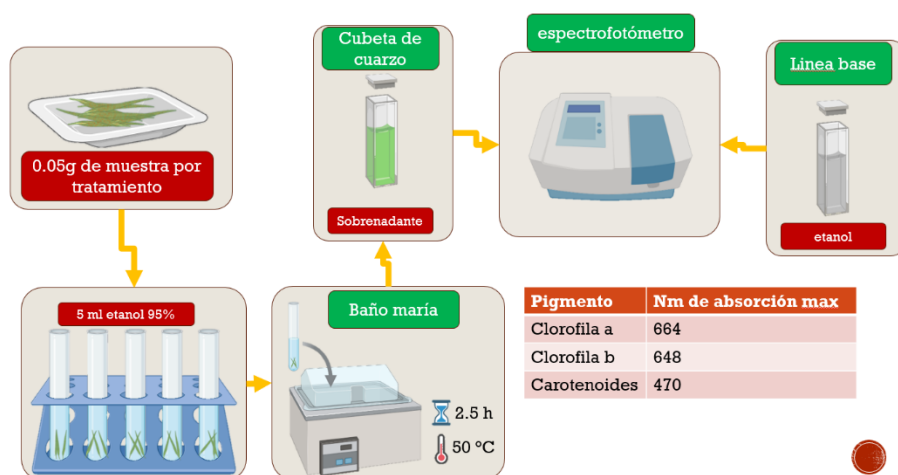


Fig. 13 Diagrama de cuantificación de contenido de pigmentos fotosintéticos.

6.9 Metodología para la cuantificación de carbohidratos solubles mediante HPLC

Preparación de muestras

Las muestras de hojas de *C. sativus* se tomaron a los 90 días de la implementación de los tratamientos de luz en el sistema aeropónico y los cormos a los 120 días, se liofilizaron y almacenaron en el laboratorio. Cada muestra fue pulverizada en un molino analítico hasta obtener un polvo homogéneo. Posteriormente, se pesaron porciones de 50 mg de material en microtubos eppendorf.

Extracción de carbohidratos solubles

Se adicionaron **1 mL de agua ultrapurificada** a cada tubo y se procedió a la extracción de los carbohidratos solubles en thermomix a 60 °C con agitación a 500 rpm por 15 min. Tras la incubación, las muestras se centrifugaron a **12,000 rpm durante 10 min** y el

sobrenadante fue recuperado. El residuo sólido se sometió a otras dos extracción bajo las mismas condiciones y los sobrenadantes se combinaron.

El extracto obtenido fue filtrado a travez de un filtro de nylon de **0.22 μm** para asegurar la eliminación completa de partículas antes del análisis por cromatografía líquida.

Preparación de estándares

Se prepararon soluciones estándar de glucosa, fructosa, sacarosa y fructanos (grado HPLC) en agua ultrapura en un intervalo de 0.05 a 3 mg/mL. Posteriormente, se elaboraron curvas de calibración multicomponente para cada carbohidrato, construidas a partir de diluciones seriadas. Todas las soluciones fueron filtradas por membrana de nylon de 0.22 μm .

Condiciones cromatográficas (HPLC)

El análisis se realizó mediante Thermo Scientific SpectraSYSTEM HPLC (Thermo Fisher Scientific, EE.UU.). Las condiciones cromatográficas empleadas fueron:

- **Columna:** Aminex HPX-87C (300 × 7.8 mm, Bio-Rad) o equivalente.
- **Fase móvil:** Agua ultrapura grado HPLC.
- **Flujo:** 0.6 mL/min.
- **Temperatura de columna:** 80 °C.
- **Volumen de inyección:** 20 μL .

- **Tiempo total de corrida:** 40 min por muestra.



Fig. 14 Thermo Scientific SpectraSYSTEM HPLC (Thermo Fisher Scientific, EE.UU.).

Las señales obtenidas para cada pico cromatográfico fueron asignadas comparando tiempos de retención con los estándares puros.

Cuantificación

La concentración de carbohidratos en cada extracto se determinó utilizando las curvas de calibración respectivas, mediante ajuste lineal por mínimos cuadrados. Los resultados se expresaron como mg de carbohidrato por g de peso seco (mg/g PS). Para su cálculo, se consideraron los factores de dilución y el volumen final de extracción.

Control de calidad y repetibilidad

Cada muestra se analizó por triplicado. Se incluyeron estándares intermedios cada 10 corridas para verificar la estabilidad del detector y la consistencia de la calibración.

6.10 Estancia en la Universidad de Castilla-La Mancha: Optimización de proceso de extracción de flores de *C. sativus*.

Como parte del desarrollo experimental de esta investigación, se realizó una estancia académica en la Cátedra de Química Agrícola de la Universidad de Castilla-La Mancha

(UCLM), en el Campus de Albacete, en un laboratorio especializado en el análisis químico de *C. sativus* y en la determinación de metabolitos bioactivos mediante técnicas cromatográficas avanzadas. Durante la estancia se llevaron a cabo estudios de optimización del tamaño de muestra y evaluación comparativa de dos sistemas extractantes distintos, empleando combinaciones Agua:HCl y Agua:Acetona, con el propósito de identificar las condiciones más eficientes para la liberación de crocinas, picrocrocin, safranal, flavonoles y antocianinas. La eficacia de cada protocolo de extracción fue verificada mediante análisis cromatográficos utilizando HPLC-DAD.



Fig. 15 Entrada al plantel donde se encuentra la Catedra de química agrícola de UCLM, campus Albacete, España.

Muestras de flores

Con la finalidad de establecer las condiciones más adecuadas para la extracción de los metabolitos característicos de *C. sativus*, se realizó un estudio de optimización empleando muestras previamente liofilizadas y almacenadas en la Cátedra de Química

Agrícola de la UCLM. Estas muestras formaban parte del acervo de material vegetal conservado en dicha institución

Solventes evaluados

Se seleccionaron dos sistemas extractantes de distinta polaridad, previamente reportados como efectivos para la recuperación de crocinas, picrocrocin, safranal, flavonoles y antocianinas:

- **Solvente A:** Agua:HCl (100:1, v/v)
- **Solvente B:** Agua:acetona (70:30, v/v)

Ambas mezclas se prepararon con reactivos de grado analítico y agua ultrapura.

Evaluación de tamaños de muestra

Para determinar la masa óptima que permitiera maximizar la eficiencia extractiva sin sobresaturación de la matriz o de la fase móvil durante el análisis, se evaluaron diez tamaños de muestra:

0.2, 0.4, 0.6, 0.8, 1.0, 1.2, 1.4, 1.6, 1.8 y 2.0 mg.

Cada masa se colocó en matraces ámbar de 50 mL y se sometió al proceso de extracción utilizando 25 mL del solvente correspondiente, manteniendo una relación masa/volumen constante para todas las pruebas.

Procedimiento de extracción

Las muestras fueron sometidas a las siguientes condiciones experimentales:

1. Agitación constante a 500 rpm durante 60 minutos en oscuridad.
2. Centrifugación a 3500 rpm por 5 minutos.
3. Filtrado del sobrenadante a través de membranas PTFE de 0.45 µm.
4. Transferencia inmediata de los extractos a viales ámbar para análisis cromatográfico.

Cada combinación se realizó sin duplicado, como trabajo previo a futuras investigaciones.

Análisis por cromatografía líquida de alta resolución (HPLC-DAD)

El perfil químico de las flores liofilizadas se determinó mediante cromatografía líquida en fase reversa con detección por arreglo de diodos (RP-HPLC-DAD). Basada en el trabajo realizado por Moratalla-López et al., (2020). El sistema consistió en un cromatógrafo Agilent 1200 HPLC-DAD (Agilent Technologies, Inc., EE.UU.) equipado con columna Develosil ODS-HG-5 (250 × 4.6 mm, 5 µm), mantenida a 40 °C.

Fases móviles y gradiente

- Fase A: agua ultrapura con 0.5 % TFA
- Fase B: acetonitrilo
- Flujo: 1.0 mL/min
- Volumen de inyección: 30 µL

Gradiente de elución:

- 0 min: 0 % B
- 30 min: 30 % B
- 40–45 min: 80 % B
- 50–55 min: 20 % B
- Equilibrio: 4 min

Longitudes de onda para detección de compuestos

- 440 nm: ésteres de crocetina (crocinas)
- 250 nm: picrocrocín
- 330 nm: safranal
- 266 nm: flavonoles

- 520 nm: antocianinas



Fig. 16 Agilent 1200 HPLC-DAD
(Agilent Technologies, Inc., EE.UU.).

Identificación y cuantificación de metabolitos

La identificación de los compuestos se efectuó mediante la comparación de los tiempos de retención y los espectros UV-Vis de las muestras con estándares analíticos certificados. En ausencia de estándares, algunos isómeros cis/trans se cuantificaron mediante curvas de calibración de análogos estructurales, aplicando factores de corrección previamente reportados.

Los compuestos evaluados incluyeron:

- Ésteres de crocetina: trans-4-GG, trans-3-Gg, trans-5-tG, trans-4-ng, trans-2-gg, trans-2-G, trans-1-g y sus isómeros cis.
- Compuestos característicos del azafrán: picrocrocin y safranal.
- Flavonoles: kaempferoles y quercetinas glicosiladas.
- Antocianinas: derivadas de delfinidina, petunidina y malvidina.

La cuantificación se realizó mediante curvas de calibración reportadas por Moratalla-López et al., (2020).

Análisis de datos

Los datos obtenidos fueron sometidos a un Análisis de Varianza (ANOVA) bajo el modelo correspondiente al diseño experimental empleado. La significancia estadística se estableció en $p \leq 0.05$. En los casos en que el ANOVA mostró efectos significativos, se aplicó una comparación de medias mediante la prueba LSD (Least Significant Difference) para separar los tratamientos.

El procesamiento estadístico se realizó en el software Minitab ® (Minitab, LLC, State College, PA, EE.UU.), utilizando los procedimientos estándar de ANOVA y de la prueba LSD. Los resultados se reportan con sus valores de significancia correspondientes y letras de agrupamiento.

7 RESULTADOS

7.1 Desarrollo vegetativo bajo los diferentes tratamientos de luz LED

En la Fig. 17 se presentan las fotografías correspondientes a los cuatro tratamientos lumínicos aplicados en el sistema aeropónico a los 90 días de crecimiento. Las imágenes permiten observar de manera comparativa el estado general de las plantas bajo cada espectro: luz blanca (testigo), 1:4 rojo:azul, 1:1 rojo:azul y 4:1 rojo:azul. Si bien la figura tiene un propósito descriptivo y no cuantitativo, muestra que los tratamientos influyeron en la coloración, la densidad foliar y la arquitectura de las plantas, lo que permite identificar diferencias visuales asociadas a la calidad espectral aplicada.



Fig. 17 Los tratamientos con diferentes proporciones de luz roja y azul (R:A) implementados en el sistema aeropónico y planta de azafrán a los 90 días. a) luz blanca (testigo), b) 1:4 R:A, c) 1:1 R:A, d) 4:1 R:A.

Las variables cuantificadas y representadas en la Fig. 18 muestran respuestas diferenciadas únicamente en algunas de las mediciones evaluadas. En el caso del número de brotes por cormo, se observó una diferencia significativa entre el tratamiento con proporción 4:1 (rojo:azul) y el tratamiento 1:1 (rojo:azul), lo que indica que una mayor

proporción de luz roja favoreció la emisión de brotes en comparación con la proporción equilibrada entre ambos espectros.

Para el número de hojas por cormo, la única diferencia significativa detectada fue entre los tratamientos de luz roja-azul y el testigo (luz blanca), lo cual sugiere que el uso de espectros específicos modifica la emisión foliar con respecto a una iluminación no especializada.

En contraste, la longitud de hojas y raíces no mostró diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, lo que indica que la calidad espectral no afectó, de manera estadísticamente significativa, el crecimiento longitudinal de los tejidos en estas condiciones experimentales.

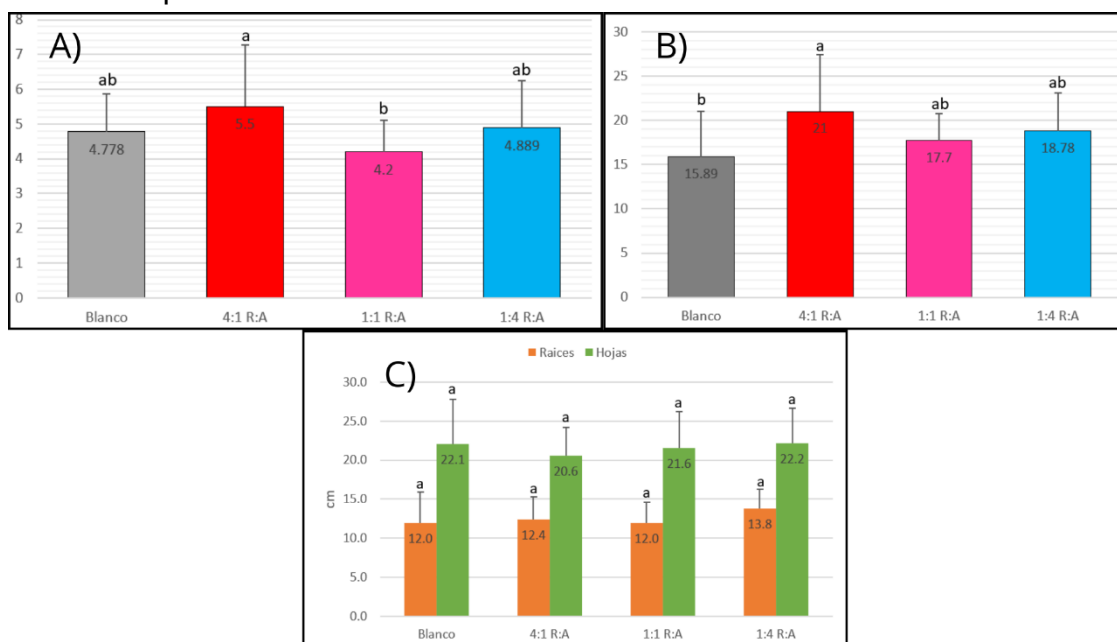


Fig. 18 A) Número de brote por cormo; B) Número de hojas por cormo; C) Longitud de hojas y raíces. Mediciones a los 90 días. LSD ($p < 0.05$).

A pesar de las variaciones numéricas observadas, la Fig. 19 no mostró diferencias significativas en el número de cormos hijos producidos entre los tratamientos evaluados tanto a los 90 como a los 120 días. Esto sugiere que, bajo las condiciones del sistema aeropónico, la proporción de luz roja y azul no ejerció un efecto estadísticamente detectable en la formación inicial de cormos durante el periodo evaluado.

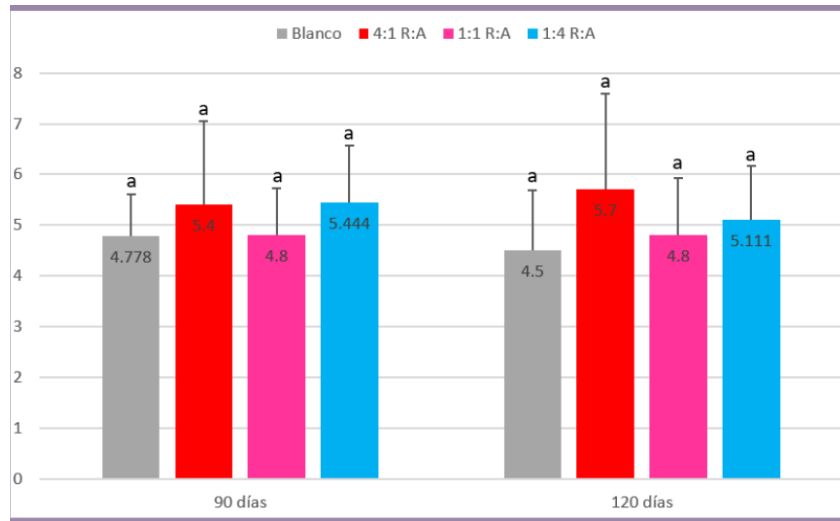


Fig. 19 Número de cormos hijos a los 90 y 120 días. LSD ($p < 0.05$).

En la Fig. 20 se observa una tendencia general de incremento del peso total de la planta a los 90 días, seguida de una reducción marcada a los 120 días en todos los tratamientos evaluados. Esta disminución posterior es consistente con el cambio fisiológico del cultivo hacia la fase de senescencia, característica de *C. sativus* al finalizar el ciclo vegetativo.

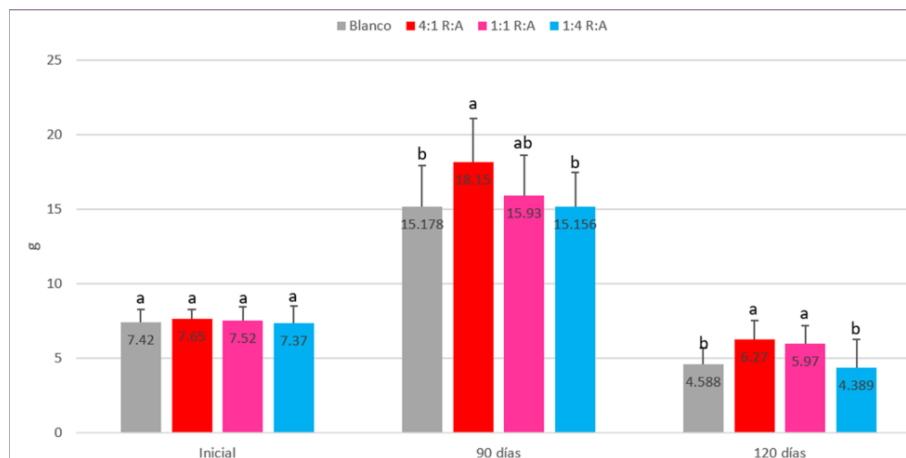


Fig. 20 Peso total de la planta de azafrán. LSD ($p < 0.05$).

Además, la figura evidencia que los tratamientos con mayor proporción de luz roja presentaron valores más altos de biomasa total que los con mayor proporción de luz azul, lo que coincide con el papel conocido de la luz roja en favorecer la acumulación de biomasa y la elongación celular.

La Fig. 21 muestra la tendencia del diámetro —y por tanto del peso estimado— del cormo madre a lo largo del experimento. En todos los tratamientos se observó una reducción

progresiva del tamaño del cormo madre, lo cual es un comportamiento esperado, dado que este órgano funciona como la fuente principal de fotoasimilados y de reservas que se movilizan hacia la formación de hojas, raíces y cormos hijos durante la fase activa de crecimiento.

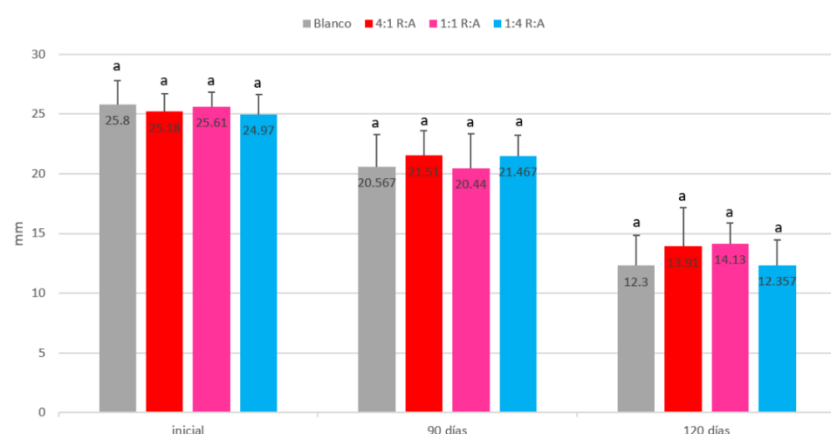


Fig. 21 Diámetro de cormo madre. LSD ($p < 0.05$).

Este patrón confirma que, independientemente del espectro lumínico aplicado, los cormos madres experimentaron un proceso natural de depleción de reservas, reflejado en la disminución de su diámetro conforme avanzó el ciclo vegetativo.

La Fig. 22 muestra el comportamiento del diámetro promedio de los cormos hijos evaluados a los 90 y 120 días. Durante la primera medición (90 días), los tratamientos no mostraron diferencias significativas entre sí. Sin embargo, a los 120 días se observó una diferencia estadísticamente significativa, en la que el tratamiento ****1:4 rojo:azul**** presentó los diámetros más bajos en comparación con los demás tratamientos.

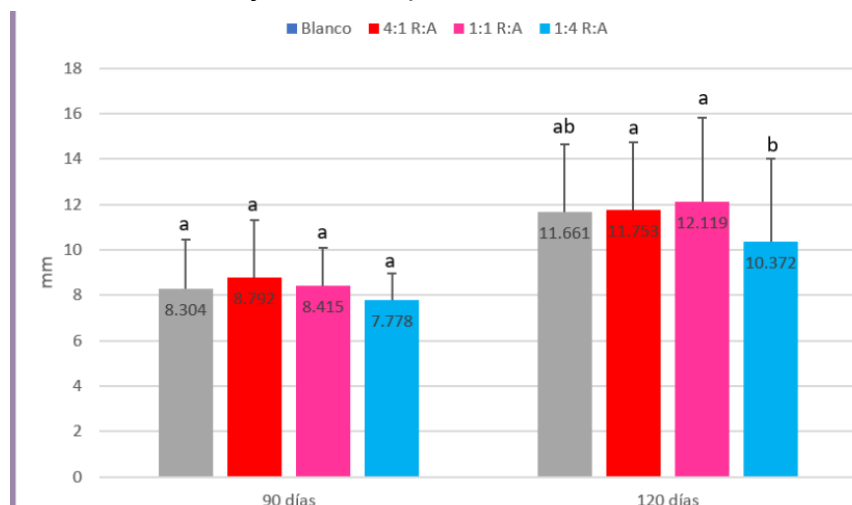


Fig. 22 Diámetro de cormos hijos a los 90 y 120 días. LSD ($p < 0.05$).

Este resultado indica que una mayor proporción de luz azul en relación con la luz roja no favoreció la expansión de los cormos hijos, y por el contrario, los cormos desarrollados bajo este tratamiento presentaron un menor calibre al cierre del ciclo. Esto sugiere que la luz azul, en exceso, puede limitar la acumulación de biomasa subterránea, en contraste con los tratamientos que incluyen una mayor proporción de luz roja, que presentaron cormos de mayor tamaño.

7.2 Concentración de pigmentos fotosintéticos

La Fig. 23 muestra el extracto etanólico obtenido de hojas y el espectro UV-Vis resultante, en el que se identifican las longitudes de onda asociadas a la clorofila a, la clorofila b y los carotenoides. Esto permitió confirmar la presencia y cuantificación correcta de los pigmentos, siguiendo los parámetros espectrofotométricos establecidos previamente en la metodología.

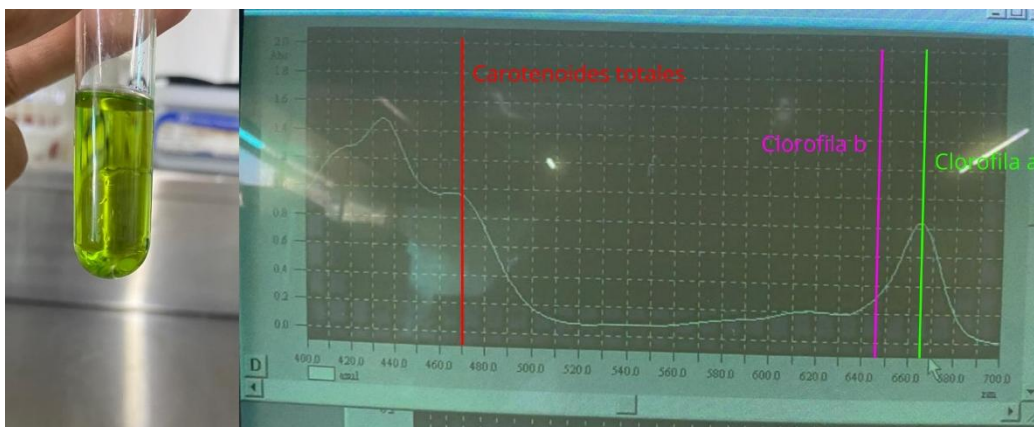


Figura 23. Izquierda: Extracto etanólico de hojas de *C. sativus*; Derecha: Espectro del extracto de hojas de *C. sativus*, resaltando la longitud de onda relacionada con los carotenoides totales, la clorofila a y la clorofila b.

En la Fig. 24, donde se presentan las concentraciones de clorofila a, clorofila b y carotenoides, se observan diferencias estadísticas claras entre los tratamientos evaluados. El tratamiento 4:1 rojo:azul mostró diferencias significativas respecto al testigo (luz blanca) en los tres compuestos analizados, lo que indica una respuesta marcada del sistema fotosintético a una mayor proporción de luz roja.

Además, en el caso particular de la clorofila b, el tratamiento 4:1 rojo:azul también presentó diferencias significativas respecto al tratamiento 1:4 rojo:azul, lo que evidencia

que la proporción de luz azul elevada limita la acumulación de este pigmento en comparación con un espectro dominado por rojo.

De manera general, la figura muestra que la clorofila a se encuentra en mayor concentración que la clorofila b y los carotenoides en todos los tratamientos, lo cual es consistente con la función predominante de este pigmento en la captación de luz y la estructura del fotosistema II.

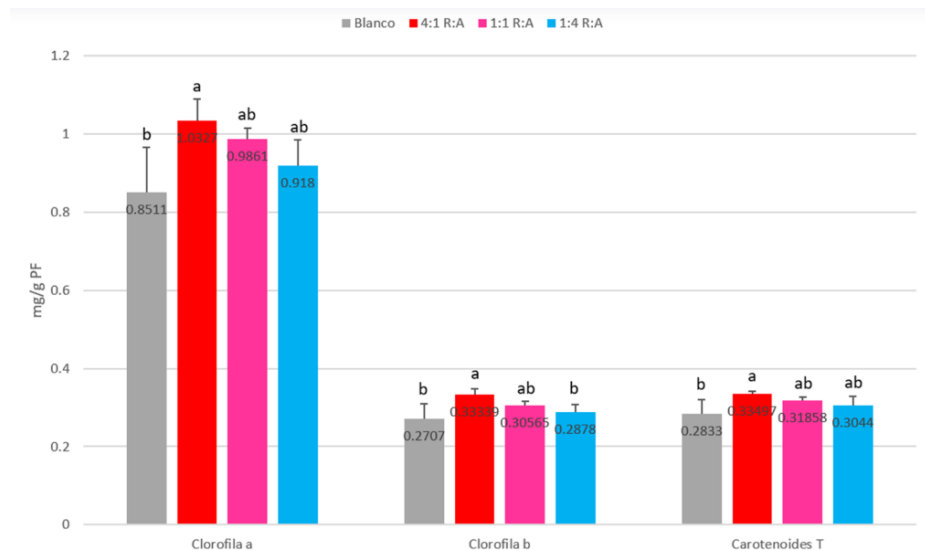


Fig. 24 Concentración de clorofila a, b y carotenoides en hojas a los 90 días. LSD ($p < 0.05$).

7.3 Cuantificación de carbohidratos solubles en hojas y cormos mediante HPLC

Cromatografía y curvas de calibración de carbohidratos

La Figura 25 muestra los cromatogramas obtenidos a partir de los estándares de carbohidratos empleados como referencia para la identificación de sacarosa, glucosa,

fructosa y fructanos mediante HPLC. Los tiempos de retención bien definidos permitieron la asignación confiable de cada compuesto en las muestras analizadas.

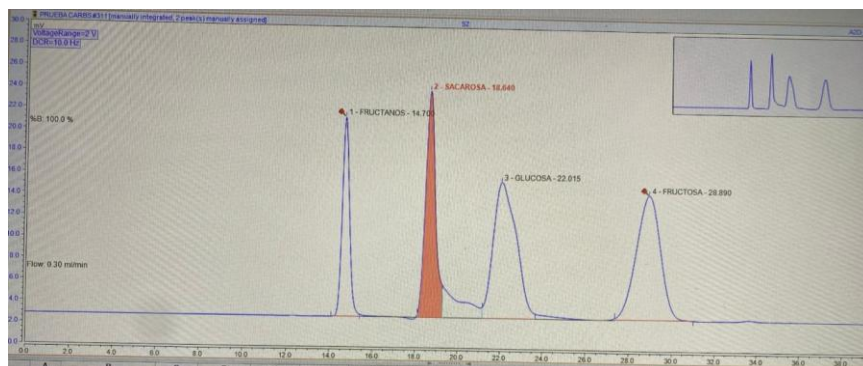


Fig. 25 Cromatografía de los estándares de carbohidratos

En la Figura 26 se presentan las rectas de calibración obtenidas para los cuatro carbohidratos evaluados. Las curvas mostraron una relación lineal robusta en el intervalo de concentraciones analizado. Cada ecuación de la recta presentó pendientes positivas y valores de R^2 elevados (superiores a 0.98), lo que indica un ajuste adecuado y confirma la precisión del método de cuantificación utilizado. La linealidad obtenida garantiza la fiabilidad de las concentraciones estimadas tanto en hojas como en cormos.

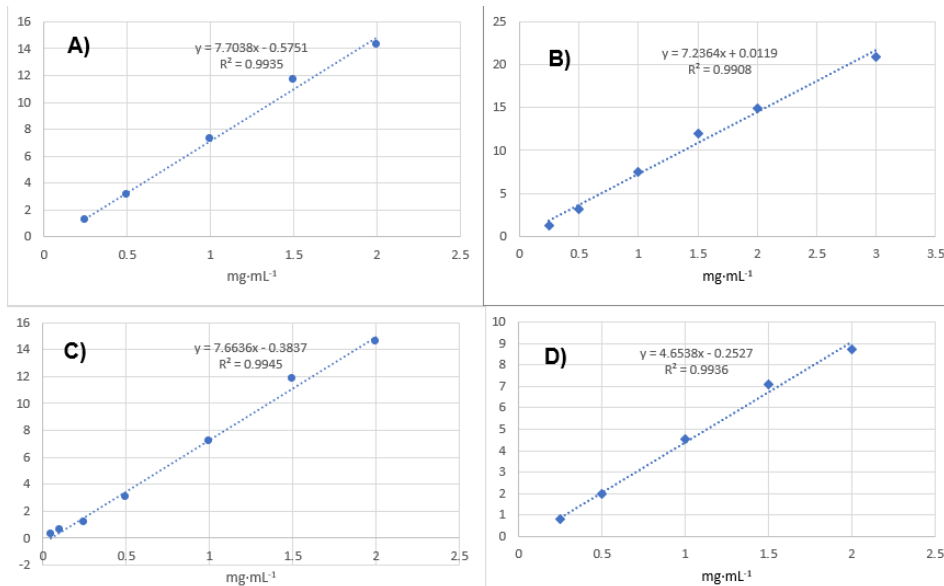


Fig. 26 Rectas de calibración de carbohidratos solubles: A) Sacarosa; B) Glucosa; C) Fructosa; D) Fructanos.

Concentración de carbohidratos solubles en hojas a los 90 días.

La Figura 27 muestra las concentraciones de carbohidratos solubles obtenidas a partir del tejido foliar bajo los diferentes tratamientos de luz LED. Se observaron diferencias significativas entre los tratamientos (LSD, $p < 0.05$), lo que evidencia la influencia de la composición espectral sobre el metabolismo de carbohidratos.

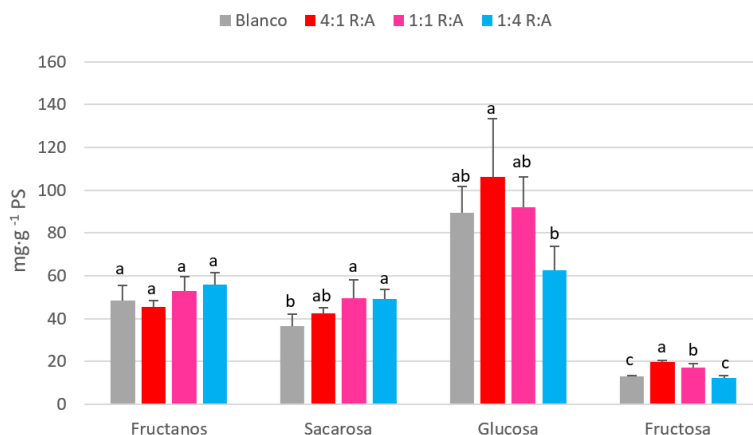


Fig. 27 Concentración en Peso Seco (PS) de carbohidratos solubles en hojas de *C. sativus* con diferentes tratamientos de luz LED a los 90 días. LSD ($p < 0.05$).

Entre los carbohidratos evaluados, la glucosa presentó los valores más altos de acumulación, superando de manera consistente a la sacarosa, la fructosa y los fructanos en la mayoría de los tratamientos. Este predominio sugiere una mayor actividad fotosintética en las plantas sometidas a condiciones favorables de luz roja, ya que la glucosa es el producto inmediato del ciclo fotosintético y el principal precursor de los demás carbohidratos.

Los tratamientos con mayor proporción de luz roja promovieron esta acumulación, mientras que el tratamiento con mayor proporción de luz azul (1:4 R:A) presentó las concentraciones más bajas, lo cual coincide con una menor eficiencia fotosintética observada en otros parámetros del cultivo.

Acumulación de carbohidratos en cormos a los 120 días.

La Figura 28 presenta las concentraciones de carbohidratos solubles en cormos tras 120 días de crecimiento bajo los tratamientos con LED. En esta figura se observa un incremento notable en la acumulación de fructanos, que constituyeron el carbohidrato de reserva predominante en los cormos desarrollados. Este comportamiento es

característico de especies geófitas como *Crocus sativus* L., en las cuales los fructanos actúan como la principal reserva energética para el siguiente ciclo de crecimiento.

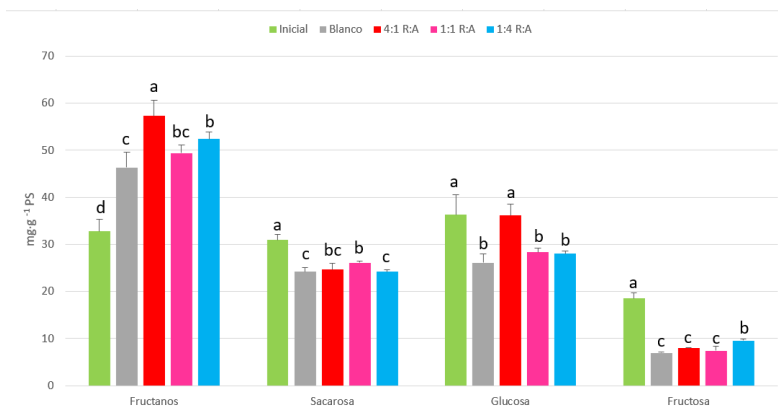


Fig. 28 Concentración en Peso Seco (PS) de carbohidratos solubles en cormos de *C. sativus* con diferentes tratamientos de luz LED a los 120 días. LSD ($p < 0.05$).

Al comparar los valores obtenidos con los cormos iniciales, se evidencia un incremento marcado en la concentración de fructanos, lo que indica un proceso activo de almacenamiento durante el desarrollo bajo los diferentes espectros de luz. Este aumento confirma que los cormos no solo crecieron en masa, sino que también acumularon reservas estructurales esenciales para el próximo ciclo vegetativo.

Asimismo, los tratamientos con mayor proporción de luz roja nuevamente mostraron las mayores concentraciones de carbohidratos totales, lo que sugiere que este espectro lumínico favorece tanto la fotosíntesis en hojas como la movilización de carbohidratos hacia los órganos de reserva.

7.4 Curvas de aproximación a la saturación de compuestos bioactivos provenientes de flores de *C. sativus*.

La Figura 29 presenta las curvas de acercamiento a la saturación para los principales flavonoides identificados en las flores: K-3-O-s-7-O-g, Q-3-O-s y K-3-O-s. En estas curvas se observa un incremento progresivo de la concentración conforme aumenta la masa de muestra utilizada; sin embargo, no se alcanzó el punto de saturación en ninguno de los compuestos evaluados, lo que indica que sería necesario emplear mayores

cantidades de biomasa para definir con precisión la capacidad máxima extractiva del método.

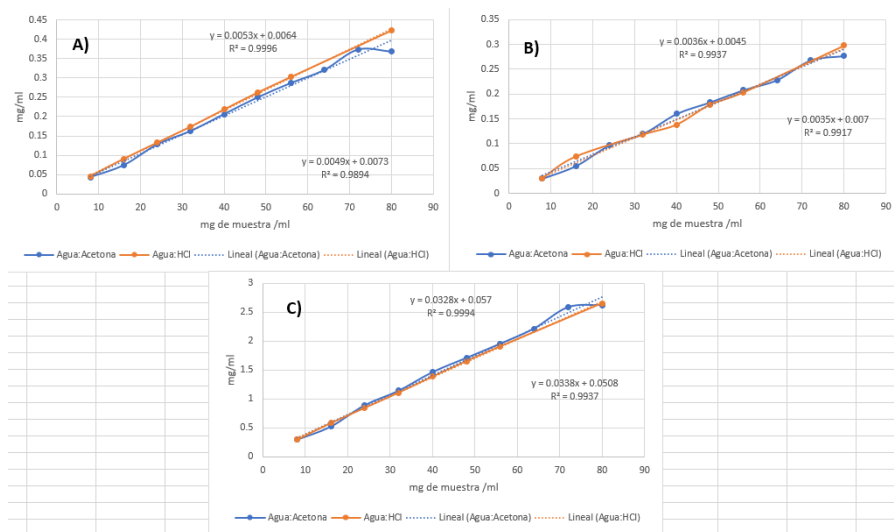


Fig. 29 Curvas de aproximación a la saturación de los principales flavonoides en flores de *C. sativus*. A) K-3-O-s-7-O-g; B) Q-3-O-s C) K-3-O-s.

Es importante señalar que los datos presentados son preliminares, ya que el análisis se realizó sin duplicados ni triplicados, lo que limita la inferencia estadística y la estimación de variabilidad experimental. Aun así, los resultados permiten visualizar tendencias funcionales útiles para optimizar el método.

Las extracciones se realizaron utilizando diversas combinaciones de solventes, principalmente agua:HCl y agua:acetona, lo que permitió evaluar el comportamiento de los flavonoides bajo sistemas extractivos con polaridades distintas. En general, las combinaciones con acetona favorecieron mayor recuperación de flavonoides, lo cual es consistente con la solubilidad conocida de estos metabolitos.

La Figura 30 incluye las curvas de aproximación a la saturación para picrocrocin, safranal y las trans-crocinas totales. Al igual que en la figura anterior, no se alcanzó el punto de saturación en ninguna de las curvas, lo que indica que aún es posible incrementar la masa de muestra para obtener un perfil completo de saturación.

Los datos generados también son preliminares, ya que no se cuenta con replicación experimental (ni duplicados ni triplicados), lo cual limita su uso para comparación estadística y restringe el análisis a un nivel descriptivo.

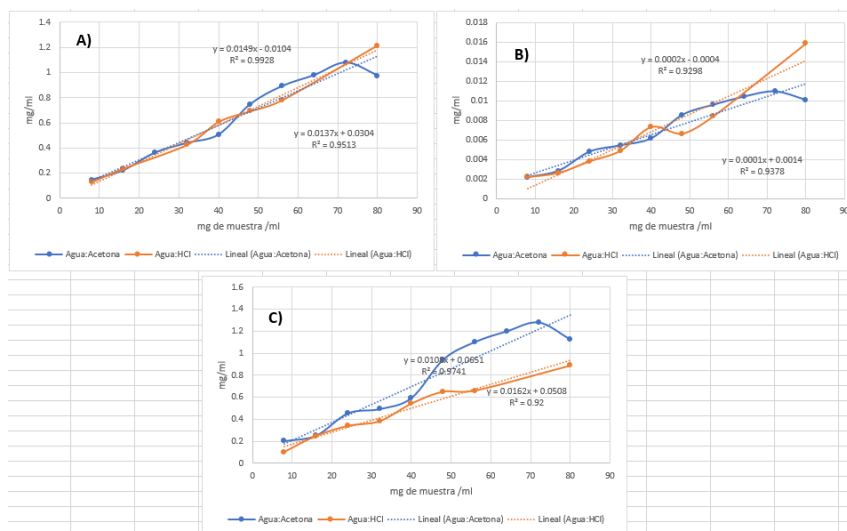


Fig. 30 Curvas de aproximación a la saturación de los principales carotenoides y derivados en flores de *C. sativus*. A) Picrocrocin B) Safranal C) Trans-crocinas totales.

Un aspecto relevante es que, en comparación con los flavonoides, las curvas de la Figura 30 muestran menor linealidad, especialmente en el caso de las trans-crocinas. Esta falta de linealidad no se atribuye al método cromatográfico, sino a la escasa homogeneidad de las muestras utilizadas, ya que se emplearon porciones mezcladas de estigmas y restos florales. Esta heterogeneidad provoca variaciones en el contenido de carotenoides entre puntos consecutivos, ya que los estigmas concentran la mayor parte de crocinas y picrocrocin, mientras que los residuos florales contienen cantidades considerablemente menores.

Las extracciones incluyeron los mismos solventes agua:HCl y agua:acetona, observándose mejor respuesta en los compuestos más polares cuando se utilizó el sistema acidificado, mientras que los crocinoides mostraron mejor comportamiento bajo condiciones acetónicas.

La Figura 31 muestra las curvas de acercamiento a la saturación para las principales antocianinas presentes en la biomasa floral: D-3,5-di-O-g, P-3,5-di-O-g y M-3,5-di-O-g. En todas las curvas se observa un incremento gradual conforme aumenta la masa de muestra; sin embargo, al igual que en las Figuras 29 y 30, no se alcanzó el punto de saturación, lo que sugiere que el volumen de muestra empleado fue insuficiente para cubrir el rango completo de respuesta del método.

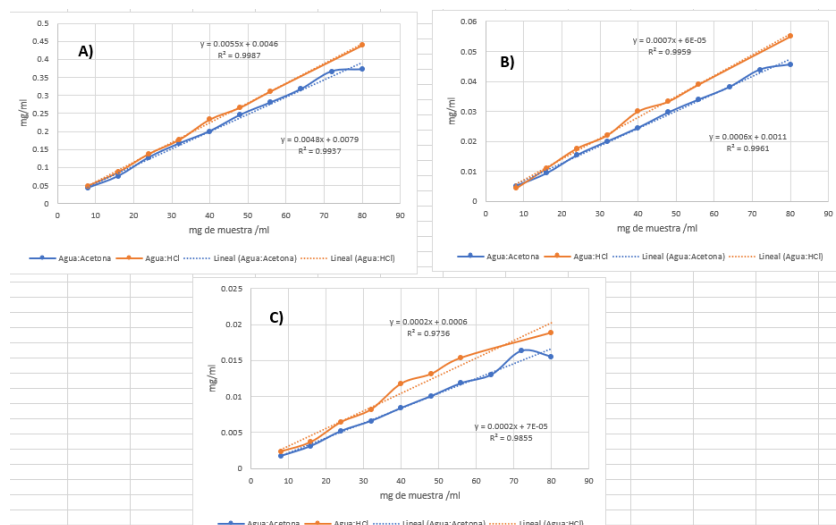


Fig. 31 Curvas de aproximación a la saturación de las principales antocianinas en flores de *C. sativus*. A) D-3,5-di-O-g; B) P-3,5-di-O-g; C) M-3,5-di-O-g.

Asimismo, estos resultados deben interpretarse con cautela debido a que los datos son preliminares y carecen de duplicados o triplicados, por lo que no permiten realizar inferencias estadísticas o comparar tratamientos con precisión.

Las antocianinas fueron extraídas bajo las mismas combinaciones de solventes evaluadas en experimentos previos (agua:HCl y agua:acetona). El sistema acidificado mostró mayor eficiencia debido a la estabilidad que el pH bajo aporta al núcleo flavilio de las antocianinas, lo que favorece su solubilidad y evita su degradación durante la extracción.

8. DISCUSIONES

8.1 Desarrollo vegetativo aéreo y partición de la biomasa.

Los resultados demuestran que la proporción de luz LED afecta significativamente la biomasa total y el crecimiento vegetativo aéreo. Se observó que los tratamientos con mayor proporción de luz roja (4:1 R:A) favorecieron la emisión de brotes y resultaron en valores más altos de biomasa total a los 90 días, en comparación con los tratamientos con alta luz azul o el control.

Esta respuesta es consistente con el papel bien establecido de la luz roja (R) en la fisiología vegetal, que es detectada por los fitocromos (PHYs) y se relaciona estrechamente con la expansión de las hojas y la elongación del tallo (Martínez-García et al., s. f.). Estudios sobre el azafrán han confirmado que la luz roja (monocromática, 0% B) dirige la biomasa hacia los órganos aéreos, lo que se traduce en un mayor número y peso fresco y seco de las hojas (Moradi et al., 2021). En contraste, se reportó que la luz R monocromática produjo 2,6 veces más biomasa en las partes aéreas que la luz azul (100 % B). Asimismo, se ha sugerido que una alta proporción de luz R promueve la producción de brotes laterales y de hojas en la planta (Moradi et al., 2021).

La observación de que la luz blanca afectó de manera distinta la emisión foliar en comparación con los espectros especializados (R:A) subraya la importancia de la calidad espectral sobre la luz blanca como fuente de excitación fotosintética y morfogénica (Navas et al., s. f.). A pesar de esto, la longitud de hojas y raíces no presentó diferencias significativas, lo que sugiere que la intensidad lumínica total (PPFD de $98.32 \pm 14.65 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) pudo ser el factor limitante en la elongación longitudinal, o que esta respuesta no fue estadísticamente detectable bajo las condiciones del estudio.

8.2 Dinámica del Corno y Acumulación de Reservas

El patrón observado en donde el diámetro del corno madre se redujo progresivamente en todos los tratamientos, es un comportamiento fisiológico normal y esperado. Este fenómeno confirma la depleción natural de las reservas almacenadas en el corno madre,

ya que estas reservas son movilizadas para sostener el crecimiento inicial, la floración y el desarrollo de nuevos órganos, incluidas las raíces (Dewir et al., 2022; Renau-Morata et al., 2012).

La literatura especializada precisa que la mayor parte de las reservas restantes del cormo madre se agotan durante el desarrollo de las hojas y las raíces. Esta movilización es más intensa desde el otoño hasta mediados de enero, momento en el que las hojas y las raíces alcanzan su tamaño máximo (Renau-Morata et al., 2012).

8.3 Producción y tamaño de cormos hijos

Respecto a la producción de los cormos hijos (propagación vegetativa), los resultados de la tesis indican una compleja interacción espectral:

- El tratamiento con mayor proporción de luz azul (1:4 R:A) resultó en cormos hijos de menor calibre al cierre del ciclo.
- Los tratamientos con mayor proporción de luz roja produjeron cormos de mayor tamaño.

Contraste con la Literatura: Los resultados mostraron que el tratamiento con mayor luz azul (1:4 R:A) resultó en los diámetros de cormos hijos más bajos a los 120 días. Este hallazgo contrasta notablemente con la conclusión de otros estudios en azafrán que resaltan el papel de la luz azul (B) para maximizar el tamaño del cormo. Moradi et al. (2021) encontraron que la luz B monocromática (100% B) aumentó el peso seco de los cormos hijos 6.7 veces más que la luz R monocromática (0% B). La luz azul, al mejorar la eficiencia fotosintética, redirige la partición de biomasa hacia los órganos subterráneos.

- Posible Explicación: La diferencia puede atribuirse a factores como el sistema de cultivo (aeroponía), la intensidad lumínica o el cociente R:A exacto. Por ejemplo, otros estudios han reportado que una intensidad de luz alta y una alta proporción de luz azul (como en 3R2B) incrementan el rendimiento total y la proporción de cormos hijos más grandes (15 a 25 g), lo que sugiere que la luz azul sí es beneficiosa, pero el rendimiento óptimo depende de un balance específico que también incluya luz roja (Zhou et al., 2022). La

alta luz roja (4:1 R:A) en este trabajo pudo haber optimizado el crecimiento de las hojas (órgano fuente), de modo que compensó el efecto de partición de la luz azul.

a intensidad de luz aplicada en la tesis (PPFD $\approx 98.32 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) podría ser la causa. Estudios que encontraron resultados óptimos para los cormos utilizaron intensidades de $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ en la proporción 3:2 Rojo:Azul (3R:2B). Esta condición óptima no solo aumentó el rendimiento, sino que también inhibió la descomposición de reservas en los cormos madre, lo que influye directamente en el tamaño de los cormos hijos (Zhou et al., 2022).

Por lo tanto, el espectro óptimo no es simplemente una alta o baja proporción de azul, sino un equilibrio preciso de R:B y una alta intensidad para satisfacer la demanda de carbono. El azafrán, cuya tasa fotosintética neta puede ser alta ($20\text{--}26 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) (Gao et al., 2024), requiere una alta eficiencia fotosintética, promovida por la combinación R y B, para lograr la acumulación deseada de reservas en los cormos hijos.

8.4 Concentración de Pigmentos Fotosintéticos.

las concentraciones de pigmentos fotosintéticos variaron significativamente. El tratamiento 4:1 R:A presentó concentraciones más altas de clorofila a, clorofila b y carotenoides que el testigo (luz blanca).

Esto es relevante porque la luz azul es crucial para la síntesis de clorofila y carotenoides. No obstante, el dominio de la luz roja en el tratamiento 4:1 R:A, junto con una proporción significativa de luz azul, resultó en una respuesta fotoquímica marcada, superando al tratamiento de luz blanca en los tres pigmentos evaluados

- **Fundamento Espectral:** Estos resultados están en línea con el principio de que las clorofilas exhiben su absorción máxima en las regiones azul (400–500 nm) y roja (600–700 nm) (Gao et al., 2024), lo que convierte a ambos espectros en fundamentales para la fotosíntesis.
- **Contraste en la Acumulación:** Mientras algunos estudios reportaron que la luz azul promueve la biosíntesis de clorofila y estimula el desarrollo de los cloroplastos,

resultando en la concentración más alta de Clorofila a, b y total (Moradi et al., 2021), el presente trabajo demostró que la alta luz roja (4:1 R:A) fue más efectiva para esta acumulación que la alta luz azul (1:4 R:A).

- Función de los Carotenoides: La alta concentración de carotenoides en el tratamiento 4:1 R:A es relevante, ya que estos pigmentos, además de absorber luz en las regiones azul/verde, son esenciales para la fotoprotección.

8.5. Dinámica de Carbohidratos y Fisiología Fuente-Sumidero

Los resultados de la tesis sobre la acumulación de carbohidratos (H4) proporcionan información clave sobre la fisiología fuente-sumidero del azafrán:

- Hojas (Fuente): La glucosa fue el carbohidrato soluble más abundante en las hojas, producto inmediato del ciclo fotosintético. Los tratamientos con mayor R promovieron la acumulación de carbohidratos, mientras que el tratamiento con mayor A (1:4 R:A) tuvo las concentraciones más bajas. Esto sugiere que, a diferencia de los estudios citados, el espectro 1:4 R:A en este ensayo se asoció con una menor eficiencia fotosintética o con una mayor movilización de los fotoasimilados primarios.
- Cormos (Sumidero): La acumulación de fructanos, carbohidrato de reserva predominante en los cormos a los 120 días, confirma la fisiología característica de *Crocus sativus*. El desarrollo y crecimiento de los cormos hijos dependen directamente de la actividad fotosintética de las hojas (Gao et al., 2024; Renau-Morata et al., 2012). Consistentemente, los tratamientos con mayor proporción de luz roja mostraron las mayores concentraciones de carbohidratos totales en los cormos, lo que respalda el resultado de que este espectro favoreció la acumulación de biomasa, tanto aérea como en el sumidero principal.

8.6. Optimización del proceso de extracción y tamaño de muestra

El objetivo de la estancia académica en la Universidad de Castilla-La Mancha se centró en optimizar el protocolo de extracción de metabolitos clave (crocinas, picrocrocina,

safranal, flavonoles y antocianinas) en flores de *C. sativus*. Para ello, se evaluaron diez tamaños de muestra, desde 0.2 mg hasta 2.0 mg, combinados con dos sistemas de extracción: Agua:HCl (100:1, v/v) y Agua:Acetona (70:30, v/v). La cuantificación se verificó mediante Cromatografía Líquida de Alta Eficacia con Detector de Arreglo de Diodos (RP-HPLC-DAD).

Evaluación del tamaño de muestra y homogeneidad

Las curvas preliminares de aproximación a la saturación para los principales grupos de compuestos, incluyendo flavonoides (K-3-O-s, Q-3-O-s), antocianinas (D-3,5-di-O-g, P-3,5-di-O-g, M-3,5-di-O-g) y crocinoides totales, evidenciaron una tendencia de incremento progresivo de la concentración con la masa de la muestra. No obstante, en ninguno de los compuestos se logró alcanzar el punto de saturación dentro del rango de masas evaluado (hasta 2.0 mg). Este resultado sugiere que la cantidad de biomasa utilizada fue insuficiente para agotar el solvente y definir con precisión la capacidad máxima extractiva del método. Por lo tanto, futuras optimizaciones requerirían la evaluación de masas de muestra superiores a 2.0 mg para establecer el punto de saturación.

Un hallazgo crítico, particularmente en el análisis de los compuestos característicos del azafrán, fue la menor linealidad observada en las curvas de las trans-crocinas totales. Esta variabilidad no se atribuyó al método cromatográfico, sino a la heterogeneidad inherente de las muestras utilizadas, que eran porciones mezcladas de estigmas y restos florales. Dado que los estigmas son el componente que concentra la mayor parte de crocinas y picrocrocina, mientras que los residuos florales contienen cantidades notablemente menores, la falta de uniformidad en la proporción de estos tejidos en las muestras más pequeñas puede generar fluctuaciones en los resultados de cuantificación.

Efecto de los sistemas de extracción (Solventes)

La elección del solvente es crucial, ya que influye directamente en el rendimiento y la estabilidad de los metabolitos. Se observó un comportamiento diferencial entre los sistemas Agua:HCl (polar acidificado) y Agua:Acetona (semipolar).

1. Antocianinas y Fenoles Polares: El sistema Agua:HCl (100:1, v/v) mostró mayor eficiencia para la extracción de antocianinas. Esto se debe a que el medio ácido (HCl) proporciona estabilidad al núcleo flavilio de las antocianinas, lo que favorece su solubilidad y previene su degradación durante el proceso. Este hallazgo concuerda con la literatura especializada, que propone el extracto preparado con Agua:HCl (100:1, v/v) como el más adecuado para el control de calidad de los compuestos fenólicos en los biorresiduos florales (Serrano-Díaz et al., 2014). Además de la estabilidad, el sistema Agua:HCl minimiza las interferencias cromatográficas comunes al usar solventes orgánicos. Por ejemplo, se ha demostrado que el uso de acetonitrilo (ACN), aun en mezclas acidificadas, puede provocar la división cromatográfica (splitting) de los picos de delphinidin 3,5-di-O-glucósido y kaempferol 3-O-sophoroside (Serrano-Díaz et al., 2014). Esta división, observada incluso al añadir ACN a un extracto previamente filtrado en Agua:HCl, podría resultar en una cuantificación errónea si las áreas de los picos generados no se suman adecuadamente (Serrano-Díaz et al., 2014).

2. Flavonoides y Crocinoides: Se encontró que las combinaciones con acetona favorecieron una mayor recuperación de flavonoides en general. Sin embargo, el flavonol principal, el K-3-O- β -s (que constituye entre el 96% y 99% de los flavonoles totales en los extractos), mostró la concentración más alta cuando se utilizó el extracto Agua:HCl (Serrano-Díaz et al., 2014). Respecto a los compuestos de color y sabor:

- Los crocinoides (trans-crocinas totales) exhibieron un mejor comportamiento extractivo bajo condiciones acetónicas.
- En contraste, los compuestos más polares como picrocrocin y safranal mostraron una mejor respuesta con el sistema acidificado Agua:HCl.

9. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos evidencian que la calidad espectral de la luz LED es un factor determinante en la fisiología de *Crocus sativus* L. cultivado en un sistema aeropónico. La mayor proporción de luz roja (4:1 R:A) promovió una respuesta vegetativa más robusta, reflejada en un mayor número de brotes, mayor biomasa total y concentraciones significativamente superiores de clorofila a, clorofila b y carotenoides. Esto indica que este espectro optimiza la actividad fotoquímica y la eficiencia de captura de luz, elementos esenciales para el desempeño productivo del cultivo.

En contraste, el tratamiento con predominio de luz azul (1:4 R:A) presentó las respuestas más limitadas, en particular en el desarrollo de los cormos hijos, que mostraron diámetros menores al cierre del ciclo. La dinámica del cormo madre fue consistente entre los tratamientos, lo que evidencia la movilización natural de reservas hacia hojas, raíces y cormos hijos durante el ciclo vegetativo.

Los perfiles de carbohidratos mostraron que la acumulación de glucosa en hojas y de fructanos en cormos es más eficiente en los tratamientos ricos en luz roja, lo que refuerza el papel de estos en la regulación de la fisiología fuente-sumidero. Esta condición es especialmente importante para la formación de cormos de mayor calibre y para asegurar la continuidad del ciclo productivo.

En la caracterización de compuestos bioactivos provenientes de flores, las curvas de aproximación a la saturación mostraron incrementos proporcionales a la masa de muestra, aunque sin alcanzar niveles máximos. Si bien los datos son preliminares, demuestran el potencial químico de estos bioresiduos para futuros estudios de optimización extractiva y de aprovechamiento funcional.

En conjunto, se concluye que la proporción 4:1 rojo:azul representa la condición lumínica más favorable para maximizar el desempeño fisiológico del azafrán en sistemas aeropónicos, al mejorar el crecimiento vegetativo, la eficiencia fotosintética y la acumulación de reservas en los cormos. Estos hallazgos aportan bases sólidas para el diseño de estrategias de manejo lumínico orientadas a mejorar la productividad y calidad del cultivo en ambientes controlados.

10. BIBLIOGRAFIA

- Abu-Izneid, T., Rauf, A., Khalil, A. A., Olatunde, A., Khalid, A., Alhumaydhi, F. A., Aljohani, A. S. M., Sahab Uddin, Md., Heydari, M., Khayrullin, M., Shariati, M. A., Aremu, A. O., Alafnan, A., & Rengasamy, K. R. R. (2022). Nutritional and health beneficial properties of saffron (*Crocus sativus* L): A comprehensive review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 62(10), 2683-2706. <https://doi.org/10.1080/10408398.2020.1857682>
- Ali, A., Yu, L., Kousar, S., Khalid, W., Maqbool, Z., Aziz, A., Arshad, M. S., Aadil, R. M., Trif, M., Riaz, S., Shaukat, H., Manzoor, M. F., & Qin, H. (2022). Crocin: Functional characteristics, extraction, food applications and efficacy against brain related disorders. *Frontiers in Nutrition*.
- Alonso Díaz-Marta, G. L., & Sánchez Gómez, A. M. (2007). *Libro blanco Azafrán en Europa. Problemas y estrategias para valorizar la calidad y mejorar la competitividad*. <https://agris.fao.org/search/en/providers/124745/records/67124c897f591113e2a59321>
- Anaeigoudari, F., Anaeigoudari, A., & Kheirkhah-Vakilabad, A. (2023). A review of therapeutic impacts of saffron (*Crocus sativus* L.) and its constituents. *Physiological Reports*, 11(15), e15785. <https://doi.org/10.14814/phy2.15785>
- Azghandi Fardaghi, A., Eshaghi, A., Feizy, J., & Lakshmipathy, R. (2021). Antioxidant capacity and chemical composition of different parts of saffron flowers. *Journal of Food and Bioprocess Engineering, Online First*. <https://doi.org/10.22059/jfabe.2021.316326.1078>
- Bottiglione, B., Villani, A., Mastropasqua, L., De Leonardis, S., & Paciolla, C. (2023). Blue and Red LED Lights Differently Affect Growth Responses and Biochemical Parameters in Lentil (*Lens culinaris*). *Biology*, 13(1), 12. <https://doi.org/10.3390/biology13010012>
- Cai, J., Veerappan, V., Arildsen, K., Sullivan, C., Piechowicz, M., Frugoli, J., & Dickstein, R. (2023). A modified aeroponic system for growing small-seeded legumes and other plants to study root systems. *Plant Methods*, 19(1), 21. <https://doi.org/10.1186/s13007-023-01000-6>

- Cardone, L., Castronuovo, D., Perniola, M., Cicco, N., & Candido, V. (2020). Saffron (*Crocus sativus* L.), the king of spices: An overview. *Scientia Horticulturae*, 272, 109560. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109560>
- Carmona, M., Zalacain, A., Sánchez, A. M., Novella, J. L., & Alonso, G. L. (2006). Crocetin Esters, Picrocrocin and Its Related Compounds Present in *Crocus sativus* Stigmas and *Gardenia jasminoides* Fruits. Tentative Identification of Seven New Compounds by LC-ESI-MS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(3), 973-979. <https://doi.org/10.1021/jf052297w>
- Carotti, L., Pistillo, A., Zauli, I., Meneghello, D., Martin, M., Pennisi, G., Gianquinto, G., & Orsini, F. (2023). Improving water use efficiency in vertical farming: Effects of growing systems, far-red radiation and planting density on lettuce cultivation. *Agricultural Water Management*, 285, 108365. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2023.108365>
- Chaouqi, S., Moratalla-López, N., Alonso, G. L., Lorenzo, C., Zouahri, A., Asserar, N., Haidar, E. M., & Guedira, T. (2023). Effect of Soil Composition on Secondary Metabolites of Moroccan Saffron (*Crocus sativus* L.). *Plants*, 12(4), 711. <https://doi.org/10.3390/plants12040711>
- Dewir, Y. H., & Alsadon, A. (2022). Effects of Nutrient Solution Electrical Conductivity on the Leaf Gas Exchange, Biochemical Stress Markers, Growth, Stigma Yield, and Daughter Corm Yield of Saffron in a Plant Factory. *Horticulturae*, 8(8), 673. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080673>
- Dewir, Y. H., Alsadon, A., Ibrahim, A., & El-Mahrouk, M. (2022). Effects of Growing Substrate, Mode of Nutrient Supply, and Saffron Corm Size on Flowering, Growth, Photosynthetic Competence, and Cormlet Formation in Hydroponics. *HortTechnology*, 32(2), 234-240. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH04980-21>
- Eftekhari, M., Javid, M. G., Aliniaiefard, S., & Nicola, S. (2023). Alteration of Flower Yield and Phytochemical Compounds of Saffron (*Crocus sativus* L.) by Application of Different Light Qualities and Growth Regulators. *Horticulturae*, 9(2), 169. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9020169>

- Escobar-Talavera, J. F., Martínez-Navarro, M. E., Alonso, G. L., & Sánchez-Gómez, R. (2024). Determination of Saffron Flower Metabolites by Near-Infrared Spectroscopy for Quality Control. *Horticulturae*, 10(6), 593. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10060593>
- Fasciolo, B., Awouda, A., Bruno, G., & Lombardi, F. (2023). A smart aeroponic system for sustainable indoor farming. *Procedia CIRP*, 116, 636-641. <https://doi.org/10.1016/j.procir.2023.02.107>
- Fernández, J.-A., Santana, O., Guardiola, J.-L., Molina, R.-V., Heslop-Harrison, P., Borbely, G., Branca, F., Argento, S., Maloupa, E., Talou, T., Thiercelin, J.-M., Gasimov, K., Vurdu, H., Roldán, M., Santaella, M., Sanchís, E., García-Luis, A., Suranyi, G., Molnár, A., ... De-Los-Mozos-Pascual, M. (2011). The World Saffron and Crocus collection: Strategies for establishment, management, characterisation and utilisation. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 58(1), 125-137. <https://doi.org/10.1007/s10722-010-9601-5>
- Gao, D., Ji, X., Yuan, Q., Pei, W., Zhang, X., Li, F., Han, Q., & Zhang, S. (2023). Effects of total daily light integral from blue and broad-band red LEDs on flowering of saffron (*Crocus sativus* L.). *Scientific Reports*, 13(1), 7175. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-34424-0>
- Gao, D., Yuan, Q., Pei, W., Zhang, X., Li, F., Han, Q., & Zhang, S. (2024). Study on Spectral Response of Saffron (*Crocus sativus* L.) at Different Leaf Ages and Evaluation of Photosynthetic Energy Efficiency of Narrow-Band LED Spotlights. *Horticulturae*, 10(6), 559. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10060559>
- García-Rodríguez, M. V., López-Córcoles, H., Alonso, G. L., Pappas, C. S., Polissiou, M. G., & Tarantilis, P. A. (2017). Comparative evaluation of an ISO 3632 method and an HPLC-DAD method for safranal quantity determination in saffron. *Food Chemistry*, 221, 838-843. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.11.089>
- García-Rodríguez, M. V., Serrano-Díaz, J., Tarantilis, P. A., López-Córcoles, H., Carmona, M., & Alonso, G. L. (2014). Determination of Saffron Quality by High-Performance Liquid Chromatography. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(32), 8068-8074. <https://doi.org/10.1021/jf5019356>

- Garzón, J., Montes, L., Garzón, J., & Lampropoulos, G. (2023). Systematic Review of Technology in Aeroponics: Introducing the Technology Adoption and Integration in Sustainable Agriculture Model. *Agronomy*, 13(10), 2517. <https://doi.org/10.3390/agronomy13102517>
- Gresta, F., Lombardo, G. M., Siracusa, L., & Ruberto, G. (2008). Saffron, an alternative crop for sustainable agricultural systems. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 28(1), 95-112. <https://doi.org/10.1051/agro:2007030>
- Himeno, H., & Sano, K. (1987). Synthesis of Crocin, Picrocrocin and Safranal by Saffron Stigma-like Structures Proliferated *in Vitro*. *Agricultural and Biological Chemistry*, 51(9), 2395-2400. <https://doi.org/10.1080/00021369.1987.10868396>
- Hoagland, D. R. (Dennis R., & Arnon, D. I. (Daniel I. (with University of California, D. L.). (1950). *The water-culture method for growing plants without soil*. Berkeley, Calif.: College of Agriculture, University of California. <http://archive.org/details/watercultureme3450hoag>
- ISO. (2011). *ISO 3632-1:2011 Saffron (Crocus sativus L.)—Specification—Part 1: Specification*. International Organization for Standardization.
- Jadouali, S. M., Atifi, H., Mamouni, R., Majourhat, K., Bouzoubaâ, Z., Laknifli, A., & Faouzi, A. (2019). Chemical characterization and antioxidant compounds of flower parts of Moroccan crocus sativus L. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 18(4), 476-480. <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2018.03.007>
- Jarukas, L., Vitkevicius, K., Mykhailenko, O., Bezruk, I., Georgiyants, V., & Ivanauskas, L. (2022). Effective Isolation of Picrocrocin and Crocins from Saffron: From HPTLC to Working Standard Obtaining. *Molecules*, 27(13), 4286. <https://doi.org/10.3390/molecules27134286>
- Kajikawa, N., Uno, Y., Kuroki, S., Miyagawa, S., Yamashita, Y., Hamaguchi, Y., Ueda, Y., Kobayashi, M., Kaji, K., & Itoh, H. (2018). Effect of Far-red Light on Saffron (*Crocus sativus* L.) Growth and Crocin Yields. *Environment Control in Biology*, 56(2), 51-57. <https://doi.org/10.2525/ecb.56.51>

- Karadağ, H., Polatçı, H., Saraçoğlu, O., Cömert, M., Vural, G. Y., & Yıldız, K. (2024). *Development of an Industrial-Size Aeroponic Rooting System and Plant Cutting Rooting Studies*. In Review. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4957817/v1>
- Karnoutsos, P., Katsantonis, D., Gkotsamani, A., Koukounaras, A., Kotsopoulos, T., Pantazi, X. E., & Fragos, V. P. (2025). Plant-Driven Precision Irrigation in Aeroponics: Real-Time Turgor Sensing for Sustainable Lettuce Cultivation. *Agriculture*, 15(18), 1948. <https://doi.org/10.3390/agriculture15181948>
- Khadfy, Z. (2023). Nutraceutical and cosmetic applications of bioactive compounds of Saffron (*Crocus Sativus* L.) stigmas and its by-products. *South African Journal of Botany*.
- Klem, K., Gargallo-Garriga, A., Rattanapichai, W., Oravec, M., Holub, P., Veselá, B., Sardans, J., Peñuelas, J., & Urban, O. (2019). Distinct Morphological, Physiological, and Biochemical Responses to Light Quality in Barley Leaves and Roots. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1026. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01026>
- Kothari, D., Thakur, R., & Kumar, R. (2021). Saffron (*Crocus sativus* L.): Gold of the spices—a comprehensive review. *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 62(5), 661-677. <https://doi.org/10.1007/s13580-021-00349-8>
- Kour, K., Gupta, D., Gupta, K., Dhiman, G., Juneja, S., Viriyasitavat, W., Mohafez, H., & Islam, M. A. (2022). Smart-Hydroponic-Based Framework for Saffron Cultivation: A Precision Smart Agriculture Perspective. *Sustainability*, 14(3), 1120. <https://doi.org/10.3390/su14031120>
- Li, L., Zhou, Y., Wang, J., Qi, X., Fang, H., Bai, Y., Chen, Z., Yu, X., Liu, D., Liu, Q., & Liang, C. (2024). Effects of supplementary light treatment on saffron: Integrated physiological, metabolomic, and transcriptome analyses. *BMC Plant Biology*, 24(1), 1247. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-05944-2>
- Li, Q., Li, X., Tang, B., & Gu, M. (2018). Growth Responses and Root Characteristics of Lettuce Grown in Aeroponics, Hydroponics, and Substrate Culture. *Horticulturae*, 4(4), 35. <https://doi.org/10.3390/horticulturae4040035>

- Lichtenthaler, H. K., & Buschmann, C. (2001). Chlorophylls and Carotenoids: Measurement and Characterization by UV - VIS Spectroscopy. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 1(1). <https://doi.org/10.1002/0471142913.faf0403s01>
- Lin, H.-A., Coker, H. R., Park, S., Finlayson, S. A., Tfaily, M. M., Nagy, E. M., Hague, S., Antony-Babu, S., Howe, J. A., & Smith, A. P. (2024). Aeroponic approach for nondestructive root exudate collection and simulation of variable water stress trialed on cotton (*Gossypium hirsutum*). *Scientific Reports*, 14(1), 28615. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-79801-5>
- Martínez-García, J. F., Monte, E., & Ruiz Cantón, F. J. (s. f.). *Fitocromos y desarrollo vegetal*. <https://es.scribd.com/document/189066252/Fitocromos-y-Desarrollo-Vegetal>
- Melyan, G., Barseghyan, A., Dangyan, K., Sahakyan, N., Vardanyan, A., & Martirosyan, Y. (2024). Impact of aeroponic cultivation and plant growth regulators on the biochemical composition of grapevine leaves. *Functional Food Science - Online ISSN: 2767-3146*, 4(10), 359-369. <https://doi.org/10.31989/ffs.v4i10.1458>
- Miazek, K., & Ledakowicz, S. (2013). Chlorophyll extraction from leaves, needles and microalgae: A kinetic approach. *Biol Eng*, 6.
- Mirza, K. Z. (2019). *A Literature Review on the Phytochemistry & Phytotherapeutic*.
- Molina, R. V., Valero, M., Navarro, Y., Guardiola, J. L., & García-Luis, A. (2005). Temperature effects on flower formation in saffron (*Crocus sativus* L.). *Scientia Horticulturae*, 103(3), 361-379. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2004.06.005>
- Moradi, S., Kafi, M., Aliniaiefard, S., Moosavi-Nezhad, M., Pedersen, C., Gruda, N. S., & Salami, S. A. (2022). Monochromatic blue light enhances crocin and picrocrocin content by upregulating the expression of underlying biosynthetic pathway genes in saffron (*Crocus sativus* L.). *Frontiers in Horticulture*, 1, 960423. <https://doi.org/10.3389/fhort.2022.960423>
- Moradi, S., Kafi, M., Aliniaiefard, S., Salami, S. A., Shokrpour, M., Pedersen, C., Moosavi-Nezhad, M., Wróbel, J., & Kalaji, H. M. (2021). Blue Light Improves Photosynthetic Performance and Biomass Partitioning toward Harvestable Organs in Saffron (*Crocus sativus* L.). *Cells*, 10(8), 1994. <https://doi.org/10.3390/cells10081994>

- Moratalla-López, N., Sánchez, A. M., Lorenzo, C., López-Córcoles, H., & Alonso, G. L. (2020). Quality determination of *Crocus sativus* L. flower by high-performance liquid chromatography. *Journal of Food Composition and Analysis*, 93, 103613. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2020.103613>
- Mzabri, Addi, & Berrichi. (2019). Traditional and Modern Uses of Saffron (*Crocus Sativus*). *Cosmetics*, 6(4), 63. <https://doi.org/10.3390/cosmetics6040063>
- Naim, N., Fauconnier, M.-L., Ennahli, N., Tahiri, A., Baala, M., Madani, I., Ennahli, S., & Lahlali, R. (2022). Chemical Composition Profiling and Antifungal Activity of Saffron Petal Extract. *Molecules*, 27(24), 8742. <https://doi.org/10.3390/molecules27248742>
- Navas, L. M., Castro, M., Durán, J. M., Martín, P., & Martín, J. (s. f.). *IDONEIDAD DE LA ILUMINACIÓN CON LED Y OLED DE ESTADO SÓLIDO PARA EL CULTIVO DEL AZAFRÁN (CROCCUS SATIVUS L.) EN INVERNADEROS*.
- Regmi, A., Rueda-Kunz, D., Liu, H., Trevino, J., Kathi, S., & Simpson, C. (2024). Comparing resource use efficiencies in hydroponic and aeroponic production systems. *Technology in Horticulture*, 4(1), 0-0. <https://doi.org/10.48130/tihort-0024-0002>
- Renau-Morata, B., Nebauer, S. G., Sánchez, M., & Molina, R. V. (2012). Effect of corm size, water stress and cultivation conditions on photosynthesis and biomass partitioning during the vegetative growth of saffron (*Crocus sativus* L.). *Industrial Crops and Products*, 39, 40-46. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.02.009>
- Serrano-Díaz, J., Sánchez, A. M., Martínez-Tomé, M., Winterhalter, P., & Alonso, G. L. (2013). A contribution to nutritional studies on *Crocus sativus* flowers and their value as food. *Journal of Food Composition and Analysis*, 31(1), 101-108. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2013.03.009>
- Serrano-Díaz, J., Sánchez, A. M., Martínez-Tomé, M., Winterhalter, P., & Alonso, G. L. (2014). Flavonoid Determination in the Quality Control of Floral Bioresidues from *Crocus sativus* L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(14), 3125-3133. <https://doi.org/10.1021/jf4057023>

- Sharma, K. D., & Piqueras, A. (2010). *Saffron (Crocus sativus L.) Tissue Culture: Micropropagation and Secondary Metabolite Production*. 4(2), 15-24.
- Souret, F. F., & Weathers, P. J. (2000). The Growth of Saffron (*Crocus sativus* L.) in Aeroponics and Hydroponics. *Journal of Herbs, Spices & Medicinal Plants*, 7(3), 25-35. https://doi.org/10.1300/J044v07n03_04
- Sreejith B, Harikumar, Y., Muthumeenakshi M, & Maneesh B. (2025). Bibliometric Exploration of Aeroponics and Sustainability Literature: Trends, Patterns, and Future Directions (1986-2023). *International Research Journal of Multidisciplinary Scope*, 06(01), 693-715. <https://doi.org/10.47857/irjms.2025.v06i01.02274>
- Tunio, M. H., Gao, J., Shaikh, S. A., Lakhiar, I. A., Qureshi, W. A., Solangi, K. A., & Chandio, F. A. (2020). Potato production in aeroponics: An emerging food growing system in sustainable agriculture for food security. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 80(1), 118-132. <https://doi.org/10.4067/S0718-58392020000100118>
- USDA Plants Database Plant Profile General*. (s. f.). Recuperado 18 de septiembre de 2025, de <https://plants.usda.gov/plant-profile/CRSA15>
- Zhou, T., Qiu, X., Zhao, L., Yang, W., Wen, F., Wu, Q., Yan, J., Xu, B., Chen, J., Ma, Y., & Pei, J. (2022). Optimal light intensity and quality increased the saffron daughter corm yield by inhibiting the degradation of reserves in mother corms during the reproductive stage. *Industrial Crops and Products*, 176, 114396. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2021.114396>
- Zhu, J., Zhang, Y. C., Yang, L. Y., & Zhou, L. (2022). Effect of different LED-lighting quality conditions on growth and photosynthetic characteristics of saffron plants (*Crocus sativus* L.). *Photosynthetica*, 60(4), 497-507. <https://doi.org/10.32615/ps.2022.038>

Anexo

Constancia de presentación de trabajo libre en cartel. XXI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería. Oaxaca 2025



SMBB

SOCIEDAD MEXICANA
DE BIOTECNOLOGÍA Y
BIOINGENIERÍA



Congreso Nacional
de Biotecnología y
Bioingeniería

Del 28 de Septiembre al 3 de Octubre 2025

OAXACA 2025

La Sociedad Mexicana de Biotecnología y Bioingeniería

Otorga la presente

CONSTANCIA

Ulises González Cortez,

**Por la presentación del TRABAJO LIBRE EN CARTEL en el área
II. Biotecnología agrícola, vegetal y marina, titulado:**

**EFFECTO DE LOS ESPECTROS DE LUZ LED EN EL CRECIMIENTO VEGETATIVO Y LA ACUMULACIÓN DE PIGMENTOS
FOTOSINTÉTICOS EN EL CULTIVO AEROPÓNICO DE AZAFRÁN (CROCUS SATIVUS L.) CON AMBIENTE CONTROLADO.**

en el XXI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería

del 28 de Septiembre al 03 de Octubre del 2025, Oaxaca, Oaxaca, México.

Dr. Francisco José Fernández Perrino
Presidente del Comité Organizador

Dr. Luis Bernardo Flores Cotera
Presidente de la SMBB

Dr. Manuel Alejandro Lizardi Jiménez
Presidente del Comité Científico

Constancia de participación como asistente al XXI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería.



SMBB

SOCIEDAD MEXICANA
DE BIOTECNOLOGÍA Y
BIOINGENIERÍA



Congreso Nacional
de Biotecnología y
Bioingeniería

Del 28 de Septiembre al 3 de Octubre 2025

OAXACA 2025

**La Sociedad Mexicana de Biotecnología y Bioingeniería
Otorga la presente**

CONSTANCIA

A: ULISES GONZÁLEZ CORTEZ

Por su participación como **ASISTENTE** al
XXI Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería

del 28 de Septiembre al 03 de Octubre del 2025, Oaxaca, Oaxaca, México.

Dr. Francisco José Fernández Perrino
Presidente del Comité Organizador

Dr. Luis Bernardo Flores Cotera
Presidente de la SMBB

Dr. Manuel Alejandro Lizardi Jiménez
Presidente del Comité Científico

Documentación estancia en la Catedra de química agrícola, Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica y de Montes y Biotecnología de Albacete, Universidad de Castilla-La Mancha (España)

Tlajomulco de Zúñiga, Jal., septiembre 6 de 2024

Asunto: Apoyo administrativo

Dr. Héctor Miguel Gastélum González
Coordinador de la Maestría en Ciencias en Agrobiotecnología

Reciba un cordial saludo.

Por medio de la presente, el Comité Tutorial del estudiante Ulises González Cortez con el No. de control: M17940286 perteneciente al programa de Maestría en Ciencias en Agrobiotecnología, con el trabajo de tesis titulado: "Efecto de los espectros de luz LED en la concentración de ésteres de crocetina, picrocrocin y safranal en cultivo aeropónico de azafrán (*Crocus sativus* L.) con ambiente controlado", solicita su apoyo administrativo ante la instancia que corresponda, en relación a la estancia que realizará el estudiante antes mencionado, en la Catedra de Química Agrícola, Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica y de Montes y Biotecnología de Albacete (ETSIAMB), Universidad de Castilla-La Mancha (España), con los investigadores, Dr. Gonzalo Luis Alonso Díaz-Marta (gonzalo.alonso@uclm.es) y la Dra. Rosario Sánchez Gómez (rosario.sgomez@uclm.es), sustentada en la gestión realizada previamente por este Comité.

Esta estancia se realizará en el periodo 30/09/2024-06/12/2024. Con el objetivo de: "Adquirir conocimientos y habilidades respecto a la cromatografía líquida de alta resolución con detección de arreglo de diodos (HPLC-DAD), para la determinación de los principales compuestos responsables de la calidad del azafrán (ésteres de crocetina, picrocrocin y safranal), con las metodologías utilizadas en la Catedra de Química Agrícola, E.T.S.I.A.M.B., Universidad de Castilla-La Mancha, España, para su implementación posterior en el Laboratorio de Análisis Instrumental, Instituto Tecnológico de Tlajomulco, TecNM, México".

Se adjunta los objetivos específicos y el cronograma de actividades.

Quedamos en espera de su amable respuesta.


Dr. Carlos Arias Castro
Director de tesis

Asesores:


Dra. Martha Alina Rodríguez Mendiola


Dra. Vania Sbeyde Fariás Cervantes


Dr. Martín Eduardo Ávila Miranda


6/sep/2024

Objetivos específicos:

1. **Adquirir Conocimientos Teóricos:** Comprender los principios fundamentales de la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) y la detección por arreglo de diodos (DAD) aplicados a la determinación de compuestos en el azafrán.
2. **Desarrollar Habilidades Prácticas:** Aprender a preparar y manejar muestras de azafrán según la norma ISO 3632, incluyendo la preparación de soluciones acuosas y el uso de estándares de referencia.
3. **Realizar Análisis Cromatográficos:** Ejecutar análisis HPLC-DAD para identificar y cuantificar ésteres crocetina, picrocrocina y safranal en muestras de azafrán, siguiendo la metodología aplicada en la Catedra de Química Agrícola, E.T.S.I.A.M.B., Universidad de Castilla-La Mancha, España.
4. **Aplicar Conocimientos:** Implementar la metodología aprendida en proyectos de investigación del Laboratorio de Biotecnología Vegetal y Laboratorio de Análisis Instrumental, Instituto Tecnológico de Tlajomulco, TecNM, México.

Cronograma de actividades										
Actividades	Semana									
	30/09/24-05/10/24	06/10/24-12/10/24	13/10/24-19/10/24	20/10/24-26/10/24	27/10/24-02/11/24	03/11/24-09/11/24	10/11/24-16/11/24	17/11/24-23/11/24	24/11/24-30/11/24	01/12/24-06/12/24
Adquirir conocimientos teóricos	X	X	X							
Desarrollar habilidades prácticas		X	X	X	X	X	X	X	X	X
Realizar análisis cromatográficos			X	X	X	X	X	X	X	X
Elaborar informe de resultados									X	X

Recibo
A. 6/sep/2024