



UNIVERSIDAD DE MURCIA
ESCUELA INTERNACIONAL DE DOCTORADO
TESIS DOCTORAL

USO DE BIOESTIMULANTES PARA MEJORAR LA CALIDAD DE
HORTALIZAS DE HOJA EN CULTIVO BAJO LUZ ARTIFICIAL

D. Antonio Frutos Tortosa
2024



UNIVERSIDAD DE MURCIA
ESCUELA INTERNACIONAL DE DOCTORADO
TESIS DOCTORAL

USO DE BIOESTIMULANTES PARA MEJORAR LA CALIDAD DE
HORTALIZAS DE HOJA EN CULTIVO BAJO LUZ ARTIFICIAL

Autor: D. Antonio Frutos Tortosa

Director: D. Vicente Martinez López



**DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y ORIGINALIDAD
DE LA TESIS PRESENTADA PARA OBTENER EL TÍTULO DE DOCTOR**

Aprobado por la Comisión General de Doctorado el 19-10-2022

D./Dña. Antonio Frutos Tortosa

doctorando del Programa de Doctorado en

Biología Molecular y Biotecnología

de la Escuela Internacional de Doctorado de la Universidad Murcia, como autor/a de la tesis presentada para la obtención del título de Doctor y titulada:

USO DE BIOESTIMULANTES PARA MEJORAR LA CALIDAD DE HORTALIZAS DE HOJA
EN CULTIVO BAJO LUZ ARTIFICIAL

y dirigida por,

D./Dña. Vicente Martinez López

D./Dña.

D./Dña.

DECLARO QUE:

La tesis es una obra original que no infringe los derechos de propiedad intelectual ni los derechos de propiedad industrial u otros, de acuerdo con el ordenamiento jurídico vigente, en particular, la Ley de Propiedad Intelectual (R.D. legislativo 1/1996, de 12 de abril, por el que se aprueba el texto refundido de la Ley de Propiedad Intelectual, modificado por la Ley 2/2019, de 1 de marzo, regularizando, aclarando y armonizando las disposiciones legales vigentes sobre la materia), en particular, las disposiciones referidas al derecho de cita, cuando se han utilizado sus resultados o publicaciones.

Si la tesis hubiera sido autorizada como tesis por compendio de publicaciones o incluyese 1 o 2 publicaciones (como prevé el artículo 29.8 del reglamento), declarar que cuenta con:

- La aceptación por escrito de los coautores de las publicaciones de que el doctorando las presente como parte de la tesis.*
- En su caso, la renuncia por escrito de los coautores no doctores de dichos trabajos a presentarlos como parte de otras tesis doctorales en la Universidad de Murcia o en cualquier otra universidad.*

Del mismo modo, asumo ante la Universidad cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de la autoría o falta de originalidad del contenido de la tesis presentada, en caso de plagio, de conformidad con el ordenamiento jurídico vigente.

En Murcia, a 24 de Enero de 2024

Fdo.: Antonio Frutos Tortosa

Esta DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y ORIGINALIDAD debe ser insertada en la primera página de la tesis presentada para la obtención del título de Doctor.

Información básica sobre protección de sus datos personales aportados	
Responsable:	Universidad de Murcia. Avenida teniente Flomesta, 5. Edificio de la Convalecencia. 30003; Murcia. Delegado de Protección de Datos: dpd@um.es
Legitimación:	La Universidad de Murcia se encuentra legitimada para el tratamiento de sus datos por ser necesario para el cumplimiento de una obligación legal aplicable al responsable del tratamiento. art. 6.1.c) del Reglamento General de Protección de Datos
Finalidad:	Gestionar su declaración de autoría y originalidad
Destinatarios:	No se prevén comunicaciones de datos
Derechos:	Los interesados pueden ejercer sus derechos de acceso, rectificación, cancelación, oposición, limitación del tratamiento, olvido y portabilidad a través del procedimiento establecido a tal efecto en el Registro Electrónico o mediante la presentación de la correspondiente solicitud en las Oficinas de Asistencia en Materia de Registro de la Universidad de Murcia

FINANCIACIÓN

El autor de la presente Tesis Doctoral ha disfrutado de un contrato predoctoral otorgado por la Fundación Séneca (Agencia de Ciencia y Tecnología de la Región de Murcia) para la formación de personal investigador, dentro del Programa Regional de Talento Investigador y su Empleabilidad y Subprograma Regional de Contratos de Formación de Personal Investigador en Universidades y OPIS en la su Modalidad B: Ayudas para la formación de personal investigador en ámbitos de interés específico para la industria y con alta capacidad de transferencia de los resultados de la investigación generada, cofinanciado por Fertilizantes y Nutrientes Ecológicos, S.L. (FYNECO, S.L.) y la Consejería de Empleo, Universidades y Empresa de la CARM Referencia 20755/FPI/18.

Esta tesis se ha realizado en el departamento de Nutrición Vegetal del CEBAS-CSIC con la colaboración de la empresa Fertilizantes y Nutrientes Ecológicos, S.L. (FYNECO, S.L.).

Esta tesis se ha realizado en el marco del proyecto Nuevos Sistemas de Cultivo para la Producción de Hortalizas de Hoja -HIDROLEAF-, financiado por el Ministerio de Economía y Competitividad y Fondos Europeos FEDER, dentro del Programa Estatal de I+D+i orientada a los Retos de la Sociedad, del. Referencia: RTC-2016-4827-2.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a mi director de tesis, el Dr. Vicente Martínez, por su guía, apoyo y paciencia a lo largo de todo el proceso de investigación. Su conocimiento y experiencia han sido fundamentales para el desarrollo de este trabajo.

Agradezco a la Fundación Seneca la oportunidad que me ha brindado al otorgarme una beca para la realización de esta tesis, así como a la empresa Fertilizantes y Nutrientes Ecológicos, S.L. (FYNECO, S.L.) la cofinanciación de la misma.

A mis compañeros de trabajo, especialmente a la Dra. Teresa Mestre, sin su ayuda esta tesis no habría sido posible.

También quiero agradecer a mi familia y amigos por su apoyo incondicional durante todo este tiempo.

Y por supuesto a Inma, Leia y Khaleessi, por haber hecho estos largos años tan llevaderos.

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. CULTIVOS VERTICALES	2
1.2. SISTEMAS DE CULTIVO.....	4
1.2.1. Técnica de película nutritiva (NFT)	6
1.2.2. Técnica de flujo profundo (DFT)	6
1.2.3. Técnica de flujo y reflujo (EF).....	7
1.2.4. Técnica Aeropónica	7
1.3. PARÁMETROS AMBIENTALES.....	7
1.3.1. Luz	8
1.3.2. Temperatura.....	19
1.3.3. Humedad.....	21
1.3.4. DPV (Déficit de presión de vapor).....	21
1.3.5. CO ₂	22
1.3.6. Movimiento de aire	23
1.4. BIOESTIMULANTES VEGETALES	23
1.4.1. Inoculantes microbianos (hongos y bacterias beneficiosas).....	24
1.4.2. Sustancias Húmicas (Ácidos húmicos y fúlvicos)	27
1.4.3. Hidrolizados de proteínas (Aminoácidos).....	28
1.4.4. Extractos de algas marinas	30
1.4.5. Quitosano y otros biopolímeros	31
1.5. VEGETALES CON ALTO VALOR NUTRICIONAL.....	32
1.5.1. Rúcula.....	32
1.5.2. Canónigo	36
1.5.3. Espinaca	40
2. OBJETIVOS Y PLAN DE TRABAJO	47
2.1. OBJETIVOS.....	48
2.2. PLAN DE TRABAJO	50
3. MATERIAL Y MÉTODOS.....	53
3.1. MATERIAL VEGETAL UTILIZADO	54
3.2. DESCRIPCIÓN DE LOS SISTEMAS DE CULTIVO.....	54
3.2.1. Contenedor.....	54
3.2.2. Cámara de cultivo.....	57
3.3. PREPARACIÓN DEL CULTIVO.....	58

3.3.1.	<i>Germinación</i>	58
3.3.2.	<i>Trasplante.....</i>	59
3.3.3.	<i>Solución nutritiva.....</i>	60
3.3.4.	<i>Recolección.....</i>	60
3.4.	ENSAYOS.....	61
3.4.1.	<i>Cultivo de canónigo y rúcula bajo tres intensidades lumínicas.</i>	61
3.4.2.	<i>Cultivo de canónigo y rúcula bajo cuatro espectros lumínicos.</i>	61
3.4.3.	<i>Cultivo de espinaca bajo tres intensidades y cuatro espectros lumínicos.</i>	61
3.4.4.	<i>Ensayos en cámara. Respuesta de canónigo, espinaca y rúcula a la aplicación de dos bioestimulantes.</i>	62
3.5.	TÉCNICAS ANALÍTICAS	67
3.5.1.	<i>Determinación del pH y la conductividad eléctrica (CE) de la solución nutritiva..</i>	67
3.5.2.	<i>Parámetros biométricos</i>	67
3.5.3.	<i>Medidas fisiológicas</i>	68
3.5.4.	<i>Estado nutricional del cultivo</i>	70
3.5.5.	<i>Calidad y compuestos bioactivos.....</i>	70
3.6.	ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	74
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	77
4.1.	CULTIVO DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO TRES INTENSIDADES LUMÍNICAS.....	78
4.2.	CULTIVO DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO CUATRO ESPECTROS LUMÍNICOS.	101
4.3.	CULTIVO DE ESPINACA BAJO TRES INTENSIDADES Y CUATRO ESPECTROS LUMÍNICOS.	125
4.4.	RESPUESTA DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA A LA APLICACIÓN DE DOS BIOESTIMULANTES.....	147
5.	CONCLUSIONES	161
6.	BIBLIOGRAFÍA.....	165

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1. PROPIEDADES ONDULATORIAS DE LA LUZ Y SU IMPORTANCIA (DOU AND NIU, 2020).	10
TABLA 2. TRES SISTEMAS DE MEDICIÓN DE LUZ (DOU AND NIU, 2019).....	13
TABLA 3. COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE RÚCULA POR CADA 100 GRAMOS DE PORCIÓN COMESTIBLE	35
TABLA 4. COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE CANÓNIGO POR CADA 100 G DE PORCIÓN COMESTIBLE	39
TABLA 5. COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE ESPINACA POR CADA 100 GRAMOS DE PORCIÓN COMESTIBLE	43
TABLA 6. SUPERFICIE Y PRODUCCIÓN DE ESPINACA DE LOS PRINCIPALES PAÍSES DEL MUNDO (FAO, 2018).	44
TABLA 7. SUPERFICIE Y PRODUCCIÓN DE ESPINACA EN LAS COMUNIDADES AUTÓNOMAS ESPAÑOLAS (MAPA, 2018).....	45
TABLA 8. COMPOSICIÓN ESPECTRAL DE CADA UNA DE LAS LUCES DE VALOYA. EXPRESADA EN PORCENTAJE POR RANGO DE LONGITUD DE ONDA.....	56
TABLA 9. COMPOSICIÓN DE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA “HOAGLAND 100%” UTILIZADA EN EL ENSAYO	60
TABLA 10: RESUMEN DE TRATAMIENTOS DE CALIDAD E INTENSIDAD DE LUZ APLICADOS EN ESPINACAS.	63
TABLA 11: COMPOSICIÓN DE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA “HOAGLAND 10%” UTILIZADA EN EL ENSAYO.....	64
TABLA 12: CONCENTRACIÓN MINERAL (MMOL/L) DE LOS BIOESTIMULANTES CERES Y MIMETIC UTILIZADOS EN EL ENSAYO. .	65
TABLA 13: TRATAMIENTOS REALIZADOS, SOLUCIÓN NUTRITIVA EMPLEADA Y DOSIFICACIÓN DE BIOESTIMULANTES EN EL ENSAYO DE CULTIVO HIDROPÓNICO EN VEGETALES DE HOJA.	65
TABLA 14: CALENDARIO DE HITOS REALIZADOS DURANTE EL ENSAYO EN ESPINACA.	66
TABLA 15: CRONOGRAMA DEL DESARROLLO DEL ENSAYO EN RÚCULA.	66
TABLA 16: CALENDARIO DE HITOS REALIZADOS DURANTE EL ENSAYO EN CANÓNIGO.....	66
TABLA 17: PESO FRESCO (PF), PORCENTAJE DE MATERIA SECA (MS) Y ÁREA FOLIAR (ÁREA) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	78
TABLA 18: MÁXIMA EFICIENCIA DE PSII EN HOJAS ADAPTADAS A LA LUZ (F_v'/F_m'), EXTINCIÓN FOTOQUÍMICA DE PSII (qP) Y EFICIENCIA FOTOQUÍMICA DE PSII ($\Phi PSII$) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	79
TABLA 19: LUMINOSIDAD (L^*), CROMA (C^*) Y TONO (H^*) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	80
TABLA 20: CONCENTRACIÓN DE CLOROFILAS A (CL A), B (CL B), CAROTENOIDES (CAR) Y CLOROFILAS TOTALES (TOTAL) EN $\mu g g^{-1}$ PF Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE (%RSA) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	81
TABLA 21: CONCENTRACIÓN DE LOS MACRONUTRIENTES CALCIO (CA), POTASIO (K), MAGNESIO (MG), FOSFORO (P) Y AZUFRE (S) EN $mmol kg^{-1}$ PS EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.....	83
TABLA 22: CONCENTRACIÓN DE LOS MICRONUTRIENTES HIERRO (FE), BORO (B), COBRE (CU), ZINC (ZN), MOLIBDENO (MO) Y MANGANESO (MN) EN $\mu mol kg^{-1}$ PS EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	85
TABLA 23: CONCENTRACIÓN DE NITRATO (NO_3^-), FOSFATO (PO_4^{3-}) Y SULFATO (SO_4^{2-}) EN $mg kg^{-1}$ PF EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.....	87
TABLA 24: CONCENTRACIONES DE CARBOHIDRATOS NO ESTRUCTURALES ($mg g^{-1}$ PS) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.....	88

TABLA 25: CONCENTRACIÓN DE AMINOÁCIDOS (MG G ⁻¹ PS) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	92
TABLA 26: CONCENTRACIÓN DE ÁCIDOS ORGÁNICOS (MG G ⁻¹ PS) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE LUZ.	93
TABLA 27: PESO FRESCO (PF), PORCENTAJE DE MATERIA SECA (MS) Y ÁREA FOLIAR (ÁREA) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	101
TABLA 28: MÁXIMA EFICIENCIA DE PSII EN HOJAS ADAPTADAS A LA LUZ (Fv'/Fm'), EXTINCIÓN FOTOQUÍMICA DE PSII (qP), EFICIENCIA FOTOQUÍMICA DE PSII (ΦPSII) Y CLOROFILAS (SPAD) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	103
TABLA 29: LUMINOSIDAD (L*), CROMA (C*) Y TONO (H*) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	104
TABLA 30: CONCENTRACIÓN DE CLOROFILAS (CL A, CL B, CL A:B), CAROTENOIDES (CAR) EN μG G ⁻¹ Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE (%RSA) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	105
TABLA 31: CONCENTRACIÓN DE LOS MACRONUTRIENTES CALCIO (CA), POTASIO (K), MAGNESIO (MG), FOSFORO (P) Y AZUFRE (S) EN MMOL KG ⁻¹ PS EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	107
TABLA 32: CONCENTRACIÓN DE LOS MICRONUTRIENTES BORO (B), COBRE (CU), HIERRO (FE), MANGANESO (MN), ZINC (ZN) Y MOLIBDENO (MO) EN μMOL KG ⁻¹ PS EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	108
TABLA 33: CONCENTRACIÓN DE NITRATOS (NO ₃ ⁻) EN MG KG ⁻¹ PF EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	109
TABLA 34: CONCENTRACIONES DE CARBOHIDRATOS NO ESTRUCTURALES (MG G ⁻¹ PS) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	111
TABLA 35: CONCENTRACIÓN DE AMINOÁCIDOS (MG G ⁻¹ PS) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	114
TABLA 36: CONCENTRACIÓN DE ÁCIDOS ORGÁNICOS (MG G ⁻¹ PS) EN PLANTAS DE CANÓNIGO Y RÚCULA BAJO DIFERENTES ESPECTROS DE LUZ LED.	115
TABLA 37: MÁXIMA EFICIENCIA DE PSII EN HOJAS ADAPTADAS A LA LUZ (Fv'/Fm'), EXTINCIÓN FOTOQUÍMICA DE PSII (qP), EFICIENCIA FOTOQUÍMICA DE PSII (ΦPSII) Y CLOROFILAS (SPAD) EN PLANTAS DE ESPINACAS BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE LUZ.	128
TABLA 38: LUMINOSIDAD (L*), CROMA (C*) Y TONO (H*) EN PLANTAS DE ESPINACAS BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE LUZ.	129
TABLA 39: CONCENTRACIÓN DE CLOROFILAS A (CL A), B (CL B), CAROTENOIDES (CAR) Y CLOROFILAS TOTALES (TOTAL) EN μG G ⁻¹ PF Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE (%RSA) EN PLANTAS DE ESPINACA BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE LUZ. ..	130
TABLA 40: CONCENTRACIÓN DE AMINOÁCIDOS (MG G ⁻¹ PS) DETECTADOS Y CUANTIFICADOS POR H-NMR EN PLANTAS DE ESPINACA.	134
TABLA 41: CONTINUACIÓN CONCENTRACIÓN DE AMINOÁCIDOS (MG G ⁻¹ PS) DETECTADOS Y CUANTIFICADOS POR H-NMR EN PLANTAS DE ESPINACA.	135

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 42: CONCENTRACIÓN DE ÁCIDOS ORGÁNICOS (MG G ⁻¹ PS) DETECTADOS Y CUANTIFICADOS POR H-NMR EN PLANTAS DE ESPINACA.	136
TABLA 43: CONCENTRACIÓN DE CARBOHIDRATOS NO ESTRUCTURALES (MG G ⁻¹ PS) DETECTADO Y CUANTIFICADO POR H-NMR EN PLANTAS DE ESPINACA.....	137
TABLA 44: PESO FRESCO (PF), PORCENTAJE DE MATERIA SECA (MS) Y ÁREA FOLIAR (ÁREA) EN PLANTAS DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA TRATADAS CON DIFERENTES BIOESTIMULANTES.	147
TABLA 45: LUMINOSIDAD (L*), CROMA (C*) Y TONO (H*) EN PLANTAS DE CANÓNIGOS, ESPINACA Y RÚCULA TRATADAS CON DIFERENTES BIOESTIMULANTES.	148
TABLA 46: CONCENTRACIÓN DE CLOROFILAS A (CL A), B (CL B), CAROTENOIDES (CAR) Y CLOROFILAS TOTALES (TOTAL) EN µG G ⁻¹ PF EN PLANTAS DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA TRATADAS CON DIFERENTES BIOESTIMULANTES.	150
TABLA 47: CONCENTRACIÓN DE VITAMINA C TOTAL, POLIFENOLES TOTALES (MG 100G ⁻¹ PF) Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE (CA) (MMOL KG ⁻¹ (EQ. TROLOX)) EN PLANTAS DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA TRATADAS CON DIFERENTES BIOESTIMULANTES.....	151
TABLA 48: CONCENTRACIÓN DE LOS MACRONUTRIENTES CALCIO (CA), POTASIO (K), MAGNESIO (MG), FOSFORO (P) Y AZUFRE (S) EN MMOL KG ⁻¹ PS EN PLANTAS DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA TRATADAS CON DIFERENTES BIOESTIMULANTES.....	152
TABLA 49: CONCENTRACIÓN DE LOS MICRONUTRIENTES BORO (B), COBRE (CU), HIERRO (FE), MANGANESO (MN), ZINC (ZN) Y MOLIBDENO (MO) EN µMOL KG ⁻¹ PS EN PLANTAS DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA SOMETIDOS A DIFERENTES TRATAMIENTOS.....	154
TABLA 50: CONCENTRACIÓN DE NITRÓGENO TOTAL (N) EN G 100G ⁻¹ PS Y NITRATOS (NO ₃ ⁻) EN MG KG ⁻¹ PF DE HOJAS DE CANÓNIGO, ESPINACA Y RÚCULA, SOMETIDAS A DISTINTOS TRATAMIENTOS.....	155

FIGURA 1. REPRESENTACIÓN DE TIPOS DE AGRICULTURA VERTICAL. LOS SISTEMAS HORIZONTALES APILADOS EN VARIOS NIVELES PUEDEN ESTAR UBICADOS EN INVERNADERO (A) O EN INSTALACIONES DE AMBIENTE CONTROLADO (B). EN UNA FÁBRICA DE CULTIVO CADA UNO DE LOS NIVELES PUEDE ESTAR AISLADO DEL RESTO (C), CONTROLANDO LOS PARÁMETROS AMBIENTALES DE FORMA INDEPENDIENTE. LOS BALCONES DE CULTIVO (D) SON OTRO EJEMPLO DE SISTEMA HORIZONTAL APILADO, PUEDE PRESENTAR ESTA FORMA O EN FORMA DE PIRÁMIDE CON DIFERENTES ÁNGULOS DE APERTURA. LOS SISTEMAS DE CULTIVO EN SUPERFICIES VERTICALES COMPRENDE PAREDES DE CULTIVO (E) Y OTRO TIPO DE SUPERFICIES VERTICALES (F), GENERALMENTE CILÍNDRICAS (BEACHAM ET AL., 2019).	3
FIGURA 2. REPRESENTACIÓN DIFERENTES TÉCNICAS DE RIEGO EN CULTIVO HIDROPÓNICO COMPARADO CON RIEGO EN SUELO Y CON SUSTRATO (VAN OS ET AL., 2019).	5
FIGURA 3. RANGO VISIBLE EN EL ESPECTRO ELECTROMAGNÉTICO (DOU AND NIU, 2020).	9
FIGURA 4. PRODUCCIÓN ANUAL DE RÚCULA EN TONELADAS (IZQUIERDA) Y SUPERFICIE ANUAL EN HECTÁREAS DESTINADA A SU CULTIVO (DERECHA).	36
FIGURA 5. PRODUCCIÓN ANUAL DE CANÓNIGO EN TONELADAS (IZQUIERDA) Y SUPERFICIE ANUAL EN HECTÁREAS DESTINADA A SU CULTIVO (DERECHA).	40
FIGURA 6: REPRESENTACIÓN DE LAS BANDEJAS DE POLIESTIRENO EXPANDIDO UTILIZADAS PARA LA GERMINACIÓN Y EL POSTERIOR CULTIVO EN EL SISTEMA FLOTANTE.	59
FIGURA 7: ESQUEMA REPRESENTATIVO DE LOS SECTORES DE RIEGO Y LAS DIFERENTES INTENSIDADES LUMÍNICAS PRESENTES EN EL LADO IZQUIERDO DEL CONTENEDOR. EL NÚMERO DE BOMBILLAS REPRESENTA EL NÚMERO REAL DE TUBOS QUE ILUMINAN ESA BANDEJA.	62
FIGURA 8: ESQUEMA REPRESENTATIVO DE LOS SECTORES DE RIEGO Y LAS DIFERENTES LUCES PRESENTES EN EL LADO DERECHO DEL CONTENEDOR. LOS DIFERENTES COLORES DE LUCES REPRESENTAN DIFERENTES ESPECTROS LUMÍNICOS. EL NÚMERO DE BOMBILLAS REPRESENTA EL NÚMERO REAL DE TUBOS QUE ILUMINA ESA BANDEJA. DE DERECHA A IZQUIERDA EN EL SECTOR 5 Y 6, NS12, AP673L, G2 Y AP67.	63
FIGURA 9: ESFERA DE COLOR DEL ESPACIO CIE $L^*C^*H^*$	71
FIGURA 10. CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DE LAS PLANTAS DE ESPINACA BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE INTENSIDAD DE LUZ. PPFD: DENSIDAD DE FLUJO DE FOTONES FOTOSINTÉTICOS. LETRAS DIFERENTES INDICAN DIFERENCIAS SIGNIFICATIVAS ($p < 0,05$) ENTRE LAS MEDIAS, SEGÚN LO ESTABLECIDO POR LA PRUEBA DE TUKEY ($n = 4$).	126
FIGURA 11. CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DE LAS PLANTAS DE ESPINACA BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE CALIDAD DE LUZ. R/A: RELACIÓN ROJA/AZUL. LETRAS DIFERENTES INDICAN DIFERENCIAS SIGNIFICATIVAS ($p < 0,05$) ENTRE LAS MEDIAS, SEGÚN LO ESTABLECIDO POR LA PRUEBA DE TUKEY ($n = 4$).	127
FIGURA 12. CONCENTRACIÓN RELATIVA DE MACRO Y MICRONUTRIENTES CUANTIFICADOS EN HOJAS DE ESPINACA BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE INTENSIDAD DE LUZ (IZQUIERDA) Y CALIDAD (DERECHA). LAS CONCENTRACIONES SE EXPRESAN EN PORCENTAJES CON RELACIÓN AL TRATAMIENTO CON MAYOR CONCENTRACIÓN DEL ELEMENTO (100%). “NS” INDICA DIFERENCIAS NO SIGNIFICATIVAS PARA UN INTERVALO DE CONFIANZA DEL 95%; POR SU PARTE, *, **, Y *** INDICAN DIFERENCIAS SIGNIFICATIVAS EN $p < 0,05$, $p < 0,01$ Y $p < 0,001$, RESPECTIVAMENTE.	132
FIGURA 13: REPRESENTACIÓN GRÁFICA DE LA CONCENTRACIÓN TIPIFICADA EN LOS METABOLITOS OBTENIDOS EN HOJAS DE ESPINACA BAJO DIFERENTES TRATAMIENTOS DE LUZ EN COMPARACIÓN CON 2 R/A Y $150 \mu\text{MOL M}^{-2} \text{S}^{-1}$ RESPECTIVAMENTE.	139

FIGURA 14: DISTRIBUCIÓN DE LAS DIFERENTES MUESTRAS DE ESPINACAS BAJO TRES TRATAMIENTOS DE INTENSIDAD DE LUZ EN EL PLANO DEFINIDO POR LOS DOS PRIMEROS COMPONENTES PRINCIPALES. (82.3%).	140
FIGURA 15: DISTRIBUCIÓN DE LAS DIFERENTES MUESTRAS DE ESPINACAS BAJO CUATRO CALIDADES DE LUZ (2 R/A. 5 R/A. 6 R/A. 10 R/A) TRATAMIENTOS EN EL PLANO DEFINIDO POR LOS DOS PRIMEROS COMPONENTES PRINCIPALES. (39.7%).	140

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

ILUSTRACIÓN 1. DETALLE DE LOS DIFERENTES ÓRGANOS DE LA ESPECIE ERUCA VESICARIA (L.) CAV (GÓMEZ CAMPO, 2003).	34
ILUSTRACIÓN 2. DETALLE DE LOS DIFERENTES ÓRGANOS DE LA ESPECIE VALERIANELLA LOCUSTA L. (DEVESA ALCARAZ AND LÓPEZ MARTÍNEZ, 2007).	37
ILUSTRACIÓN 3. DETALLE DE LOS DIFERENTES ÓRGANOS DE LA ESPECIE SPINACEA OLERACEA L. (DEVESA ALCARAZ AND LÓPEZ MARTÍNEZ, 2007)	41
ILUSTRACIÓN 4. DE ARRIBA ABAJO, IMÁGENES DE RÚCULA, CANÓNIGO Y ESPINACA EXTRAÍDAS DEL CATÁLOGO DE ENZA ZADEN	55
ILUSTRACIÓN 5: SE MUESTRA EL EXTERIOR E INTERIOR DEL CONTENEDOR UTILIZADO PARA EL ESTUDIO.	56
ILUSTRACIÓN 6: IMÁGENES QUE MUESTRAN EL CUADRO ELÉCTRICO, LOS DEPÓSITOS CON LAS SOLUCIONES MADRES PARA REALIZAR SOLUCIÓN NUTRITIVA, LOS CONTADORES Y LAS VÁLVULAS DE RIEGO.	57
ILUSTRACIÓN 7: DETALLE DEL INTERIOR DE LA CÁMARA DE CULTIVO CON LOS CUBOS DE CULTIVO EN LA ESTANTERÍA.	58
ILUSTRACIÓN 8: BANDEJAS DE POLIESTIRENO COLOCADAS EN EL SISTEMA FLOTANTE UNOS DÍAS DESPUÉS DE LA GERMINACIÓN	59
ILUSTRACIÓN 9: IMAGEN DE LI-COR AREA METER MODELO LI-3100 PARA MEDIR ÁREA FOLIAR	68
ILUSTRACIÓN 10: FLUORÍMETRO PORTÁTIL (FMS-2, HANSATECH).	68
ILUSTRACIÓN 11: IMAGEN DE MEDIDOR PORTÁTIL DE CLOROFILAS (HANSATECH CL-01)	69
ILUSTRACIÓN 12: IMAGEN DE COLORÍMETRO (MINOLTA CR400)	71

1. Introducción

La producción mundial de alimentos se enfrenta a una serie de retos, como el cambio climático, la escasez de agua, la escasez de tierras cultivables a los que deberá buscar soluciones. Se espera que la población mundial crezca desde los 7600 millones en 2018 hasta los 9300 millones en 2050 (Kozai and Niu, 2020a). Además, mientras que actualmente alrededor del 50 % de la población mundial vive en ciudades, se espera que para el 2030 esa cifra ya alcance el 70% (Eigenbrod and Gruda, 2015). Según la (FAO, 2002), la futura demanda de alimentos y cultivos comerciales seguirá creciendo. Para satisfacer esta demanda será necesario ampliar las tierras de cultivo y mejorar los rendimientos basados en nuevas variedades vegetales y tecnologías agrícolas.

La producción de alimentos ya representa alrededor del 20-30 % de las emisiones mundiales de gases de efecto invernadero (Eigenbrod and Gruda, 2015). Para resolver estos problemas será necesario desarrollar nuevas metodologías interdisciplinarias que mejoren el rendimiento y calidad de los cultivos, que se produzcan con un menor consumo de recursos y una menor degradación ambiental (Kozai, 2018).

En los últimos años, las nuevas tecnologías se han vuelto muy relevantes. La agricultura urbana, los cultivos verticales y el cultivo en interior se presentan como soluciones prometedoras que ayudarán a reducir la huella de carbono acercando la producción a la población. El cultivo en interior es un sistema altamente eficiente que aumenta considerablemente la producción por unidad de área sin la necesidad de usar pesticidas y sin la incertidumbre climatológica (Kozai and Niu, 2020a). Sin embargo, la electricidad es uno de los principales costes de producción en estos sistemas agrícolas, y la iluminación artificial representa el 21% de los costes de producción (Kozai and Niu, 2020b). Por lo tanto, la clave para los sistemas de cultivo de interior debe ser la conversión de energía optimizada en calidad y rendimiento de la planta.

1.1. Cultivos verticales

La agricultura vertical está comprendida dentro de lo que denominamos agricultura urbana. Como su nombre indica, se basa en la distribución de plantas en un espacio de 3 dimensiones, no solo en el plano horizontal, sino también en el plano vertical (Thomaier et al., 2015). Este sistema de cultivo fue impulsado en el ámbito

académico por su principal defensor, el profesor Dickson Despommiers (Eigenbrod and Gruda, 2015), que la definió como *“Cualquier edificio designado para cultivar alimentos en su interior, que sea más alto que un piso”*.

Este tipo de sistemas de producción permite aumentar la superficie de terreno cultivable y acercar la producción de los cultivos a los núcleos de demanda. Además, los ambientes controlados de las fábricas de cultivo permiten cultivar las plantas en condiciones óptimas, libres de plagas, maximizando los beneficios de los productores (Despommier, 2013). Dentro del cultivo vertical podemos encontrar principalmente dos sistemas de cultivo: los que están compuestos por varios niveles de plataformas de cultivo horizontales y los que el cultivo se realiza en una superficie vertical (Beacham et al., 2019). En la Figura 1 se puede ver diferentes modelos del sistema horizontal apilado (a, b, c y d) y del sistema vertical (e y f).

Estos sistemas de cultivo pueden desarrollarse en invernaderos o en instalaciones con ambiente controlado también denominado fábrica de cultivo (Kozai and Niu, 2019a). Dentro del invernadero las plantas crecen con la radiación solar, que se puede suplementar con luz artificial en periodos invernales, para homogeneizar la distribución

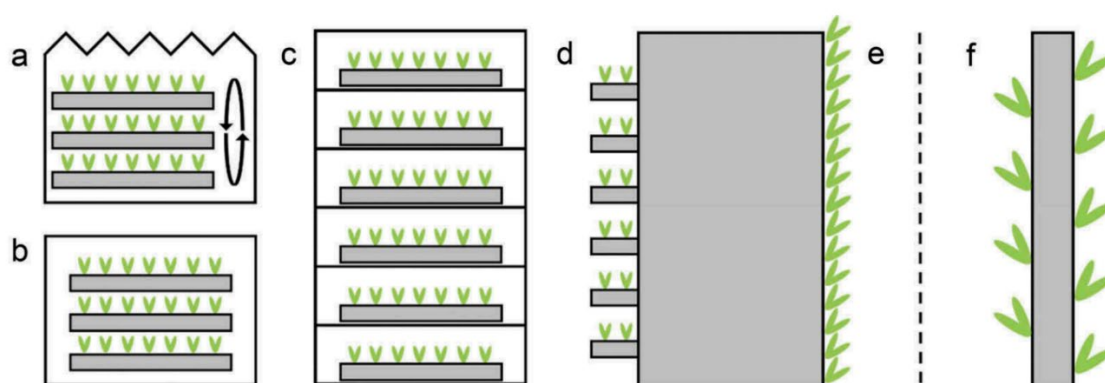


Figura 1. Representación de tipos de agricultura vertical. Los sistemas horizontales apilados en varios niveles pueden estar ubicados en invernadero (a) o en instalaciones de ambiente controlado (b). En una fábrica de cultivo cada uno de los niveles puede estar aislado del resto (c), controlando los parámetros ambientales de forma independiente. Los balcones de cultivo (d) son otro ejemplo de sistema horizontal apilado, puede presentar esta forma o en forma de pirámide con diferentes ángulos de apertura. Los sistemas de cultivo en superficies verticales comprende paredes de cultivo (e) y otro tipo de superficies verticales (f), generalmente cilíndricas (Beacham et al., 2019).

de la radiación recibida por las plantas más sombreadas o para modificar el fotoperiodo con fines comerciales (Beacham et al., 2019).

Los sistemas horizontales apilables son los más utilizados dentro de las fábricas de cultivo, formando estructuras muy altas en las que cada piso es iluminado por lámparas led, que pueden adaptar el espectro a las necesidades de cada especie vegetal. Este tipo de sistemas, al estar aislados del exterior, permite un mayor control de los parámetros ambientales.

El exceso de humedad, al que contribuye la transpiración de las plantas, puede ser extraído del medio, desinfectado y vuelto a utilizar en el riego (Niu et al., 2020). Esto aumenta la eficacia en el uso del agua para el cultivo, que prácticamente solo consume el agua que contiene la planta (Kozai and Niu, 2019b). El bajo consumo en agua, el aislamiento y el control del medio ambiente hacen posible la instalación de este tipo de sistemas en lugares donde los sistemas tradicionales de cultivo podían estar limitados por condiciones climáticas adversas, baja disponibilidad de agua o suelos contaminados (Beacham et al., 2019).

Por otra parte, este tipo de sistemas requieren una gran inversión inicial y consumen más energía, debido a la iluminación (Kozai and Niu, 2019c). Para minimizar este consumo, se utilizan lámparas led cada vez más eficientes.

En cuanto a los muros de cultivo vertical, esto suelen situarse en las fachadas exteriores de los edificios al aire libre (Köhler, 2008), expuestos a la contaminación urbana. La altura del sistema, de los edificios del entorno y la orientación son vitales para el buen desarrollo del cultivo (Song et al., 2018).

1.2. Sistemas de cultivo

La mayoría de los sistemas de cultivo vertical emplean sistemas hidropónicos o aeropónicos. Un sistema hidropónico es un método para cultivar plantas sin suelo, utilizando soluciones nutritivas con el aporte de todos los nutrientes que necesita la planta. Los sistemas aeropónicos pulverizan las soluciones nutritivas a las raíces de las plantas, que se encuentran suspendidas en aire (Son et al., 2019). En la Figura 2 se muestran los diferentes sistemas de riego hidropónico más usados.

Las soluciones nutritivas se preparan mediante la inyección de disoluciones con abonos concentrados al agua de riego o se preparan en grandes tanques que posteriormente se usan para recircular la solución por el sistema de riego (Van Os et al., 2019), que se va ajustando periódicamente para mantenerla equilibrada. Estos sistemas se consideran de circuito semicerrado, ya que no se producen flujos de salida de la solución, pero si se aportan agua y nutrientes regularmente, haciendo un uso más eficiente del agua y los nutrientes, además de evitar la contaminación del suelo y del agua subterránea (Voogt and Bar-Yosef, 2019).

Para compensar el desequilibrio que se produce en la solución nutritiva debido al cambio en las concentraciones de iones se realizan análisis periódicos, para conocer la concentración de todos los nutrientes y ajustar los posibles desequilibrios nutricionales y así mantener el equilibrio deseado (Ko et al., 2013; Son et al., 2019).

Para automatizar el proceso se pueden utilizar diferentes electrodos de ion selectivo que permitan medidas en tiempo real y un software informático que ejecute las inyecciones de abono o agua necesarias después de realizar los cálculos para el reajuste (Dorneanu et al., 2005; Gutiérrez et al., 2007; Kim et al., 2013).

La recirculación de la solución corre el riesgo de expandir rápidamente la transmisión de enfermedades patógenas, para evitarlo, se debe desinfectar periódicamente. Actualmente existen muchos sistemas de desinfección como la

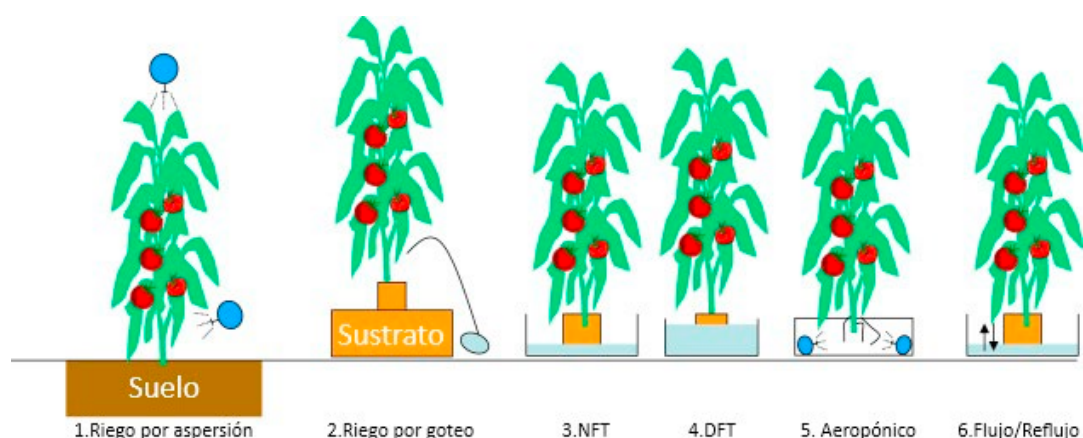


Figura 2. Representación diferentes técnicas de riego en cultivo hidropónico comparado con riego en suelo y con sustrato (Van Os et al., 2019).

radiación ultravioleta u otros como el ozono, el peróxido de hidrogeno o el ácido hipocloroso con gran potencial oxidativo (Van Os, 2017).

1.2.1. Técnica de película nutritiva (NFT)

La técnica de la película nutritiva (NFT, Nutrient Film Technique) es una técnica que consiste en cultivar plantas manteniendo una fina capa de solución nutritiva en contacto con las raíces, libres de sustrato.

La canal en la que se encuentran suspendidas las raíces debe tener una pendiente entre 0.3 y el 2% (Van Os et al., 2019) para que la solución, que se bombea continuamente, fluya hacia abajo a una velocidad adecuada para mantener todas las raíces del sistema húmedas. Cuando esta solución llega al final del circuito se recoge en el mismo tanque que se utiliza para suministrar la solución al inicio, formando así un sistema cerrado (Son et al., 2019).

Para evitar que la concentración de nutrientes pueda variar a lo largo del sistema, debido a la absorción de nutrientes de las propias plantas, dejando a las últimas plantas una solución desequilibrada y pobre en nutrientes, se deben aplicar caudales de entre 3 y 8 L·m⁻²·h⁻¹ (Van Os et al., 2019), dependiendo de la especie y su estado fenológico.

Las canales se fabrican con diferentes materiales, sobre todo con plásticos como el polietileno o el cloruro de polivinilo (PVC), con tamaños que varían según el cultivo. Para cultivos pequeños como la lechuga (*Lactuca sativa* spp.) y los crisantemos (*Dendranthema grandiflora*) se pueden utilizar canales de unos 4 a 8 cm de ancho, mientras que para cultivos como el tomate (*Lycopersicum esculentum*) o el pimiento dulce (*Capsicum annuum*) se necesitan canales de unos 15 cm de ancho (Van Os et al., 2019).

Aunque técnicamente se puede usar en la mayoría de los cultivos, su uso no se ha generalizado, probablemente por el riesgo de pérdidas que conlleva la más mínima interrupción en el suministro de la solución nutritiva.

1.2.2. Técnica de flujo profundo (DFT)

La técnica de flujo profundo (DFT, Deep Flow Technique) es una técnica de cultivo similar al NFT, pero a diferencia de este, la solución nutritiva que fluye por las canales suele cubrir completamente las raíces o al menos gran parte de estas (Son et al., 2019).

Un rebosadero elevado al final del sistema asegura el mantenimiento de la solución nutritiva, aunque el suministro de solución nueva falle temporalmente. Esto, añadido a que el mayor volumen de agua y nutrientes funciona como un amortiguador de cambios y estabilizador de temperatura, facilita su manejo (Van Os et al., 2019) y asegura la supervivencia del cultivo ante potenciales problemas. A menudo se colocan las plantas sobre planchas de poliestireno que se dejan flotando encima de la solución.

1.2.3. Técnica de flujo y reflujo (EF)

Flujo y reflujo (EF, Ebb and Flow) es una técnica que puede considerarse una mezcla entre NFT y DFT (Son et al., 2019). Durante un intervalo de tiempo, generalmente 10-30 min se bombea la solución nutritiva para inundar las canales y cuando esto ocurre permanece funcionando como un sistema DFT. Transcurrido este tiempo se detiene el suministro de nueva solución y se activa algún mecanismo que permita el drenaje completo o semicompleto de la bandeja (Van Os et al., 2019). A continuación, se vuelve a iniciar la fase de inundación, estableciendo así un ciclo de fases a intervalos de tiempo regular.

1.2.4. Técnica Aeropónica

En los sistemas aeropónicos las raíces de las plantas son pulverizadas con solución nutritiva de manera continua o intermitente a través de boquillas de nebulización (Son et al., 2019). Para ello se utilizan cubos o canales, similares a las del sistema DFT, donde se colocan las raíces colgando. El interior de esta canal contiene un sistema hidráulico con boquillas, de un caudal de $2 \text{ L} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$ (Van Os et al., 2019). El agua condensada se recoge en el propio cubo o circula por la canal para volver a ser usada en el sistema.

1.3. Parámetros ambientales

Para proporcionar el entorno óptimo para que las plantas crezcan en una fábrica de plantas con iluminación artificial (PFAL, plant factory artificial light) es esencial comprender la naturaleza de cada uno de los factores ambientales, cómo medirlos y cuantificarlos. Los factores más importantes son luz, temperatura, humedad, concentración de CO₂, velocidad de la corriente de aire y número de intercambios de aire por hora.

1.3.1. Luz

La luz es uno de los factores ambientales más importantes que influyen en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Las plantas son organismos fotoautótrofos. Más del 90% de su biomasa deriva de productos de la fotosíntesis, proceso por el cual la luz es captada por los pigmentos fotosintéticos de la planta y la usa para sintetizar energía química en forma de azúcar. Estos pigmentos pueden ser clorofilas o carotenoides, siendo las clorofilas los principales (Azcón-Bieto and Talón, 2003).

La energía captada por estos pigmentos se transfiere en forma de cadena de electrones desde el fotosistema II hasta el fotosistema I. La hidrólisis del agua (H_2O) aporta los electrones primarios al fotosistema II, este proceso libera el Oxígeno (O_2) del agua y forma un gradiente de hidrógeno (H) que se utiliza para formar ATP y NADPH (Nelson and Yocum, 2006). Las reacciones catalizadas por la RuBisCo (ribulosa 1,5-bisfosfato carboxilasa/oxigenasa) del ciclo de Calvin-Benson consumen el ATP y NADPH producidos, fijando el CO_2 y formando fosfato de triosa. Este puede ser utilizado para la síntesis de sacarosa fuera del cloroplasto o para la síntesis de almidón que queda almacenado en el cloroplasto. La sacarosa queda disponible para su transporte a través del floema a los órganos demandantes y el almidón se queda en reserva, para posteriormente poder ser transformado en sacarosa y consumido (Yamori, 2019).

Se considera luz al espectro visible de la radiación electromagnética que oscila entre los 380 nm y los 780 nm (Figura 3). Dentro de este espectro, la radiación fotosintéticamente activa (PAR) oscila entre los 400 y los 700 nm. Dentro del espectro de la luz solar, la luz visible representa el 43% de la radiación procedente del sol. El 53% corresponde a la radiación infrarroja y el 4% a la radiación ultravioleta (Dou and Niu, 2019). Cada longitud de onda tiene su importancia y función, tal y como se muestra en la Tabla 1.

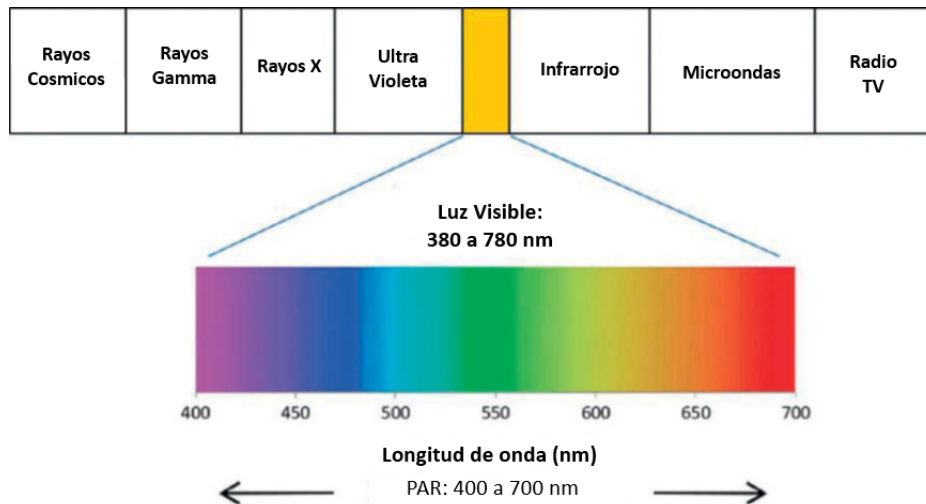


Figura 3. Rango visible en el espectro electromagnético (Dou and Niu, 2020).

Procesos fisiológicos

La luz juega un papel fundamental en varios procesos fisiológicos de las plantas (Azcón-Bieto and Talón, 2003). Algunos de los más importantes son:

Fotosíntesis: proceso mediante el cual las plantas convierten la energía lumínica en energía química. Los cloroplastos en las células de las hojas contienen pigmentos, como la clorofila, que capturan la luz y la utilizan para sintetizar glucosa y liberar oxígeno. Este proceso proporciona la energía necesaria para el crecimiento y desarrollo de la planta.

Germinación de semillas: la luz puede desencadenar la germinación de algunas semillas. Semillas de muchas plantas herbáceas, requieren una exposición a la luz para iniciar el proceso de germinación. Esto se debe a que las señales luminosas activan los fitocromos, proteínas sensibles a la luz que regulan la germinación.

Fototropismo: es la respuesta de las plantas hacia la luz direccional. Los tallos de las plantas generalmente crecen hacia la luz en un proceso llamado fototropismo positivo, mientras que las raíces tienden a crecer en dirección opuesta, en un fototropismo negativo. Esto permite a las plantas optimizar su exposición a la luz para la fotosíntesis y el crecimiento adecuado.

Ritmos circadianos: Al igual que muchos organismos, las plantas tienen ritmos circadianos internos que se sincronizan con el ciclo de luz y oscuridad del entorno. Estos

Tabla 1. *Propiedades ondulatorias de la luz y su importancia* (Dou and Niu, 2020).

Clasificación	Longitud de onda (nm)	Importancia
Ultravioleta	100–380	
UV-C	100–280	Desinfección
UV-B	280–320	Fotomorfogénesis (p. ej., quemaduras solares, inhibición del alargamiento del tallo), producción, desorden y daño de metabolitos secundarios de la planta.
UV-A	320–380	Fotomorfogénesis (p. ej., quemaduras solares, inhibición del alargamiento del tallo), producción de metabolitos secundarios de la planta, fotorreactivación.
Visible	380–780	Fotosíntesis, fotomorfogénesis (p. ej., germinación de semillas, desetiolación de plántulas, respuesta para evitar la sombra, fototropismo de hipocotilo y raíces, oscilación circadiana, respuesta de reproducción) y producción de metabolitos secundarios de las plantas.
Fotosintéticamente activa	400–700	
Fisiológicamente activa	300–800	
Far-red	700–800 (en el extremo rojo del espectro visible, entre la luz roja y la infrarroja)	Fotomorfogénesis (p. ej., germinación de semillas, desetiolación de plántulas, respuesta de evitación de la sombra y respuesta de reproducción), fotosíntesis (excitación del fotosistema I)
Infrarrojo cercano	780–2500	Calor
Infrarrojo	2500 +	Calor

ritmos regulan una amplia gama de procesos fisiológicos, como la apertura y cierre de estomas, la producción de hormonas y la floración.

Movimiento de las hojas: Algunas plantas tienen la capacidad de mover sus hojas en respuesta a la luz. Por ejemplo, las hojas de la planta Mimosa púdica se pliegan cuando se las toca o cuando se reduce la intensidad de la luz. Este movimiento se debe a cambios en la turgencia celular y está mediado por señales eléctricas y químicas desencadenadas por la luz.

La cantidad, calidad y duración del fotoperiodo afectan de forma significativa al desarrollo de los cultivos.

Fotorreceptoras

También existen otro tipo de fotorreceptores denominados receptores fotosensoriales, que, sin estar involucrados en la fotosíntesis directamente, proporcionan información del medio e influyen en la fisiología y morfología de las plantas, actuando como sensores que activan genes asociados con la división y agrandamiento celular que derivan en brotes y flores (Oka and Yamamoto, 2018). Estos fotorreceptores son cromoproteínas formadas por una apoproteína y una variedad de cromóforos, que determinan los espectros de absorción característicos (Kami et al., 2010).

Fitocromos

Son pigmentos responsables de la absorción de la luz color rojo y rojo lejano. También se ve débilmente afectado por la luz azul y verde (Jishi, 2018). Están involucradas en numerosas respuestas fisiológicas de las plantas, como la inducción floral, el control de la germinación de semillas, la desetiolación de las plántulas una vez emergidas del suelo y el control de las respuestas de evitación de sombras, alargando los tallos y favoreciendo la dominancia apical.

También están involucrados en la síntesis de compuestos fitoquímicos como los fenólicos (Hasan et al., 2017) y junto con los criptocromos controlan el reloj biológico de los ritmos circadianos. Puede presentarse de dos formas, la biológicamente activa (P_{Fr}), y la biológicamente inactiva (P_R). La absorción de luz roja por el fitocromo con forma P_R lo cambia a la forma P_{Fr} . Por el contrario, cuando el fitocromo con forma P_{Fr} recibe luz roja lejana se cambia a la forma P_R . Estas dos formas conviven en la planta cambiando el equilibrio de sus concentraciones en función de la distribución espectral de la luz que reciben (Sager et al., 1988) y el fotoperiodo. Existen cinco tipos de fitocromos, denominados phyA, phyB, phyC, phyD y phyE.

Criptocromos

Son dos pigmentos, CRY1 y CRY2, sensibles a la luz azul y ultravioleta de onda larga (UVA). Realizan funciones equivalentes en la regulación de las plantas, como el

desarrollo de cloroplastos , la producción de biomasa y la biosíntesis de antocianinas, carotenoides y clorofilas (Li and Kubota, 2009; Brazaityte et al., 2015; Samuolienė et al., 2017). Además, participa en la elongación celular, en la floración y en menor medida que las fototropinas, pueden estimular la apertura estomática (Mao et al., 2005; Li and Yang, 2007).

Algunas especies, como la *Arabidopsis*, además de CRY1 y CRY2 cuentan con CRY3, que aunque no está claro si es un fotorreceptor fotosensorial, parece estar involucrado en los mecanismos de reparación de ADN (Pokorny et al., 2008).

Fototropinas

Al igual que los criptocromos, las fototropinas reaccionan a la luz azul. Se conocen dos tipos denominados phot1 y phot2, con respuestas parcialmente superpuestas. Entre sus funciones esta la regulación de la apertura estomática, influyendo en las funciones de fotosíntesis, transpiración y asimilación de CO₂ (Briggs and Christie, 2002).

Las fototropinas regulan el fototropismo en las plantas, alargando el tallo hacia la luz azul antes de la activación del criptocromo (Folta and Spalding, 2001). Fototropismo positivo en los tallos (se curvan hacia la luz), y fototropismo negativo en las raíces (crecen en dirección contraria a la luz)

Zeitlupe

La familia Zeitlupe son un grupo de fotorreceptoras sensibles a la luz azul, incluye ZEITLUPE (ZTL), FLAVIN-BINDING KELCH REPEAT F-BOX 1 (FKF1) y LOV KELCH PROTEIN 2 (LKP2). Participa en el control de los ritmos circadianos, la regulación de la floración fotoperiódica y la mediación del alargamiento del hipocótilo (Miyazaki et al., 2015).

Locus de resistencia UV 8

UVR8 es un fotorreceptor de señalización de la radiación ultravioleta de onda media (UVB) que controla la expresión de diferentes genes relacionados con la aclimatación (Schreiner et al., 2012). Cuando percibe una baja radiación puede causar retrasos en el crecimiento inhibiendo el alargamiento del hipocótilo (Jansen and Bornman, 2012). También está involucrado en la regulación de la termomorfogenesis, la respuesta de evitación de sombras, la inmunidad y el reloj circadiano (Yang and Li, 2017).

Además de los descritos, un fotorreceptor aun no identificado podría estar regulando respuestas de las plantas a la luz verde (Folta and Maruhnich, 2007).

Intensidad

La intensidad de la luz puede ser medida de tres formas, por el sistema cuántico, el fotométrico y el radiométrico (Tabla 2).

El sistema cuántico expresa el número de fotones de luz que incide en un área determinada por unidad de tiempo expresada en $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Esta es la forma de medición más usada porque el sensor está diseñado para medir solo la luz de la banda del espectro de onda fotosintéticamente activa (PAR).

El sensor fotométrico no es un sistema de medición adecuado para evaluar la intensidad de luz que reciben los cultivos puesto que mide la intensidad de la luz en función del ojo humano, con su pico en los 555 nm. El sensor radiométrico capta la cantidad de energía absoluta por área, expresado en $\text{W}\cdot\text{m}^{-2}$ (Dou and Niu, 2019).

El sistema radiométrico evalúa la luz basándose en la cantidad absoluta de energía por unidad de área por unidad de tiempo (W m^{-2} o $\text{J m}^{-2} \text{s}^{-1}$).

La intensidad de luz o la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) es proporcional a la velocidad de crecimiento de los cultivos hasta que se alcanza un punto de saturación de luz, donde la eficiencia fotosintética disminuye. Este punto de saturación es específico de cada especie y depende de las demás condiciones ambientales (Zhang et al., 2018; Yan et al., 2019).

Tabla 2. Tres sistemas de medición de luz (Dou and Niu, 2019).

Sistema de medida	Definición	Unidades
Cuántico	Número de fotones por unidad de área por unidad de tiempo en una banda de ondas definida, normalmente de 400 a 700 nm	$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
Fotométrico	Capacidad de producir una sensación visual.	lx; candela 10.8 lx = 1 candela
Radiométrico	Cantidad absoluta de energía	W m^{-2}

La cantidad de luz recibida por las plantas a lo largo de un día, conocida como integral de luz diaria (DLI), también está estrechamente relacionada con el crecimiento, desarrollo y calidad del cultivo. La integral de luz diaria es la cantidad de fotones fotosintéticos recibidos por área cada día y se expresa en $\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$.

La luz solar varía su intensidad y espectro a lo largo del día, además, el fotoperiodo también cambia a lo largo de las diferentes estaciones. Por el contrario, en un cultivo interior la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD), el espectro y el fotoperiodo generalmente se mantiene constante durante el cultivo, por lo que la integral de luz diaria (DLI) se puede calcular fácilmente con la PPFD y el fotoperiodo.

Lógicamente, al igual que la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD), la integral de luz diaria (DLI) también es proporcional al crecimiento de las plantas, además de favorecer la acumulación de metabolitos secundarios (Schnitzler and Habegger, 2004; Chang et al., 2008).

Para conseguir un PPFD alto se necesitan un mayor número de lámparas, aumentando así el coste de la inversión en el sistema y el coste eléctrico de la producción (consumo de las lámparas y del sistema de refrigeración). Por lo tanto, un DLI mínimo que garantice un rendimiento y calidad razonables sería más rentable al reducir los costes.

Para una misma integral de luz diaria (DLI) se puede configurar el cultivo interior con una baja densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) y un fotoperiodo de día largo reduciendo los costes de inversión. Esta configuración ha demostrado aumentar la acumulación de biomasa vegetal debido a la expansión de las hojas y el aumento de la clorofila en comparación con un fotoperiodo de día corto con un PPFD alto a igualdad de DLI (Adams and Langton, 2005).

Bajo un fotoperiodo de día demasiado largo algunas especies sensibles provocan la reducción del crecimiento, el rendimiento y desarrollan trastornos fisiológicos como la clorosis de las hojas y la degradación de la clorofila. Los causantes de este fenómeno son la incapacidad de la hoja para exportar fotosintetizados acumulados fuera de la hoja o la destrucción de cloroplastos debido a algún estrés fotooxidante (Ali et al., 2009; Kang et al., 2013).

Una posible forma de disminuir la electricidad consumida en los sistemas agrícolas es utilizar un flujo mínimo de fotones fotosintéticos (PPFD) y modular el espectro de luz. Existe una fuerte correlación entre PPFD y la energía eléctrica consumida (Massa et al., 2005; Paucek et al., 2020), que también depende en gran medida de la distribución espectral (Kusuma et al., 2020). Además, el uso de la energía mínima de la luz artificial para el crecimiento de las plantas contribuye a la sostenibilidad del sistema. Por otro lado, los avances en la conversión de fotón a rendimiento se pueden lograr optimizando los efectos espectrales en la morfología de las plantas (Kusuma et al., 2020).

Espectros

Dentro de los sistemas de iluminación, el diodo emisor de luz (LED) posee características de iluminación singulares para el crecimiento de las plantas (Paucek et al., 2020). Por ejemplo, la luz LED permite manipular y controlar la intensidad de la luz (Mitchell and Stutte, 2017). Además, la baja temperatura de las lámparas LED permite colocarlas cerca de las superficies de las plantas (Massa et al., 2005). Las luces LED ofrecen una gran flexibilidad para cambiar la distribución espectral en comparación con las lámparas convencionales (Fujiwara, 2020).

Cada especie responde de forma específica a la calidad de la luz y dependiendo de las condiciones ambientales estas respuestas pueden variar. El espectro lumínico afecta de forma significativa al crecimiento, la morfología y el metabolismo primario y secundario de las plantas (Bian et al., 2015). Numerosos estudios han demostrado la importancia del espectro de luz en el crecimiento de las plantas (Kozai and Niu, 2020b), afectando a la fotosíntesis y a la morfología (Kubota, 2020). La respuesta morfológica es predominantemente específica de especies y cultivares (Hernández and Kubota, 2016), y también podría depender de la etapa de crecimiento de la planta (Chang and Chang, 2014; Chen et al., 2014).

Otro parámetro que se ve afectado por las longitudes de onda de la luz en su relación con la fotosíntesis es la fluorescencia de clorofila (Fv/Fm). La fluorescencia de clorofila evalúa y cuantifica el daño al aparato fotosintético de la hoja, particularmente la actividad del PSII, en respuesta a las condiciones ambientales (Dou and Niu, 2020). El espectro de luz afecta la síntesis de muchos compuestos vegetales, entre ellos las clorofilas. Después de la germinación, las plántulas etioladas acumulan el precursor de

la clorofila, protoclorofila, en los cotiledones. La protoclorofila se convierte rápidamente en clorofila tras la exposición a la luz (Liu et al., 2017).

Luz roja y azul

Los picos de absorción de clorofila coinciden con la longitud de onda de la luz roja y azul, esto explica la eficacia de estos colores en la fotosíntesis y crecimiento. Según Van Lersel (2017), el crecimiento de las plantas depende del equilibrio entre la fotosíntesis, en la que se producen los azúcares, y la respiración. A su vez, el proceso fotosintético depende de las clorofilas, que tienen un patrón de absorción que alcanza su punto máximo en las longitudes de onda azul (400-500 nm) y roja (600-700 nm) (López et al., 2017).

La luz roja afecta a la germinación de las semillas, la inducción de la floración, la expansión de las hojas y el alargamiento del tallo. La luz azul, en cambio, afecta a el crecimiento de las raíces, el fototropismo, la apertura estomática, la desetiolación, los ritmos circadianos y el movimiento del cloroplasto.

Se ha demostrado que la combinación de ambos colores es más efectiva que la aplicación de una sola longitud de onda por separado, que puede llegar incluso a producir desordenes fisiológicos en diferentes especies (Hogewoning et al., 2010; Piovene et al., 2015). No existe una única relación de Rojo y Azul que se adapte de forma óptima a todas las especies vegetales.

Aunque en un principio se pensó que la luz roja y azul eran suficientes para el cultivo interior, se ha comprobado que cierta cantidad de luz blanca garantiza que las plantas reciban todo el espectro fotosintéticamente activo, que además de permitir el crecimiento, rendimiento y calidad óptima, permite a los operarios visualizar irregularidades en las hojas.

Por ejemplo, en tres de las siete especies de microgreens, el rendimiento aumentó bajo una luz LED rojo-azul con una proporción de 9:1. En contraste, en otros cuatro microgreens, no se observaron diferencias significativas bajo diferentes proporciones de luz rojo-azul (Bantis, 2021).

Además, el peso puede alterarse en los microgreens de brócoli cuando aumenta el componente azul (Palmitessa et al., 2022). En las plantas de endibia y lechuga, su masa

aumentó bajo la luz con una fracción roja más alta (Flores et al., 2022). En canónigo, el mayor peso fresco de las rosetas se obtuvo bajo lámparas LED que emitieron 90% de luz roja y 10% azul (Wojciechowska et al., 2015; Wojciechowska et al., 2016b). En contraste, Proietti et al. (2021) observaron el mayor peso fresco en plantas de rúcula bajo LED blanco continuo, mientras que el peso seco y el porcentaje de materia seca de la hoja se mejoraron bajo luz LED continua rojo-azul.

Otra influencia del espectro de luz en la fotosíntesis de las plantas es a través de los movimientos estomáticos. Las investigaciones realizadas por Muneer et al. (2014) y Hernández and Kubota (2016) observaron un aumento de la conductancia estomática bajo luz LED azul, o a medida que aumentaba la fracción azul en la luz. Por otro lado, un estudio más reciente mostró que la luz azul débil con luz roja fuerte indujo la apertura estomática; por el contrario, la luz azul débil por sí misma promovió el cierre estomático (Hosotani et al., 2021).

Las luces con una fracción más alta de luz azul mostraron valores F_v/F_m más altos que la luz roja monocromática en plantas de lechuga (Son and Oh, 2013). Por otro lado, Wojciechowska et al. (2013) observaron que el F_v/F_m alcanzó valores más altos en plantas de canónigo con iluminación LED roja y azul que en plantas que crecieron bajo luz ambiental.

Fan et al. (2013b) observaron que la concentración de precursores de la biosíntesis de clorofila era mayor bajo luz LED rojo-azul; mientras que la luz roja inhibió el proceso de enverdecimiento al regular la expresión proteica y/o génica de las enzimas involucradas en la biosíntesis de tetrapirroles dentro de la ruta de formación de clorofila (Sood et al., 2005).

Al mismo tiempo, la concentración de clorofila puede ser modificada por el espectro de luz, siendo la respuesta variable entre las especies de plantas. La exposición continua a la luz LED rojo-azul disminuyó la concentración de clorofilas a y b en las plantas de rúcula frente a la luz LED blanca (Proietti et al., 2021). En contraste, Wojciechowska et al. (2013) encontraron que la clorofila (a y b) en las plantas de canónigo bajo luz LED rojo-azul era mayor que en LED blanco y luz ambiental en la temporada de invierno. Del mismo modo, la luz LED rojo-azul aumentó la concentración

de clorofila en las plantas de rúcula en comparación con la luz LED blanca, independientemente del PPFD (Elmardy et al., 2021).

Otros compuestos, como los carbohidratos y los elementos minerales, también pueden ser modulados por la luz. Específicamente, la luz rojo-azul disminuyó el contenido de carbohidratos no estructurales en comparación con la luz LED blanca continua en las plantas de rúcula (Proietti et al., 2021). Además, los contenidos de calcio y fósforo aumentaron significativamente cuando las plantas de rúcula se cultivaron inicialmente durante 15 días bajo luz roja-azul para después cultivarlas durante 15 días bajo luz roja-verde-azul (Nakonechnaya et al., 2021). Por otro lado, la luz LED rojo-azul con una proporción de 2:1 puede reducir el total de sólidos solubles en algunos microgreens (Bantis, 2021).

Luz roja y rojo lejano

La relación de Rojo y rojo lejano afecta a respuestas de las plantas como la inducción floral, la desetiolación, la evitación de sombra y la germinación. Recientes estudios han demostrado que el equilibrio entre el fotosistema 1 y el fotosistema 2 mejora al añadir luz roja lejana a la iluminación con luz roja (Zhen and van Iersel, 2017), aumentando la fotosíntesis, el rendimiento cuántico de fotosistema 2 y la acumulación de fotoasimilados.

Los fotoreceptores que más implicaciones tienen en la fotomorfogénesis relacionada con el rojo y rojo lejano son los fitocromos. Estos existen en dos formas llamadas P_r y P_{fr} , reversibles entre sí. La forma P_r se considera biológicamente inactiva y su pico de absorción se encuentra en el rojo (660 nm), mientras que la forma P_{fr} se considera biológicamente activa y su pico de absorción se encuentra en el rojo lejano (730 nm). La absorción de luz roja por parte de la forma P_r convierte la conformación a la forma P_{fr} . La absorción de rojo lejano por la forma P_{fr} convierte la conformación nuevamente a la forma P_r . Por esta razón, los fitocromos pueden considerarse interruptores moleculares reversibles activados por la luz roja/ rojo lejano (Possart et al., 2014). Sin embargo, como los espectros de absorción de las dos formas se superponen, la irradiación con rojo o rojo lejano no da como resultado un equilibrio dinámico entre las dos formas que refleja las condiciones de la luz ambiental. Este equilibrio responde rápidamente a los cambios en la proporción de luz roja a roja lejana,

lo que hace que los fitocromos sean útiles como sensores de cambios críticos en la calidad de la luz. Las respuestas fisiológicas y de desarrollo reguladas por los fitocromos en plantas y algas son muy diversas, incluida la germinación de semillas, la fotomorfogénesis, la evitación de la sombra y la medición del fotoperiodo (Sharrock, 2008).

Luz verde

La luz verde regula respuestas no fotosintéticas como el crecimiento vegetativo o la acumulación de antocianinas. Aunque se suele considerar como una longitud de onda poco efectiva para la fotosíntesis en comparación con el rojo y el azul, el valor medio de la eficiencia cuántica de la luz verde de banda ancha es de 0,87, superior a la azul (0.73) y algo inferior a la roja (0.91) (Sager et al., 1988).

La luz verde también penetra mejor en el interior de la planta, lo que podría aumentar el rendimiento general de los cultivos más vegetativos (Terashima et al., 2009; Wang and Folta, 2013). Sin embargo, este efecto solo se observa bajo saturación lumínica. En condiciones normales, la luz verde no aumentaría significativamente la fotosíntesis de la planta en comparación con la luz roja o azul debido a su reflectancia (Jishi, 2018).

Luz Ultravioleta

La suplementación de luz ultravioleta produce un doble efecto en las plantas. Por un lado, el exceso de energía de excitación provoca un estrés en el crecimiento, disminuyendo el rendimiento del cultivo. Al mismo tiempo induce la síntesis de fitoquímicos como antocianinas, carotenoides, flavonoides, glutatión y otros metabolitos bioactivos considerados como un factor de calidad por los beneficios que produce en la salud (Sakalauskaite et al., 2013; Bantis et al., 2016). Es necesario encontrar el punto de equilibrio entre la reducción de rendimiento y la mejora de la calidad.

1.3.2. Temperatura

La mayoría de los procesos fisiológicos que llevan a cabo las plantas se ven afectados por la temperatura interior de estas, que dependerá de la transferencia de calor entre el entorno y los tejidos de la planta. Tanto la fotosíntesis como el crecimiento

de las plantas aumentan con la temperatura hasta alcanzar un óptimo, a partir del cual empiezan a disminuir (Hernández, 2022). Estos umbrales mínimo y máximo dependen de la especie y del estadio fenológico.

A menudo se utilizan estos umbrales para el cálculo de la integral térmica o grados de temperatura día y con ello predecir la fenología de las plantas en cultivos al aire libre. En un cultivo interior con el ambiente controlado, el cálculo se simplifica al no ser necesario tener en cuenta los umbrales, puesto que se mantiene la temperatura estable en el interior del recinto (Kubota, 2019). La diferencia de temperatura entre el día y la noche ($DIF = T^{\circ} \text{Día} - T^{\circ} \text{Noche}$) también afecta a la fisiología de la planta. La mayoría de los cultivos crecen mejor si existe un salto térmico que dependerá de la especie. Un DIF positivo induce un tallo más largo, mientras que un DIF negativo induce un tallo más corto (Hernández, 2022).

La energía radiante emitida por la fuente de iluminación, ya sea el sol o una lámpara, y la radiación infrarroja del entorno es absorbida por las plantas. Estas a su vez pueden perder calor por la emisión de radiación infrarroja, por la convección o la conducción de calor (conocido como calor sensible) y la pérdida de calor a través de la evaporación (conocido como calor latente) (Niu et al., 2019).

Las diferentes variables ambientales están relacionadas. Se ha comprobado que, con el aumento de la intensidad lumínica, la temperatura y la concentración de CO_2 óptima también aumentan (Hernández, 2022). El uso de ventilación forzada con ventiladores de circulación, además de aumentar la eficiencia en el intercambio de calor ayudan a homogeneizar los diferentes gradientes de temperatura dentro del sistema. Se recomiendan velocidades de aire comprendidas entre los $0,5$ y $1,5 \text{ m s}^{-1}$ (Kitaya et al., 2000). Las radiaciones de longitudes de onda entre 1500 - 30000 nm (infrarrojo lejano) aumentan de forma notable la energía térmica de las plantas independientemente de la temperatura del entorno, es por esto, que el uso de lámparas led, con menor emisión de radiación infrarroja lejana, facilita el cultivo en ambientes controlados (Niu et al., 2019).

1.3.3. Humedad

La cantidad de vapor de agua que puede contener el aire suele medirse como Humedad Relativa, que expresa el porcentaje del contenido de vapor actual respecto a la máxima cantidad que podría contener en esas condiciones de temperatura y presión.

La humedad relativa depende de la temperatura. Si el contenido de vapor de agua absoluto no varía y sube la temperatura, la humedad relativa baja, en el caso contrario, si la temperatura baja la humedad relativa sube hasta el máximo del 100%, donde parte del vapor de agua condensaría en forma líquida (Hernández, 2022). Aunque no es común, la humedad también puede medirse o expresarse en términos absolutos. La Humedad Absoluta se define como la relación de la masa de vapor de agua contenida en una masa de aire seco para un volumen específico de aire.

En los sistemas de cultivo interior la principal fuente de humedad es la transpiración de las plantas. Estas pueden aumentar rápidamente el contenido de vapor de agua y la humedad relativa que, en exceso, puede provocar problemas fúngicos, fisiopatías y entorpecer la correcta transpiración de las plantas allí cultivadas (Niu et al., 2019).

1.3.4. DPV (Déficit de presión de vapor)

El déficit de vapor de presión (DPV) es una medida más útil para obtener información sobre las tasas de transpiración y evaporación. Se define como la diferencia entre la cantidad de agua presente en el aire y la cantidad de humedad que puede retener el aire cuando está saturado. Se dice que el aire está saturado cuando alcanza su máxima capacidad de retención de agua a una determinada temperatura (*punto de condensación*). Si en el aire se acumula humedad más allá del punto de condensación entonces se produce una deposición de agua en estado líquido. La transpiración de la planta depende de la DPV y puede afectar indirectamente a la absorción de nutrientes, especialmente al calcio, que se ve afectado por el mecanismo de absorción de agua conocido como flujo de masa (Frantz et al., 2004). Cambios en la DPV pueden afectar la movilidad del calcio en la planta e inducir fisiopatías relacionadas con la traslocación del calcio, como el Tipburn o blossom-end-rot (Kubota, 2019).

La DPV también afecta a la temperatura de las hojas. El rango ideal para el cultivo interior depende de la especie y la etapa de crecimiento, en general oscila entre los 0,5

y los 1 kPa (Frantz et al., 2004; Guichard et al., 2005; Zhang et al., 2017; Shamshiri et al., 2018).

1.3.5. CO₂

El CO₂ es un componente esencial en la fotosíntesis. Las plantas absorben el CO₂ para producir fotoasimilados en forma de carbohidratos. Cuanto mayor sea la concentración de CO₂ en el aire con respecto al de dentro de la planta mayor será su difusión dentro de la planta y en consecuencia mayor será la tasa de fotosíntesis (Hoch et al., 1963; Lambers et al., 2008).

La asimilación de CO₂ puede disminuir si el grosor de la capa limite aumenta. Esto se puede resolver nuevamente con aire en movimiento. Como hemos visto en la sección de humedad, la DPV también puede influir en el cierre estomático comprometiendo la asimilación de CO₂. Principalmente, la abertura estomática dependerá del estado hídrico de la planta y de la calidad de la luz azul (Hernández, 2022).

Los niveles atmosféricos de CO₂ rondan los 410 $\mu\text{mol mol}^{-1}$. El problema dentro de un sistema de cultivo interior es que, si no se renueva el aire o se enriquece la atmosfera con CO₂, esta concentración puede bajar de los 200 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ (Hernández, 2022). Enriquecer la concentración de CO₂ entre los 700-1000 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ puede aumentar la tasa fotosintética neta entre un 30 y un 50% (Kirschbaum, 2011). Este aumento en la fotosíntesis solo se traducirá en un aumento de biomasa si la demanda en carbohidratos en la planta es alta (Pérez-López et al., 2015), como en las etapas de crecimiento de hojas y órganos jóvenes. En caso contrario, se producirá una inhibición de la retroalimentación de la fotosíntesis (Zheng et al., 2019).

El aumento en la concentración de CO₂ también produce alteraciones morfológicas, aumentando la altura de las plantas y disminuyendo la densidad estomática (Pritchard et al., 1999; Li et al., 2007; Khan et al., 2013; Mamatha et al., 2014). Además, puede aumentar el contenido de compuestos nutricionales como los azúcares, almidón, Vitamina C, fenoles y flavonoides, al mismo tiempo que disminuye el contenido de nitrógeno, la clorofila y compuestos antioxidantes (McKeehen et al., 1996; Sun et al., 2012; Mamatha et al., 2014; Dong et al., 2018; Lanoue et al., 2018).

1.3.6. Movimiento de aire

En los cultivos de interior con sistemas de control ambiental el aumento del movimiento del aire disminuye la resistencia del dosel principalmente al reducir la capa límite de la hoja (Monteith, 1965; Mason, 1995).

En consecuencia, el movimiento adecuado del aire también aumenta la tasa fotosintética neta (Kitaya et al., 2000) al aumentar la transpiración y la difusión de CO₂ en la cavidad estomática. Además, el movimiento adecuado del aire en el meristemo apical de la lechuga mejora la transpiración y reduce la incidencia de Tipburn (Goto and Takakura, 1992).

Sin embargo, proporcionar una velocidad laminar uniforme y un movimiento de aire adecuado a la cubierta sigue siendo un desafío en las fábricas de plantas. Los estudios han demostrado que la velocidad del aire a nivel de la hoja de 0,3 m s⁻¹ es adecuada para reducir la capa límite de la hoja y aumentar la tasa fotosintética neta (Downs and Krizek, 1997; Kitaya et al., 2000). Sin embargo, la velocidad adecuada del aire depende de la dimensión de la hoja, el ángulo de la hoja y la altura de la planta, entre otros factores (Jones, 2013b).

Aunque se sabe que el aumento en la velocidad del aire disminuye la capa límite de la hoja y, en consecuencia, aumenta la transpiración de la planta, el aumento de la velocidad del aire también puede conducir a una reducción en la transpiración debido a su efecto de temperatura en la presión del vapor de la hoja. Si la temperatura de la hoja es mayor que la temperatura del aire (radiación alta, cierre estomático moderado), entonces una mayor velocidad del aire reducirá la temperatura de la hoja al aumentar la pérdida de calor. A temperaturas más bajas de la hoja, la presión del vapor de agua disminuirá y, en consecuencia, el VPD entre la hoja y el aire también disminuirá junto con la tasa de transpiración (Downs and Krizek, 1997; Jones, 2013a).

1.4. Bioestimulantes Vegetales

La definición y concepto de bioestimulante ha ido cambiando con el tiempo. Esto se debe en parte a que es relativamente nuevo y hay una gran cantidad de productos que se han ido incorporando a la lista (Calvo et al., 2014; Halpern et al., 2015). Los

bioestimulantes fueron definidos formalmente por primera vez en 2007 como *“materiales, distintos de los fertilizantes, que promueven el crecimiento de las plantas cuando se aplican en bajas cantidades”* (Kauffman et al., 2007). du Jardin (2012) , por su parte, los definió como *“sustancias o materiales, con la excepción de nutrientes y pesticidas, que, cuando se aplican a plantas, semillas o sustratos de cultivo en formulaciones específicas, tienen la capacidad de modificar los procesos fisiológicos en las plantas de una manera que proporciona beneficios potenciales para el crecimiento, el desarrollo o la respuesta al estrés”*.

Las empresas del sector han creado asociaciones como el EBIC (European Biostimulants Industry Council) que los definió de la siguiente forma: *“Los bioestimulantes vegetales contienen sustancias y/o microorganismos cuya función cuando se aplican a las plantas o a la rizosfera es estimular los procesos naturales para mejorar/beneficiar la absorción de nutrientes, la eficiencia en el uso de nutrientes, la tolerancia al estrés abiótico y la calidad de los cultivos. Los bioestimulantes no tienen acción directa contra las plagas y, por lo tanto, no entran en el marco regulatorio de los plaguicidas”* (Calvo et al., 2014).

La última legislación sobre productos fertilizantes de la unión europea (European Parliament, 2019), reconoce e incluye a los productos bioestimulantes por primera vez, pero no establece una clasificación clara ni incluye todos los productos usados actualmente. Esto no es así en el contexto académico, donde si están ampliamente reconocidas varias categorías de los principales bioestimulantes, tanto biológicas como químicas (Calvo et al., 2014; Halpern et al., 2015; du Jardin, 2015). A continuación, veremos una clasificación de bioestimulantes de acuerdo con su procedencia.

1.4.1. Inoculantes microbianos (hongos y bacterias beneficiosas)

Los inoculantes microbianos son productos biológicos que contienen microorganismos vivos, que incluyen bacterias de vida libre, hongos y hongos micorrícicos arbusculares, que cuando se aplican a las semillas, plantas o suelo, promueven el crecimiento a través de mecanismos, como el aumento del suministro de nutrientes, el aumento de la biomasa de la raíz o el área de la raíz y el aumento de la capacidad de absorción de nutrientes de la planta. (Calvo et al., 2014).

Durante los últimos 20 años ha aumentado de forma notable el uso de este tipo de productos (Hayat et al., 2010). Su uso y desarrollo debe tener en cuenta la especie y variedad a la que va destinado (Remans et al., 2008), ya que las plantas pueden producir diferentes tipos de exudados en la rizosfera que apoyen la actividad o sirvan como sustratos de los microorganismos inoculados (Khalid et al., 2004).

Se han considerado diferentes mecanismos para determinar cómo los inoculantes microbianos estimulan el crecimiento y la absorción de nutrientes en plantas: la fijación asimbiótica de nitrógeno, la solubilización de nutrientes, la quelación del hierro por la producción de sideróforos y la producción de compuestos orgánicos volátiles (Calvo et al., 2014).

Diferentes géneros de bacterias cuentan con la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico (N_2) asimbióticamente, como *Azoarcus spp.*, *Beijerinckia spp.*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pantoea agglomerans*, *Azotobacter spp.*, *Azospirillum spp.*, *Bacillus polymyxa*, *Burkholderia spp.*, *Herbaspirillum spp.*, y *Gluconoacetobacter diazotrophicus* (Calvo et al., 2014). El género *Azospirillum*, ha sido de los más estudiados, y se ha observado una estrecha colaboración con las raíces de las plantas, incluso dentro de los tejidos (Bashan et al., 2004; Hartmann and Bashan, 2009; Bashan and De-Bashan, 2010), llegando a contribuir en el 60-80% del nitrógeno total en cultivos como la caña de azúcar (Boddey et al., 1991).

Algunos microorganismos aumentan la disponibilidad de nutrientes del suelo mejorando su solubilidad y permitiendo a las plantas absorberlos de forma más eficiente (Calvo et al., 2014). Diferentes autores han reportado mejoras en la solubilidad de fósforo, potasio y hierro tras la aplicación de diferentes organismos.

En el caso del fósforo, los géneros bacterianos de *Pseudomonas spp.*, *Bacillus spp.*, *Burkholderia spp.*, *Streptomyces spp.*, *Achromobacter spp.*, *Micrococcus spp.*, *Flavobacterium spp.*, *Erwinia spp.* y *Azospirillum spp.* han sido identificados como solubilizantes de fósforo (Calvo et al., 2014). Los ácidos orgánicos que liberan estas bacterias quelatan el fósforo, haciéndolo más soluble (Kpombrekou-A and Tabatabai, 1994), y al mismo tiempo disminuyen el pH del suelo, liberando iones de fosfato (Rodríguez and Fraga, 1999). El tipo de ácido orgánico liberado depende de la especie de microorganismo.

Al igual que con el fósforo, los microorganismos pueden solubilizar potasio de minerales como micas, illita y ortoclasas, excretando ácidos orgánicos que disuelven directamente la roca o quelatando iones de silicio para solubilizar el potasio (Parmar and Sindhu, 2013). Microorganismos como *Bacillus mucilaginosus* y *B. megaterium* demostraron aumentar significativamente el potasio disponible en el cultivo de berenjena (Han and Lee, 2005).

El uso de microorganismos también ha mejorado la absorción de otros macro y micronutrientes, aunque aún no está claro el mecanismo involucrado. Esto podría ser el resultado indirecto del aumento de la biomasa de la raíz, el área de superficie de la raíz o el mayor número de pelos absorbentes (Calvo et al., 2014).

Una amplia variedad de microorganismos como *Pseudomonas spp.*, *Acinetobacter spp.*, *Azospirillum ssp.* y *Bacillus spp.* han demostrado aumentar la absorción de Zn (Kohler et al., 2008), Cu, Mn (Liu et al., 2000), Ca, Mg (Giri and Mukerji, 2004; Khan, 2005), y S (Banerjee et al., 2006).

En el caso del hierro, diferentes géneros de bacterias, como *Bacillus*, contienen sideróforos que forman quelatos con el hierro libre (III) y lo transportan por la planta (Temirov et al., 2003; Park et al., 2005; Wilson et al., 2006). Esta relación entre sideróforos y el aumento de la absorción de hierro y del crecimiento de las plantas ha sido comprobada en numerosos trabajos en diferentes cultivos con diferentes microorganismos (Verma et al., 2011; Rungin et al., 2012; Sharma et al., 2013).

Los compuestos orgánicos volátiles son compuestos con bajo peso molecular que tienen presiones de vapor lo suficiente altas para vaporizarse. Ryu et al. (2003) encontró que algunas cepas de bacterias contenían 2,3 butanodiol y acetoina que estaban relacionadas con el crecimiento de *Arabidopsis thaliana*. Mas tarde, Zhuang et al. (2007) comprobó que estos compuestos regulaban los genes involucrados en las modificaciones de la pared celular y la producción de auxinas en *Arabidopsis thaliana*.

Algunos microorganismos también pueden alterar la producción o degradación de diferentes grupos de hormonas vegetales de la planta: auxinas, citoquininas, giberelinas y etileno; o llegar a producirlos ellos mismos (Idris et al., 2007; Belimov et al., 2009; Dodd et al., 2010; Bhattacharyya and Jha, 2012). Estas hormonas influyen en multitud de

procesos fisiológicos en todas las etapas de crecimiento, regulando la elongación y división celular, la dominancia apical, la expansión de las hojas, la maduración y la senescencia, e incluso la respuesta a condiciones de estrés (Spaepen et al., 2009).

1.4.2. Sustancias Húmicas (Ácidos húmicos y fúlvicos)

Las sustancias húmicas son compuestos que forman parte de la materia orgánica del suelo, como resultado de la descomposición de residuos vegetales, animales y microbianos, así como de la actividad metabólica de los microorganismos del suelo que proliferan en esos sustratos (Asli and Neumann, 2010; Schiavon et al., 2010).

Se consideran las sustancias orgánicas más comunes en la tierra (Sutton and Sposito, 2005), formando parte de la materia orgánica del suelo con una proporción del 60% (Muscolo et al., 2007). Son una mezcla de compuestos diversos que se pueden clasificar, según su peso molecular y solubilidad, en huminas, ácidos húmicos y ácidos fúlvicos (Berbara and García, 2014; du Jardin, 2015).

Los ácidos húmicos suelen tener un peso molecular alto, mientras que los ácidos fúlvicos tienen un peso molecular bajo. Los ácidos húmicos son solubles en medios básicos, los ácidos fúlvicos son solubles tanto en medios ácidos como básicos y las huminas son insolubles (Calvo et al., 2014).

Estas sustancias y sus composiciones en el suelo son el resultado de la interacción entre la materia orgánica, los microorganismos y las raíces de plantas (du Jardin, 2015). Pueden extraerse de diversos orígenes como la materia orgánica humidificada, compost y vermicompost, depósitos minerales (fundamentalmente leonardita), desechos municipales y subproductos agrícolas (Halpern et al., 2015). Se pueden aplicar en el agua de riego (Salman et al., 2005), en el suelo o en aplicaciones foliares (Katkat et al., 2009).

Las sustancias húmicas mejoran las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, afectando a diversas funciones como la disponibilidad de nutrientes, el intercambio de carbono y oxígeno entre el suelo y la atmósfera, y la actividad de los microorganismos de la rizosfera (Berbara & García, 2014; Varanini & Pinton, 2001).

La capacidad de estos compuestos para formar complejos arcillo-húmicos aumenta la estabilidad de los agregados del suelo, mejorando la aireación y la capacidad de intercambio catiónico, facilitando la penetración de las raíces y poniendo a su

disposición más agua y minerales, lo que contribuye a una mayor absorción de nutrientes (Bronick and Lal, 2005; Halpern et al., 2015).

Las sustancias húmicas tienen una gran capacidad de formar quelatos con iones metálicos, mejorando la solubilidad de algunos nutrientes como el hierro y el zinc (Schiavon et al., 2010; Halpern et al., 2015). Esta capacidad para formar quelatos, junto con la estimulación del crecimiento radicular que tiene las sustancias húmicas podría explicar el aumento en la absorción de nutrientes por las plantas (Calvo et al., 2014).

Detrás de la estimulación del crecimiento radicular parece estar la actividad de la H-ATPasa (bomba de protones). Los compuestos húmicos liberan compuestos similares a las auxinas en la rizosfera que inducen la actividad de la H-ATPasa en la membrana plasmática de las células radiculares, aflojando las paredes celulares y alargando las células de la raíz como consecuencia de la acidificando del apoplasto (Jindo et al., 2012).

Como resultado de todos estos efectos se han reportado numerosas publicaciones en las que la aplicación de sustancias húmicas ha aumentado significativamente el rendimiento total, el rendimiento temprano, el peso medio de la fruta, los azúcares solubles totales, los azúcares reductores, el contenido en clorofila b, los sólidos solubles totales y el contenido en ácido ascórbico en los cultivos estudiados (Calvo et al., 2014).

1.4.3. Hidrolizados de proteínas (Aminoácidos)

Los hidrolizados de proteínas son una gran familia de compuestos biológicos formados por un grupo funcional amina y un grupo funcional ácido carboxílico (du Jardin, 2015). Estos productos a base de proteínas pueden ser una mezcla de péptidos y aminoácidos de origen biológico, o aminoácidos individuales como el glutamato, glutamina, prolina, etc. (Calvo et al., 2014).

Se pueden extraer por hidrólisis de proteínas de origen vegetal, animal y microbiana (Schiavon et al., 2008; du Jardin, 2012). Esto permite la reutilización de desechos agrícolas e industriales, como la piel de animales, plumas y sangre (du Jardin, 2015). Se pueden aplicar en forma de pulverización foliar, en el suelo o en el tratamiento de semillas (Halpern et al., 2015).

Aunque solo 20 aminoácidos están involucrados en la construcción de proteínas, se sabe que más de 250 tienen diversas funciones en la planta, como la protección

contra estreses bióticos y abióticos, la señalización, el almacenamiento de nitrógeno y la quelatación de metales como fitosideróforos (Halpern et al., 2015).

Aunque estos aminoácidos contienen nitrógeno, el efecto estimulante de las plantas que los absorben parece ser distinto del efecto nutricional de una fuente adicional de nitrógeno (Ertani et al., 2009; Ghasemi et al., 2012).

La aplicación de aminoácidos al suelo aumenta la actividad de los microorganismos del suelo, lo que favorece a la mejora de los parámetros físico-químicos del suelo, aumenta la velocidad de mineralización de la materia orgánica y como consecuencia la planta tiene a su disposición más nutrientes (García-Martínez et al., 2010).

Algunos de estos compuestos pueden quelatar metales como el hierro, zinc, manganeso o cobre mejorando su solubilidad y facilitando su absorción por la planta a través de raíces y hojas por medio de transportadores específicos, como la histidina, lisina 1 (LHT1), la permeasa de aminoácidos (AAP1 y AAP5) (Ghasemi et al., 2012; Halpern et al., 2015). Algunos aminoácidos, como la nicotianamina, aplicados de forma exógena aumentan la translocación de zinc y hierro por el floema de la planta (Halpern et al., 2015).

El triptófano tiene efectos estimulantes para las raíces y el L-glutamato parece estimular el crecimiento de raíces laterales inhibiendo el crecimiento de la raíz principal (Walch-Liu et al., 2006), lo que sugiere un papel de señalización para el glutamato.

También se ha demostrado actividades similares a la auxina y a la giberelina en las enzimas de asimilación de NO_3^- tras la aplicación de aminoácidos (Schiavon et al., 2008; Ertani et al., 2009), estimulando la absorción de nitrato en la planta.

Aminoácidos como la prolina, betaína y sus derivados y precursores conducen respuestas de defensa y aumentan la tolerancia de las plantas a diferentes estreses abióticos, como la salinidad, sequía, temperatura y condiciones oxidativas (Ashraf and Foolad, 2007; Kauffman et al., 2007; Chen and Murata, 2008; Apone et al., 2010; Ertani et al., 2013).

Muchos aminoácidos también juegan un papel importante en la tolerancia a diferentes metales pesados. La prolina puede actuar quelatando iones metálicos,

eliminando radicales libres formados en la absorción de metales y como regulador osmótico, compensando el déficit de agua que puede surgir con la exposición a metales pesados (Sharma and Dietz, 2006).

Otros aminoácidos como la histidina, asparagina, glutamina, cisteína, glutatión y las fitoquelatinas están involucrados en la quelatación del zinc, níquel, cobre, arsénico y cadmio (Kerkeb & Krämer, 2003; Sytar et al., 2013).

1.4.4. Extractos de algas marinas

Los extractos de algas son sustancias heterogéneas que se caracterizan por la materia prima de origen, el proceso de extracción y la época de recolección. Generalmente se fabrican a partir de la especie *Ascophyllum nodosum*, un alga de color marrón común en el Atlántico Norte, pero también se usan diversas especies, como *Durvillaea antarctica*, *Durvillaea potatorum*, *Macrocystis pyrifera* y *Ecklonia máxima*, *Fucus*, *Laminaria*, *Sargassum* y *Turbinaria spp.* (Hong et al., 2007; Khan et al., 2009; Sharma et al., 2012).

En la mayoría de los casos el proceso de extracción puede realizarse con el uso de ácidos o bases con o sin calentamiento, y/o de forma física mediante molido a baja temperatura o alta presión (Craigie, 2011). Su composición incluye un amplio catálogo de componentes orgánicos, minerales, hormonas vegetales y polisacáridos únicos no presentes en las plantas terrestres como la laminarina, fucoidan y alginatos (Khan et al., 2009).

Los extractos de algas producen efectos beneficiosos tanto en el suelo como en las plantas. En el suelo, polisacáridos como alginatos y fucoidanos se unen con iones metálicos para formar un gel que ayuda a retener el agua y mejora la estructura del suelo, aumentando la aireación y la capacidad de intercambio catiónico (Khan et al., 2009). Además, la aplicación de extractos de algas al suelo estimula el crecimiento de micorrizas arbóreas y aumenta la tasa de colonización en diferentes cultivos leñosos (Kuwada et al., 2006; Khan et al., 2009).

Los efectos beneficiosos para las plantas incluyen el aumento del desarrollo radicular, la acumulación de nutrientes, el rendimiento del cultivo y el contenido en clorofila. Se ha observado un aumento en el desarrollo de las raíces de cultivos como el

maíz, tomate, arabidopsis, uva, fresa, colza de invierno, abeto de Noruega y pino lodgepole, entre otros (Calvo et al., 2014). El aumento en raíces laterales, volumen total y longitud de raíz se atribuye a la presencia de fitohormonas como las auxinas y las citoquininas en los extractos de algas (Khan et al., 2011a; Khan et al., 2011b). Se ha observado un aumento en la absorción de macronutrientes (N, P, K, Ca, S) y micronutrientes (Mg, Zn, Mn, Fe) tras la aplicación de extractos de algas en cultivos como la lechuga, uva, soja, tomate y colza de invierno (Crouch et al., 1990; Mancuso et al., 2006; Rathore et al., 2009; Zodape et al., 2011). Esto puede ser consecuencia del mayor desarrollo radicular asociado a la aplicación de extractos de algas marinas.

Diversos autores también observaron un mayor crecimiento y rendimiento tras la aplicación de extractos de algas en cultivos como el trigo (Kumar and Sahoo, 2011), la colza (Jannin et al., 2013), el manzano (Basak, 2008), la fresa (Alam et al., 2013), el tomate (Kumari et al., 2011; Zodape et al., 2011), la espinaca (Fan et al., 2013a), la okra (Zodape et al., 2008), el olivo (Chouliaras et al., 2009), el brócoli (Mattner et al., 2013) y el geranio (Urbanek Krajnc et al., 2012).

La aplicación de extractos de algas también aumentó el contenido en clorofila de las hojas (Mancuso et al., 2006; Sivasankari et al., 2006; Spinelli et al., 2010; Fan et al., 2013a; Jannin et al., 2013). Los extractos de algas tienen multitud de efectos sobre el metabolismo de las plantas (Khan et al., 2009). Se han observado aumentos en el contenido total de proteínas solubles, capacidad antioxidante, compuestos fenólicos y contenido de flavonoides en espinacas tratadas con extractos de algas (Fan et al., 2013a). También se ha demostrado que la aplicación de extractos de algas atenúa los efectos de diferentes estreses abióticos, como la sequía, la salinidad y las temperaturas extremas (Zhang and Ervin, 2004; Mancuso et al., 2006; Khan et al., 2009; Craigie, 2011).

1.4.5. Quitosano y otros biopolímeros

El quitosano es un derivado desacetilado de la quitina del biopolímero, que puede ser producida de forma natural o industrial (du Jardin, 2015). Los derivados del quitosano tienen la capacidad de unirse a una gran cantidad de componentes celulares, como el ADN, la membrana plasmática, la pared celular e incluso a receptores específicos involucrados en la activación de genes de defensa (El Hadrami et al., 2010; Yin et al., 2010; Hadwiger, 2013; Katiyar et al., 2015). Una de las consecuencias del uso

de quitosano es la acumulación de peróxido de hidrógeno y calcio, que se espera que provoquen cambios fisiológicos en las respuestas al estrés y al desarrollo (Povero et al., 2011; Ferri et al., 2014).

El uso agrícola del quitosano se ha centrado en la protección contra patógenos fúngicos, la tolerancia al estrés abiótico (sequia, salinidad, estrés por frío) y en la mejora de la calidad relacionada con los metabolitos primarios y secundarios (du Jardin, 2015).

1.5. Vegetales con alto valor nutricional

1.5.1. Rúcula

Referencia histórica, origen y difusión

La Rúcula, *Eruca vesicaria* (L.) Cav, es una hierba anual de la familia Brassicaceae, originaria del Mediterráneo occidental. Se cultiva desde la época Romana para su consumo en ensalada. Está compuesta por varias subespecies, siendo la subespecie sativa (comúnmente conocida como Eruca Sativa) la más extendida en Europa del sur, Norte y Noreste de África, Los Balcanes y Oriente Medio. En Asia central y occidental también se cultiva extensamente para la fabricación de aceite de semillas, que se utiliza con fines alimenticios, medicinales y cosméticos, y también como lubricante y aceite de lámpara (Warwick et al., 2007). No está claro cómo se ha ido expandiendo e introduciendo en las diferentes regiones donde se cultiva. La subespecie vesicaria es endémica de España y aunque no se cultiva de forma comercial destaca por su fuerte olor y sabor picante. La subespecie pinnatifida es originaria del norte de África.

Otras especies del género *Diplotaxis* también son comúnmente llamadas Rúcula y utilizadas con fines similares. Este género también pertenece a la familia de las Crucíferas y presenta características fisicoquímicas muy similares al género *Eruca*. Las especies *Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC. y *Diplotaxis muralis* (L.) DC. son las más comunes y se cultivan principalmente en Italia. (Gómez-Campo and Prakash, 1999).

Situación taxonómica y características botánicas

A lo largo de la historia ha existido cierta controversia en torno a la ubicación genérica de la Rúcula y sus subespecies, aunque siempre ha estado claro que pertenece a la familia de las Brassicaceas. Linneo la denominó *Eruca vesicaria*, incluyéndola dentro

del género *Eruca* (Linneo, 1753; Linneo, 1754). Miller la denominó *Eruca sativa* en la última revisión de su libro *The Gardeners Dictionary* (Miller, 1768). Actualmente se acepta *Eruca vesicaria* (L.) Cav. como el nombre de la especie (Warwick et al., 2007). Además, está compuesta por las subespecies *E. vesicaria subsp. sativa*, *subsp. vesicaria* y *subsp. pinnatifida*. El encuadramiento taxonómico queda de la siguiente forma:

- Clase: Magnoliopsida
- Subclase: Dilleniidae
- Orden: Brassicales
- Familia: Brassicaceae
- Tribu: Brassiceae
- Género: *Eruca*

Es una planta con un porte de entre unos 20 y 100 cm, con olor a veces muy fuerte, muy ramificada (Ilustración 1). Sus hojas son muy variables dentro de la misma planta, pueden ser lirado-pinnatifidas o pinnatisectas, en ocasiones casi bipinnatisectas, las bases son arrosetadas. Sus pedicelos miden entre 2 y 6 mm en la antesis. Los sépalos de 7 a 12 mm más o menos persistentes en la madurez, a veces incluso cuando el fruto está ya maduro y seco siguen presentes. Los pétalos miden de 15 a 20 mm. El fruto mide aproximadamente unos 10-18 x 3-6 mm más o menos erecto, gabro (Gómez Campo, 2003).

Composición

La rúcula, al igual que otras especies de la familia Brassicaceae, tiene un ciclo de crecimiento relativamente rápido y un alto contenido de fitonutrientes que incluyen provitamina A, vitamina C, flavonoides, carotenoides, azufre, potasio, fibra y glucosinolatos, lo que los hace particularmente adecuados para la preparación de productos listos para comer que responden mejor a las necesidades de estos mercados (Winkler et al., 2007; Barbieri et al., 2009; Nunes et al., 2013; Gutiérrez et al., 2017). Los glucosinolatos son un grupo de compuestos orgánicos que contienen azufre soluble en agua y que existen como metabolitos secundarios de las plantas. Contribuyen al sabor picante que se produce como mecanismo de defensa contra las plagas y el daño a la alimentación de los mamíferos (Brown et al., 2002). En comparación con otras verduras de hoja, la rúcula silvestre tiene un alto contenido de fibra y hierro (Barillari et al., 2005), y en la medicina tradicional se usa para diferentes propósitos: antiinflamatorio,

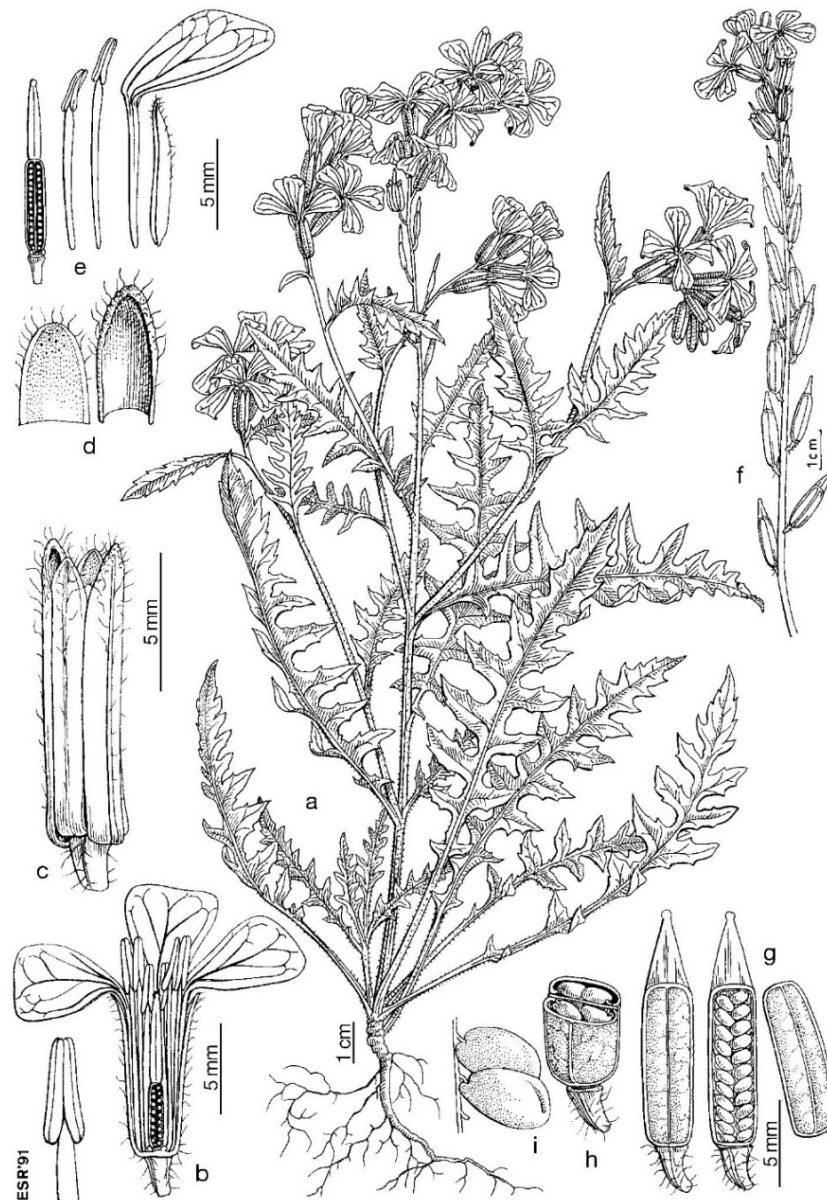


Ilustración 1. Detalle de los diferentes órganos de la especie *Eruca vesicaria* (L.) Cav (Gómez Campo, 2003).

astringente, purificador, diurético, digestivo, emoliente, tónico estimulante, laxante, antiinflamatorio para colitis y antiescorbútico (De Feo and Senatore, 1993). Los valores nutricionales por cada 100 g de este alimento se pueden observar en la Tabla 3 (AESAN/BEDCA, 2007).

Tabla 3. Composición nutricional de rúcula por cada 100 gramos de porción comestible

Componente	Por cada 100 g
Calorías (kcal)	31,0
Lípidos totales (g)	0,66
Proteína (g)	2,58
Agua (g)	91,71
Fibra (g)	1,6
Hidratos de carbono (g)	3,65
Ácidos grasos, monoinsaturados totales (g)	0,049
Ácidos grasos, poliinsaturados totales (g)	0,319
Ácidos grasos saturados totales (g)	0,086
Colesterol (mg)	0
Vitamina A: Eq. Retinol (µg)	596
Vitamina E (mg)	0,43
Folato (µg)	97
Equivalentes de niacina (mg)	0,305
Riboflavina (mg)	0,086
Tiamina (mg)	0,044
Vitamina B6 (mg)	0,073
Vitamina C (mg)	15
Calcio (mg)	160
Hierro (mg)	1,46
Potasio (mg)	369
Magnesio (mg)	47
Sodio (mg)	27
Fósforo (mg)	52
Selenio (µg)	0,3
Zinc (mg)	0,47

Importancia económica

Debido a la escasa superficie destinada a este cultivo en el mundo, no suele aparecer reflejado en las estadísticas agronómicas, donde se recogen las superficies y producciones de los cultivos mayoritarios. Tanto a nivel mundial como a nivel nacional, el cultivo de la rúcula no tiene mucha importancia económica. En el anuario de estadística agroalimentaria del ministerio de España recoge la superficie y producción de este cultivo a nivel nacional, aunque no lo segrega por provincias. La Figura 4 muestra la evolución de la producción y superficie cultivada de rúcula desde 2010 hasta 2018 (MAPA, 2018). Podemos observar que en 2011 se produjo un fuerte interés en este cultivo, que fue creciendo en los sucesivos años hasta llegar a 2014. Posterior a este año, la producción y superficie de cultivo disminuyó a niveles anteriores a 2011. La tendencia

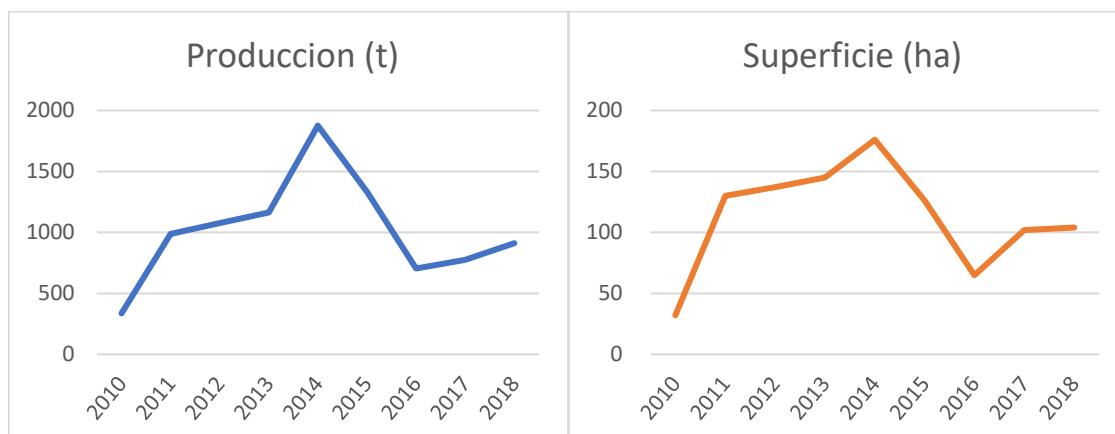


Figura 4. Producción anual de rúcula en toneladas (izquierda) y superficie anual en hectáreas destinada a su cultivo (derecha).

en los últimos años en los que tenemos datos (2017-2018) está en aumento. Esto puede ser debido al interés que tienen los productores de ensaladas mixtas de cuarta gama en incorporarla a sus productos. El cultivo de la rúcula está aumentando para abastecer el mercado “listo para comer” que se encuentra en expansión, debido a su sabor único (Signore et al., 2020).

1.5.2. Canónigo

Referencia histórica, origen y difusión

Canónigo es el nombre común de una hierba anual que crece en herbazales subnitrófilos de lugares sombreados y algo húmedos. Aunque se considera que es originaria de Europa, ejemplares silvestres habitan el norte de África y suroeste de Asia. Aunque, probablemente ha sido consumida por el ser humano durante gran parte de su historia, los primeros cultivos datan de mediados del siglo XVII (Péron and Rees, 1998). Se considera que su nombre “Hierba de los canónigos” procede del uso que hacían del cultivo los monjes y eclesiásticos en los Prioratos. Las partes de la planta que se consumen son sus hojas y tallos jóvenes, que se recolectan antes de que empiece el proceso de espigado y floración.

Situación taxonómica y características botánicas

Su nombre botánico es *Valerianella locusta* L. Pertenece a la familia Valerianaceae. Linneo la identificó dentro del género *Valerianella* (Linneo, 1753; Linneo, 1754). La clasificación taxonómica queda de la siguiente forma:

- Reino: Plantae
- División: Magnoliophyta
- Clase: Magnoliopsida
- Orden: Dipsacales
- Familia: Valerianaceae
- Género: Valerianella

Está compuesta por hojas de 3-120 x 1-40 mm, decrecientes de abajo a arriba, de márgenes lisos o con mayor frecuencia ciliado-escábridos o ciliado-setosos al menos hacia la base (Ilustración 2). Las basales atenuadas en peciolo, oblanceoladas u oblongo-espátuladas, con 1-3 nervios longitudinales, siendo el central el más destacado. Estas

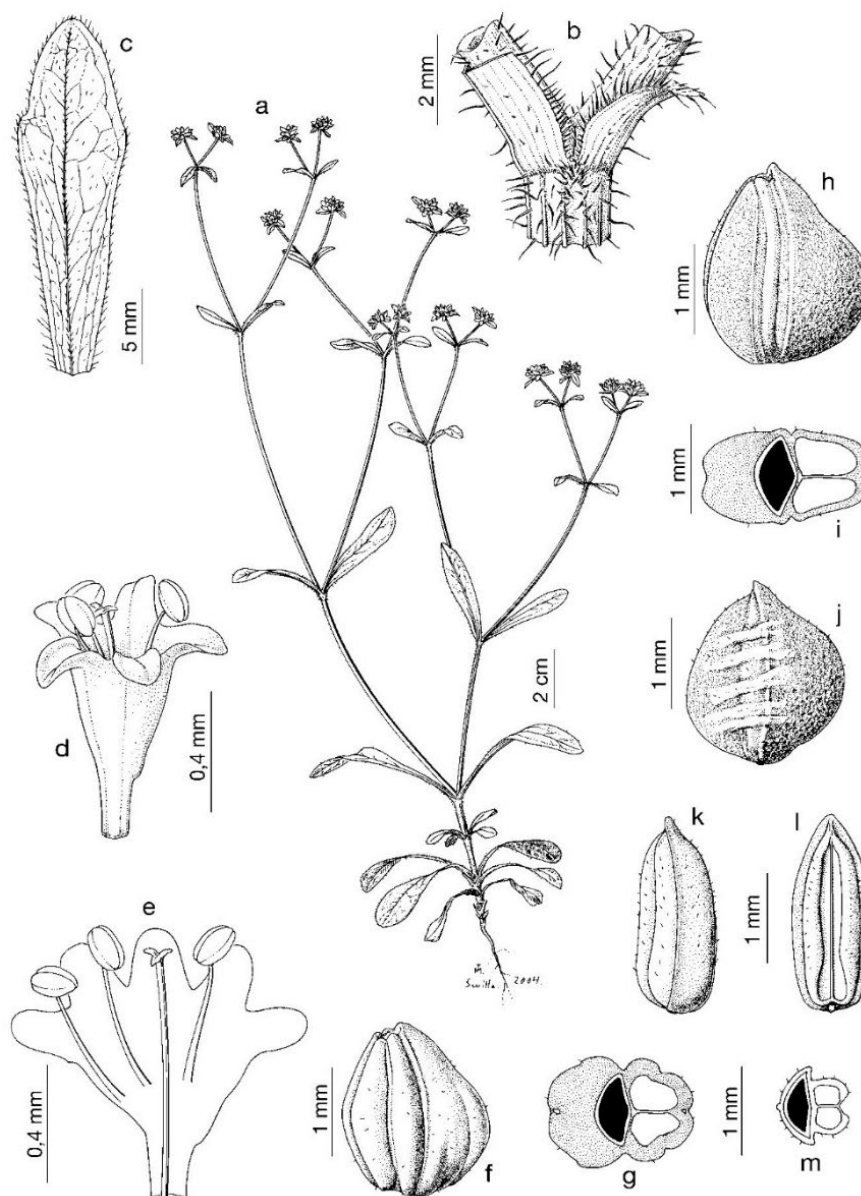


Ilustración 2. Detalle de los diferentes órganos de la especie *Valerianella locusta* L. (Devesa Alcaraz and López Martínez, 2007).

hojas forman una roseta en la fase vegetativa de la planta. En la fase de floración y fructificación, forman un tallo que puede llegar a alcanzar los 40 cm, ramificado en la parte superior, con 1-4 dicotomias, rara vez simples, glabros, retroso-escabriúsculos, retroso-papilosos o hirsutos al menos en la parte inferior. Inflorescencia con ramas de último orden culminadas por cimas glomeruliformes. Bracteadas y bractéolas oblongas o estrechamente elípticas, con márgenes lisos, antrorso-escabridos o antrorso-ciliados. Caliz reducido a 1-3 dientes inconspicuos, no persistentes en el fruto. Corola con tubo blanquecino y lóbulos azulados, glabra o con algún pelito en su exterior. (Devesa Alcaraz and López Martínez, 2007).

Composición

El canónigo es una hortaliza de hoja que se consume cada vez más en ensaladas, especialmente como producto “listo para comer”. Además, posee un agradable sabor, textura y alto valor nutricional (Hernández et al., 2021). El canónigo es rico en β -carotenos, contiene altos contenidos de Vitamina C y clorofilas. Destaca la concentración de minerales como el hierro y el yodo. Una ración de 150 gramos aporta la cuarta parte de la ingesta diaria recomendada de estos minerales. Los valores nutricionales por cada 100 g de este alimento se pueden observar en la Tabla 4 (AESAN/BEDCA, 2007).

El canónigo también ha generado un gran interés entre productores y consumidores. Es una hortaliza de hoja comestible, consumida en gran medida en ensaladas por su buen sabor y características dietéticas. Su ciclo de crecimiento se completa en aproximadamente un mes, lo que hace que sea interesante para el cultivo vertical. Además, algunos autores han demostrado que el canónigo tiene la mayor cantidad de compuestos antioxidantes entre las verduras de hoja, lo que resulta en un producto adecuado para el procesamiento de cortes frescos (Giovenzana et al., 2021). El canónigo y la rúcula son adecuadas para la producción en interior con sistemas de iluminación artificial debido a que su ciclo de crecimiento corto, baja altura y pequeño tamaño permite aumentar la densidad de siembra y, por lo tanto, el rendimiento de la producción. Sin embargo, existe poca información sobre el efecto de las intensidades de luz en el crecimiento, el rendimiento y el estado nutricional de estos dos vegetales de hoja.

Tabla 4. Composición nutricional de canónigo por cada 100 g de porción comestible

Componente	Por cada 100 g
Calorías (kcal)	14
Lípidos totales (g)	0,4
Proteína (g)	1,8
Agua (g)	95,6
Fibra (g)	1,5
Hidratos de carbono (g)	0,7
Colesterol (mg)	0
Vitamina A: Eq. Retinol (µg)	442
Vitamina E (mg)	1
Equivalentes niacina (mg)	0.38
Riboflavina (mg)	0.08
Tiamina (mg)	0.065
Vitamina B6 (mg)	0.25
Vitamina C (mg)	35
Calcio (mg)	35
Hierro (mg)	2
Potasio (mg)	421
Magnesio (mg)	13
Sodio (mg)	4
Fósforo (mg)	49
Yodo (µg)	33,5
Zinc (mg)	0,54

Importancia económica

Al igual que ocurría con la rúcula, el cultivo del canónigo no representa una gran importancia económica a nivel mundial, por tanto, no suelen estar presentes en las estadísticas de cultivo de los diferentes países. A nivel nacional el cultivo del canónigo tampoco supone una gran incidencia en la economía agraria. A pesar de ello, el anuario de estadística agroalimentaria del ministerio de España publica datos sobre la producción y la superficie destinada a este cultivo a nivel nacional. Estos están recogidos y representados en la Figura 5 desde el año 2010 hasta el año 2018 (MAPA, 2018). En el año 2011 aumentó considerablemente la superficie y producción de canónigo. Pasando de las 12 hectáreas de cultivo en 2010 a las 175 en 2011. Superficie que más o menos se ha mantenido hasta el 2018, año en el que se ha producido un ligero aumento. En cuanto a la producción, fue aumentando poco a poco hasta llegar a las 1658 toneladas en 2015 y después fue disminuyendo hasta alcanzar valores de producción similares a 2011 en

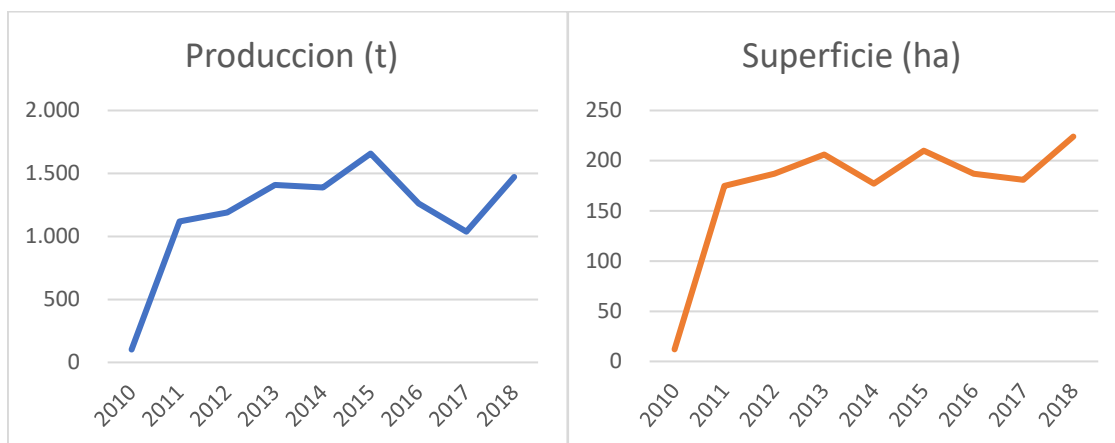


Figura 5. Producción anual de canónigo en toneladas (izquierda) y superficie anual en hectáreas destinada a su cultivo (derecha).

2017. En 2018 volvió a cambiar la tendencia y de nuevo aumentó la producción hasta las 1472 toneladas.

1.5.3. Espinaca

Referencia histórica, origen y difusión

La espinaca es una planta herbácea anual o bianual. Se considera que su origen se debe a la domesticación de la especie silvestre *Spinacea turkestanica*, endémica de las regiones colindantes al mar caspio (Ribera et al., 2020). Los primeros cultivos agrícolas debieron tener lugar en la región geográfica comprendida entre el este de Irán, suroeste de Afganistán y noroeste de Pakistán hace alrededor de 2000 años. Los primeros escritos que la nombran datan del siglo IV D.C. en Mesopotamia. Aún existen dudas sobre la introducción del cultivo en Asia, aunque la hipótesis más aceptada es que fue introducida a través de Nepal en el siglo VII. La dispersión geográfica de la especie en Europa estuvo ligada a la expansión de los territorios musulmanes. Fue introducida en la península ibérica por los árabes en siglo XI y posteriormente se fue diseminando por el resto de Europa (Maroto, 2002).

Situación taxonómica y características botánicas

La espinaca pertenece a la familia de las Amaranthaceae. Linneo la denominó *Spinacea Oleracea* L., incluyéndola dentro del género *Spinacea* (Linneo, 1753; Linneo, 1754). El encuadramiento taxonomico queda de la siguiente forma:

- Clase: Magnoliopsida
- Subclase: Caryophyllidae
- Orden: Caryophyllales
- Familia: Amaranthaceae
- Subfamilia: Chenopodioideae
- Género: Spinacia

La espinaca es una planta de unos 30-80 cm. Su raíz es fusiforme, el tallo puede ser simple o ramificado (Ilustración 3). Las hojas tienen un pecíolo de longitud variable, pero siempre destacado; su lámina es deltoide o sagitada, de color verde oscuro; las hojas inferiores son sagitadas y con dientes laterales marcados; las hojas medias oval-



Ilustración 3. Detalle de los diferentes órganos de la especie *Spinacea Oleracea* L. (Devesa Alcaraz and López Martínez, 2007)

lanceoladas, agudas y con los dientes laterales poco marcados; las superiores lanceoladas, cuneadas en la base. La espinaca es una especie dioica. Sus flores masculinas forman inflorescencias espiciformes densas, con 4 o 5 pétalos, con estambres que sobrepasan la corona. Las flores femeninas forman glomérulos axilares, soldados casi hasta el ápice. No tienen perianto, pero sí de 2 a 4 bractéolas acrescentes. El Ovario es supero. El fruto esférico-ovoideo. (Gutierrez Bustillo, 1991).

Composición

Tradicionalmente ha sido consumida en fresco, hervida o frita principalmente. Hoy en día es una de las hortalizas más utilizadas industrialmente, en apertización, congelación y deshidratación.

Las espinacas tienen un alto valor nutritivo. Es fuente de folatos, que contribuyen a la formación normal de las células sanguíneas. La espinaca es una excelente fuente de vitaminas y minerales, como hierro, sodio, potasio y calcio (Tai et al., 2020). Contienen un alto contenido en b-carotenos, luteína y zeaxantina, que ayuda a reducir la degradación de la visión humana producida por la edad.

En los últimos años, numerosos estudios han demostrado la biodisponibilidad de los carotenoides presentes en las espinacas y la capacidad antioxidante y sus derivados (Castenmiller, 2000). Además, a medida que los consumidores cada vez más conscientes de la salud, la espinaca atrae una mayor atención como un vegetal saludable, por lo que la producción ha aumentado un 35% en los últimos diez años (FAOSTAT, 2020).

Las verduras generalmente se consideran importantes contribuyentes a una dieta saludable, y una mayor ingesta de verduras está relacionada con un menor riesgo de cáncer, enfermedades cardiovasculares y otras enfermedades (Saini et al., 2015). Los valores nutricionales por cada 100 g de este alimento se pueden observar en la Tabla 5 (AESAN/BEDCA, 2007).

Tabla 5. Composición nutricional de espinaca por cada 100 gramos de porción comestible

Componente	Por cada 100 g
Calorías (kcal)	22
Lípidos totales (g)	0,8
Proteína (g)	2,7125
Agua (g)	90,7
Fibra (g)	2,9
Hidratos de carbono (g)	1
Ácidos grasos, monoinsaturados totales (g)	0,08
Ácidos grasos, poliinsaturados totales (g)	0,32
Ácidos grasos saturados totales (g)	0,24
Colesterol (mg)	0
Vitamina A: Eq. Retinol (µg)	542
Vitamina E (mg)	1,71
Folatos (µg)	143,015
Equivalentes niacina (mg)	0,765
Riboflavina (mg)	0,175
Tiamina (mg)	0,075
Vitamina B6 (mg)	0,205
Vitamina C (mg)	26,28
Calcio (mg)	147,33
Hierro (mg)	2,27
Potasio (mg)	380
Magnesio (mg)	53,585
Sodio (mg)	56
Fósforo (mg)	43
Yodo (µg)	1
Selenio (µg)	0,3
Zinc (mg)	0,54

Importancia económica

La superficie mundial destinada al cultivo de espinaca en 2018 fue de casi un millón de hectáreas (Tabla 6) y se produjeron 26,2 millones de toneladas de espinaca en todo el mundo (FAO, 2018). Estos datos muestran la importancia de este cultivo a nivel de producción y consumo. Como podemos observar en la Tabla 6 la producción mundial se concentra principalmente en China con una superficie de cultivo de 0,7 millones de hectáreas y una producción de 23,8 millones de toneladas. A nivel mundial, España se situó en el decimotercer país productor con una producción de 81500 toneladas y una superficie de 4500 hectáreas.

Tabla 6. Superficie y producción de espinaca de los principales países del mundo (FAO, 2018).

País	Superficie (1000 ha)	Producción (1000 t)
China	739,7	23805,5
EE. UU.	24,9	384,7
Japón	20,3	226,4
Turquía	17,7	225,2
Kenia	9,2	169,4
Indonesia	39,6	162,3
Francia	6,2	127,8
Irán	6,3	117,0
Pakistán	8,8	108,7
Italia	6,6	102,5
Grecia	7,6	87,1
Bélgica	4,6	82,4
España	4,5	81,5
República de Corea	4,8	68,1
Países Bajos	3,1	66,6
Alemania	3,5	66,2
Malasia	4,5	58,1
Bangladesh	9,3	55,6
México	2,4	44,8
Egipto	1,7	27,6
Total	939,7	26.255,9

En los últimos 10 años se ha producido un aumento en la producción mundial de espinacas de unos 6 millones de toneladas. Los cinco primeros años la superficie de producción aumentó unas 100000 hectáreas, que posteriormente se fueron manteniendo e incluso reduciendo levemente a pesar de que la producción siguió aumentando. Esto demuestra el interés en el cultivo y en la mejora de las técnicas de producción por parte de la industria. El incremento en la investigación de centros públicos y privados, la mejora genética y la selección de variedades optimizadas para cada época y zona de producción, ha conseguido aumentar el rendimiento del cultivo, proporcionando una espinaca más nutritiva y de mayor calidad. Además, las mejoras en las técnicas de conservación y postcosecha han permitido conservar la espinaca cosechada durante más tiempo, facilitando por tanto su transporte a mayor distancia de la zona de producción.

A nivel nacional, también se ha producido un gran incremento de la producción en los últimos 10 años (MAPA, 2018). En 2018 se produjeron aproximadamente el doble de

toneladas que en 2008. La superficie de cultivo también se ha doblado en estos años. Los datos consultados del anuario de estadística agroalimentaria del ministerio (Tabla 7) revelan que, dentro de España, la Región de Murcia es la principal comunidad autónoma productora de espinacas, con un volumen de unas 20498 toneladas en 2018, en una superficie destinada de 936 hectáreas.

Tabla 7. Superficie y producción de espinaca en las Comunidades Autónomas españolas (MAPA, 2018).

Comunidades Autónomas	Superficie (Ha)	Producción (t)
R. DE MURCIA	936	20.498
NAVARRA	839	13.561
CASTILLA Y LEÓN	615	10.736
C. VALENCIANA	513	10.491
ANDALUCÍA	685	8.812
CASTILLA-LA MANCHA	280	6.841
ARAGÓN	163	3.926
EXTREMADURA	205	3.075
CATALUÑA	171	1.808
CANARIAS	58	1.131
BALEARES	16	270
LARIOJA	6	144
PAÍSVASCO	8	119
GALICIA	3	68
MADRID	2	38
P. DE ASTURIAS	1	12
ESPAÑA	4.501	81.530

2. Objetivos y plan de trabajo

2.1. OBJETIVOS

El objetivo general de esta tesis es en primer lugar profundizar en la respuesta de tres especies vegetales (canónigo, rúcula y espinaca) frente a diferentes condiciones de luz artificial y, en segundo lugar, estudiar la respuesta de estas tres especies a la aplicación de bioestimulantes comerciales bajo condiciones de cultivo en interior con luz artificial.

Como objetivos específicos podemos establecer los siguientes:

OBJETIVO 1. Estudiar la respuesta agronómica y fisiológica de rúcula y canónigo a diferentes intensidades luminosas impuestas durante su ciclo de cultivo.

El cultivo bajo condiciones controladas de luz es una técnica cada vez más relevante en la agricultura moderna. Varios estudios han demostrado que la intensidad luminosa es uno de los factores clave que influyen en el crecimiento, desarrollo y calidad de las plantas. Diferentes cultivos tienen diferentes requerimientos lumínicos, y optimizar la intensidad de la luz puede aumentar la tasa de fotosíntesis, la biomasa y la calidad nutricional de las plantas. Establecer las condiciones óptimas de intensidad luminosa para rúcula y canónigo permitirá un mejor control del crecimiento y la producción, con potenciales beneficios económicos y de sostenibilidad.

OBJETIVO 2. Establecer las respuestas agronómicas y fisiológicas de plantas de rúcula y canónigo cultivadas bajo diferentes espectros comerciales de luz.

El espectro de luz es otra variable crítica en el cultivo bajo condiciones controladas. La luz no solo proporciona la energía necesaria para la fotosíntesis, sino que también regula diversos procesos fisiológicos en las plantas, como la elongación del tallo, la floración y la producción de metabolitos secundarios. Investigar cómo diferentes espectros de luz afectan a la rúcula y al canónigo puede ayudar a mejorar su crecimiento, calidad nutricional y valor comercial. Esto es especialmente importante en sistemas de cultivo en interiores, donde se puede personalizar el espectro de luz para maximizar la eficiencia fotosintética y el rendimiento.

OBJETIVO 3. Establecer las respuestas agronómicas y fisiológicas de plantas de espinaca cultivadas bajo diferentes intensidades y espectros comerciales de luz.

La espinaca es un cultivo con un alto valor nutricional. Esta especie es un cultivo muy apreciado que puede beneficiarse de la manipulación del espectro de luz. Aunque se ha investigado ampliamente la respuesta de algunas plantas a la luz, cada especie puede tener una respuesta única debido a sus características fisiológicas. Explorar cómo la espinaca responde a diferentes espectros de luz y niveles de intensidad puede proporcionar información esencial para optimizar su cultivo en sistemas controlados. Los resultados podrían ayudar a aumentar la eficiencia de producción de la espinaca, garantizando su calidad nutricional y comercial.

OBJETIVO 4. Estudiar el papel de bioestimulantes con residuo cero en la mejora de calidad de canónigo, rúcula y espinaca cultivados en sistemas hidropónicos con luz artificial.

La investigación sobre bioestimulantes y su impacto en la agricultura está ganando relevancia debido al aumento en la demanda de métodos de cultivo más sostenibles y respetuosos con el medio ambiente. Los bioestimulantes pueden influir en la fisiología y el metabolismo de las plantas, mejorando su resistencia a estrés abiótico, su capacidad de absorción de nutrientes y la calidad de los productos cosechados. Estudiar cómo los bioestimulantes afectan a las plantas de canónigo, rúcula y espinaca cultivadas en hidropónico bajo luz artificial puede proporcionar información valiosa sobre cómo optimizar el uso de estos productos para mejorar la calidad y el valor nutricional de los cultivos.

2.2. PLAN DE TRABAJO

Para la consecución de los objetivos propuestos se han realizado una serie de ensayos o experimentos siguiendo el siguiente plan de trabajo:

Capítulo 1. Estudio de la respuesta agronómica y fisiológica de rúcula y canónigo a diferentes intensidades luminosas.

Para llevar a cabo este objetivo, se han establecido condiciones experimentales en las que han variado la intensidad luminosa en un entorno controlado, como una cámara de crecimiento. Se han medido parámetros agronómicos, como la tasa de crecimiento, el rendimiento de hojas y la calidad nutricional de las plantas. Además, se han llevado a cabo análisis fisiológicos para comprender cómo la luz afecta a procesos como la fotosíntesis y la absorción de nutrientes. Este estudio proporciona información valiosa sobre las condiciones óptimas de luz para el cultivo de rúcula y canónigo, lo que puede contribuir a mejorar la eficiencia y la calidad de la producción en la industria de las hojas verdes.

Capítulo 2. Establecimiento de respuestas agronómicas y fisiológicas de plantas de rúcula y canónigo a diferentes espectros comerciales de luz.

Este objetivo implica la exposición de las plantas de rúcula y canónigo a diferentes espectros de luz utilizando tecnología de iluminación específica para horticultura. Se han medido y registrado las respuestas agronómicas, como la altura de las plantas, el tamaño de las hojas y el rendimiento. Además, se han realizado análisis fisiológicos para entender cómo los diferentes espectros de luz afectan los procesos metabólicos y de crecimiento de las plantas. Estos experimentos proporcionan información clave sobre qué espectros de luz son más beneficiosos para el crecimiento y desarrollo óptimos de la rúcula y el canónigo. Esta información puede tener aplicaciones prácticas en la optimización de sistemas de cultivo con luz artificial para mejorar la calidad y el rendimiento de estos cultivos de hojas verdes.

Capítulo 3. Establecimiento de las respuestas agronómicas y fisiológicas de plantas espinaca cultivadas bajo diferentes intensidades y espectros comerciales de luz.

Se han realizado experimentos en cámara de cultivo bajo condiciones controladas. Los tratamientos consistieron en varias intensidades de luz artificial LED, y diferentes espectros usando tubos de luces diseñados para horticultura. Se han analizado diferentes parámetros agronómicos, biométricos, y fisiológicos. La espinaca es una hortaliza ampliamente consumida, rica en nutrientes y vitaminas, por lo que comprender cómo la luz afecta su crecimiento y calidad es crucial para la producción de alimentos de alta calidad

Capítulo 4. Estudiar el papel de bioestimulantes con residuo cero en la mejora de calidad de canónigo, rúcula y espinaca cultivados en sistemas hidropónicos con luz artificial.

Se han cultivado plantas en cámara de cultivo bajo condiciones ambientales controladas. Se han establecido unas condiciones fijas de fotoperiodo, iluminación y espectro luminoso. Se han ensayado bioestimulantes comerciales con residuo cero con el fin de mejorar la calidad de los tres productos y estudiar el papel de estos en diferentes equilibrios nutricionales. Estos resultados han proporcionado información valiosa para los productores agrícolas interesados en optimizar la producción de canónigo, rúcula y espinaca en sistemas hidropónicos, lo que puede contribuir a una agricultura más sostenible y a la obtención de alimentos de alta calidad.

3. Material y métodos

Todos los ensayos se han llevado a cabo en la finca experimental “Tres Caminos” del Centro de Edafología y Biología Aplicada del Segura, perteneciente al Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CEBAS-CSIC), ubicada en la Matanza de Santomera, Murcia. Para la ejecución de los ensayos correspondientes a los objetivos 1, 2 y 3 se empleó un contenedor marítimo habilitado para el cultivo en interior, equipado con sistemas de iluminación led, cabezal de riego, diferentes sistemas climáticos y sensores de control del clima y riego. La realización del ensayo correspondiente al objetivo 4 se ha realizado en cámaras de cultivo acondicionadas con sistemas de control climático, sensores de monitorización y software de gestión, control y recopilación de datos climáticos. Todo este equipamiento fue controlado mediante software diseñado por el Grupo de Nutrición Vegetal.

3.1. Material vegetal utilizado

Para la ejecución de esta tesis se emplearon tres especies vegetales:

- Rúcula (*Eruca vesicaria* (L.) Cav.) variedad Prudenzia
- Canónigo (*Valerianella locusta* L.) variedad Etap
- Espinaca (*Spinacea Oleracea* L.), variedad Acadia

Las tres variedades pertenecen al catálogo de la casa de semillas Enza Zaden (Ilustración 4).

3.2. Descripción de los sistemas de cultivo

3.2.1. Contenedor

El contenedor utilizado en las actividades comprendidas en el objetivo 1, 2 y 3 está forrado interiormente con panel sándwich, con unas medidas interiores de 12 x 2,3 x 2,4 metros (Largo x ancho x alto). El contenedor está equipado con aire acondicionado que incluía bomba de calor, humidificador y deshumidificador. Un conducto canalizado a lo largo del contenedor mantuvo condiciones de cultivo homogéneas en toda la sala. Además, se instalaron varios sensores de humedad, temperatura y CO₂ repartidos a lo largo del área de cultivo. Todo el sistema climático está controlado por un software automático que utiliza las lecturas de los diferentes sensores para accionar los



Ilustración 4. De arriba abajo, imágenes de rúcula, canónigo y espinaca extraídas del catálogo de Enza Zaden

elementos necesarios en cada momento y a si mantener los parámetros climáticos preconfigurados. Las imágenes del exterior e interior del contenedor se presentan en la Ilustración 5.

Ambos lados del contenedor alojaban estanterías construidas con perfiles pultrusionados, en las cuales se ubicaron las bandejas de cultivo. Este método de cultivo se conoce como cultivo hidropónico en sistema flotante, donde las bandejas siempre mantienen un nivel de solución nutritiva constante sobre el que flotan las bandejas de cultivo. Debajo de estas estanterías se encontraban las cubas de riego que contenían la



Ilustración 5: Se muestra el exterior e interior del contenedor utilizado para el estudio.

solución nutritiva. Esta solución se bombeaba a las bandejas de cultivo con una frecuencia establecida. La solución entraba en la bandeja de cultivo por un extremo, se mezclaba con la que ya contenía la bandeja y por el otro extremo rebosaba y regresaba a la cuba de riego, donde se oxigena. Esta recirculación periódica de la solución de riego mantenía sus propiedades homogéneas en todos los puntos, incluyendo la conductividad eléctrica, el pH y el potencial Redox. Las estanterías se dividieron en 8 sectores de riego independientes, y las bandejas de cultivo se iluminaron con tubos LED de diferentes intensidades y espectros lumínicos de la marca VALOYA (Tabla 8).

Tabla 8. Composición espectral de cada una de las luces de Valoya. expresada en porcentaje por rango de longitud de onda.

		AP67	AP673L	G2	NS12
Ultravioleta	<400 nm	0%	0%	0%	1%
Azul	400-500 nm	12%	10%	7%	20%
Verde	500-600 nm	16%	19%	2%	36%
Rojo	600-700 nm	56%	63%	70%	38%
Rojo lejano	700-800 nm	16%	8%	21%	5%
PAR	400-700 nm	83%	92%	75%	94%
CCT	Kelvin	2500	2000	NA	5000
CRI		70	60	NA	91
Ratio R:A		4.7	6.3	10	1.9
Ratio R:RL		3.5	7.9	3.3	7.6

El contenedor también contaba con un sistema de preparación automática de soluciones nutritivas. Este sistema incluía cubas de abonos binarios concentrados y una cuba de mezclas. El software suministraba agua a la cuba de mezclas, añadía la cantidad adecuada de cada abono para preparar la mezcla deseada, ajustaba el pH y la transfería a la cuba de riego seleccionada. La Ilustración 6 muestra imágenes de las instalaciones necesarias, como el cuadro eléctrico que controlaba estos procesos, los contadores y las electroválvulas, entre otros elementos.

3.2.2. Cámara de cultivo

Las cámaras de cultivo donde se ha realizado la actividad comprendida en el objetivo 4 están forradas interiormente con panel sándwich, con unas medidas interiores de 4,1 x 1,7 x 2,5 metros (Largo x ancho x alto) cada una. Al igual que el contenedor descrito anteriormente, las cámaras están equipadas con aire acondicionado con bomba de calor, humidificador y deshumidificador, y varios sensores de humedad, temperatura y CO₂ repartidos a lo largo del área de cultivo. Todo el sistema climático está controlado por el mismo software automático que el contenedor. Además, la cámara cuenta con un sistema neumático entubado para proporcionar aireación continua a las soluciones nutritivas.

Dentro de cada cámara está instalada una estantería metálica con dos alturas (Ilustración 7). Cada una de estas alturas tiene dos bandejas de panel sándwich de 1,6 x 0,8 metros, distribuidas a lo largo, sobre las que se colocan los cubos de cultivo. Cada bandeja de cultivo es iluminada con 6 lámparas de la marca Philips.



Ilustración 6: Imágenes que muestran el cuadro eléctrico, los depósitos con las soluciones madres para realizar solución nutritiva, los contadores y las válvulas de riego.



Ilustración 7: *Detalle del interior de la cámara de cultivo con los cubos de cultivo en la estantería.*

Los cubos de cultivo se rellenaron con solución nutritiva preparada en el cabezal de riego automatizado instalado en la finca. Las bandejas de cultivo se colocaron flotando sobre la solución nutritiva. En cada cubo de cultivo se introdujo un macarrón del sistema de aireación para mantener oxigenada la solución.

3.3. Preparación del cultivo

3.3.1. Germinación

La germinación se realizó en las mismas cámaras de cultivo descritas en el punto anterior. Se utilizaron bandejas de poliestireno expandido con una densidad de 1108 plantas por metro cuadrado. En estas bandejas se colocaron los tacos de lana de roca donde se sembraron las semillas. Las bandejas se recortaron de manera que encajaran en las bandejas de cultivo, formando un conjunto de tres bandejas con un total de 646 plantas (Figura 6).

Posteriormente, las bandejas se sumergieron por completo en disolución nutritiva 100% Hoagland para humedecer el sustrato y se mantuvieron en la cámara en condiciones de oscuridad y humedad 100% a una temperatura constante. La

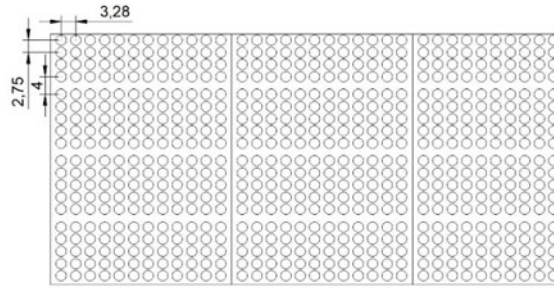


Figura 6: Representación de las bandejas de poliestireno expandido utilizadas para la germinación y el posterior cultivo en el sistema flotante.

temperatura de germinación óptima para cada especie se determinó previamente en los ensayos preliminares:

Rúcula: 20 °C
 Canónigo: 15 °C
 Espinaca: 10 °C

3.3.2. Trasplante

Después de tres días, una vez que las plantas habían germinado, se trasladaron al sistema flotante del contenedor, como se muestra en la Ilustración 8. Las condiciones climáticas durante el cultivo se mantuvieron a un 60% de humedad relativa y 20°C. El intervalo de recirculación de las bombas de riego fue de 5 minutos en recirculación y 5 minutos en pausa. Además, se fijaron 12 horas de luz diarias (fotoperiodo).



Ilustración 8: Bandejas de poliestireno colocadas en el sistema flotante unos días después de la germinación

3.3.3. Solución nutritiva

Para garantizar un suministro adecuado de nutrientes se utilizó solución nutritiva 100% Hoagland sin amonio (Tabla 9). La conductividad eléctrica de esta disolución es de alrededor de 2 dS/m. El pH se mantuvo en torno a 5,5 durante todo el cultivo.

Esta disolución se analizó periódicamente para reajustar la concentración de algunos macro y micronutrientes que pudieran variar con el tiempo y desviarse de los valores establecidos para la concentración de dichos nutrientes. Se realizaba análisis semanalmente de cationes y aniones en el servicio de Ionómica del CEBAS-CSIC. La solución nutritiva del tanque se ajustaba diluyéndola con agua desionizada si algún elemento estaba concentrado o añadiendo cualquier nutriente que estuviera deficiente. El control de pH y CE se realizaba diariamente.

Además, para evitar la posible variación de cualquier factor que pueda afectar a los resultados finales de las determinaciones, se han realizado mediciones periódicas (2 veces por semana) del potencial Redox y la concentración de oxígeno de la disolución correspondiente a cada una de las dos cubas o tanques utilizados para el experimento.

3.3.4. Recolección

El criterio de recolección seguido consistió en realizar la cosecha del material vegetal una vez se hubiese alcanzado el tamaño de hoja comercial. Se realizó un corte con tijeras a ras de la bandeja de cultivo, justo por encima del taco de lana de roca

Tabla 9. Composición de la solución nutritiva “Hoagland 100%” utilizada en el ensayo

Elementos	Cantidad
N (mmol/L)	14,00
P (mmol/L)	1,00
S (mmol/L)	1,00
K (mmol/L)	7,00
Ca (mmol/L)	4,00
Mg (mmol/L)	1,00
B (μmol/L)	25,00
Cu (μmol/L)	0,50
Fe (μmol/L)	20,00
Mn (μmol/L)	2,00
Mo (μmol/L)	0,50
Zn (μmol/L)	2,00

utilizado en el cultivo. Se desecharon los bordes de las bandejas y se seleccionaron las plantas centrales para las determinaciones. Una vez cosechadas y pesadas, se dividieron en diferentes porciones para congelar, secar en estufa y para realizar el resto de las determinaciones.

3.4. Ensayos

3.4.1. Cultivo de canónigo y rúcula bajo tres intensidades lumínicas.

A diferencia de la espinaca, en canónigo y rúcula se llevaron a cabo ensayos separados de intensidades y espectros lumínicos. El diseño de este ensayo consistió en la aplicación de 3 intensidades lumínicas diferentes. Se utilizaron dos bandejas para su cultivo, una en cada altura. Los sectores de riego utilizados para estos ensayos fueron el sector 1, 3 y 4 para las 3 intensidades (*Figura 7*). El sector 1 estaba compuesto por 6 tubos de luces, el sector 3 por 4 tubos y el sector 4 por dos tubos, lo que proporcionaba intensidades (PAR) de luz de 430, 290 y 150, respectivamente. El espectro que se ha utilizado para los tratamientos de intensidades correspondió al modelo AP673L de la empresa Valoya (Tabla 8).

3.4.2. Cultivo de canónigo y rúcula bajo cuatro espectros lumínicos.

Para este ensayo se usaron 4 luces, con diferente espectro e intensidad similar. Se aplicaron los 4 tratamientos en dos bandejas de cultivo ubicadas a diferente altura. Los sectores de riego empleados para este ensayo fueron los sectores 5 y 6 (*Figura 8*). Los diferentes espectros utilizados en los tratamientos correspondieron a las luces G2, AP67, NS12 y AP673L, cuyas características se encuentran en la Tabla 8, obtenida del catálogo de la empresa Valoya. La intensidad lumínica medida en cada uno de los cuatro espectros y expresada como cantidad de radiación dio unos valores de intensidad (PAR) de 128, 137, 148 y 153, para luces G2, AP67, NS12 y AP673L, respectivamente.

3.4.3. Cultivo de espinaca bajo tres intensidades y cuatro espectros lumínicos.

El diseño de este ensayo consistió en la aplicación de 7 tratamientos en el cultivo de espinaca, 3 con diferente intensidad lumínica y 4 con luces LED de diferentes espectros e intensidad luminosa similar. Para cada tratamiento, se cultivaron dos bandejas de cultivo, cada una de ellas a una altura diferente. Los sectores de riego

utilizados para estos ensayos fueron el sector 1, 3 y 4 para las 3 intensidades (*Figura 7*), y los sectores 5 y 6 para los 4 espectros (*Figura 8*).

El espectro utilizado para los tratamientos de intensidades correspondió al modelo AP637L de Valoya, cuyas características podemos observar en la Tabla 8. El sector 1 estaba compuesto por 6 tubos de luces, el sector 3 por 4 tubos y el sector 4 por dos tubos, proporcionando intensidades (PAR) de luz de 430, 290 y 150, respectivamente.

Los diferentes espectros utilizados en los tratamientos con espectros correspondieron a las luces G2, AP67, NS1-NS12 y AP673L, cuyas características se encuentran en la Tabla 8, obtenidas del catálogo de Valoya. La intensidad lumínica medida en cada uno de los cuatro espectros se expresó como cantidad de radiación, dando valores de PAR de 128, 137, 148 y 153 para las luces G2, AP67, NS12 y AP673L, respectivamente (*Figura 8*). Este ensayo se ha enfocado en las relaciones de luz roja y azul presentes en cada tratamiento. En la Tabla 10 se puede observar la nomenclatura utilizada para cada una de las lámparas de la empresa Valoya utilizadas.

3.4.4. Ensayos en cámara. Respuesta de canónigo, espinaca y rúcula a la aplicación de dos bioestimulantes.

Esta actividad se realizó en las cámaras de cultivo descritas en el punto 3.2.2, siguiendo los mismos protocolos de germinación que en las actividades anteriores.

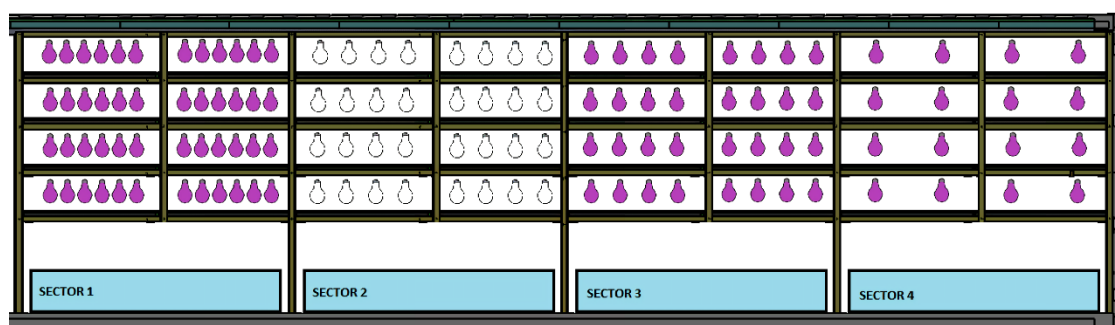


Figura 7: Esquema representativo de los sectores de riego y las diferentes intensidades lumínicas presentes en el lado izquierdo del contenedor. El número de bombillas representa el número real de tubos que iluminan esa bandeja.

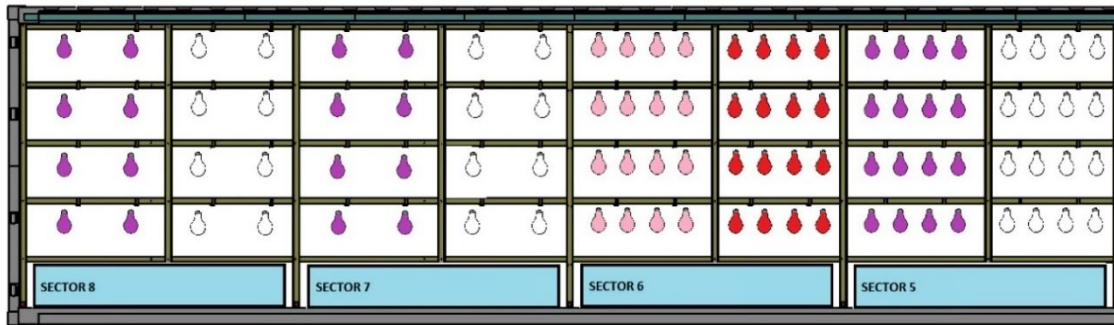


Figura 8: Esquema representativo de los sectores de riego y las diferentes luces presentes en el lado derecho del contenedor. Los diferentes colores de luces representan diferentes espectros lumínicos. El número de bombillas representa el número real de tubos que ilumina esa bandeja. De derecha a izquierda en el sector 5 y 6, NS12, AP673L, G2 y AP67.

Tabla 10: Resumen de tratamientos de calidad e intensidad de luz aplicados en espinacas.

Ensayo	Tratamiento	Intensidad PPFD ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	Luz LED de cultivo	UV <400	Azul 400-500	Verde 500-600	Rojo 600-700	Rojo lejano 700-800
Intensidad Luminosa	IB	150	AP673L (%)	0	10	19	63	8
	IM	290	AP673L (%)	0	10	19	63	8
	IA	430	AP673L (%)	0	10	19	63	8
Calidad de luz	2R/A	150	NS12 (%)	1	20	36	38	5
	5R/A	150	AP67 (%)	0	12	16	56	16
	6R/A	150	AP673L (%)	0	10	19	63	8
	10R/A	150	G2 (%)	0	7	2	70	21

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul.

Trasplante

Para el ensayo, se emplearon bandejas de poliestireno expandido con alveolos donde se colocaron los tacos con lana de roca que sirvieron de soporte para las plantas. Estas bandejas se recortaron a la medida de los cubos utilizados para el cultivo, de manera que las bandejas quedaron flotando en el cubo al tiempo que limitaban la penetración de luz en la solución nutritiva. Los cubos utilizados para el cultivo eran recipientes de plástico opacos de 20 litros de volumen. Se utilizaron 9 cubos para cada cultivo, 3 cubos para cada tratamiento.

A los 15 días de la germinación, las plantas se trasplantaron a estos cubos, que eran el lugar definitivo del ensayo. Diariamente se controló la conductividad y el pH de

la solución nutritiva y semanalmente se realizó un cambio completo de la solución. Al realizar el cambio de solución se tomaron muestras para su análisis y comprobación.

Soluciones nutritivas

Además de la solución nutritiva Hoagland (Tabla 9) se utilizó otra solución que consistía en una décima parte de la solución Hoagland en cuanto a los macronutrientes, aplicando los micronutrientes por completo (Tabla 11).

Bioestimulantes utilizados

Para este ensayo se emplearon dos bioestimulantes comerciales producidos por Fyneco S.L., empresa especializada en fertilizantes, nutrientes, biofertilizantes y fitofortificantes (Tabla 12). Los productos utilizados fueron:

Ceres: formulado líquido que contiene aminoácidos libres, bioestimulantes naturales y micronutrientes esenciales para un desarrollo equilibrado de la planta. Es un bioestimulante total promotor del desarrollo vegetal. Intensifica el crecimiento de cada una de las partes de la planta y la división celular, desde la raíz a la ramificación lateral. Tiene efecto positivo sobre la fructificación y la productividad, obteniendo frutos más grandes y de mayor calidad.

Mimetic: elicitor natural. Es un generador de los mecanismos de defensa naturales de los cultivos. Contiene polisacáridos (poli-N-Acetil-Glucosamina), antioxidantes naturales como hidroxitirosol y otros metabolitos secundarios que hacen de este

Tabla 11: Composición de la solución nutritiva “Hoagland 10%” utilizada en el ensayo.

Elementos	Cantidad
N (mmol/L)	1,4
P (mmol/L)	0,1
S (mmol/L)	0,1
K (mmol/L)	0,7
Ca (mmol/L)	0,4
Mg (mmol/L)	0,1
B (μmol/L)	25,00
Cu (μmol/L)	0,50
Fe (μmol/L)	20,00
Mn (μmol/L)	2,00
Mo (μmol/L)	0,50
Zn (μmol/L)	2,00

Tabla 12: Concentración mineral (mmol/L) de los bioestimulantes Ceres y Mimetic utilizados en el ensayo.

Elemento	Ceres (mmol/L)	Mimetic (μmol/L)
B	0,71	0,00
Ca	21,5	76,7
Cu	6,70	27,1
Fe	385	77,3
K	1664	505
Mg	13,5	47,3
Mn	132,4	153
Mo	5,63	3,24
Na	592	267
P	37,7	27,9
S	830	946
Zn	39,6	28,9
Si	143	124

formulado una vacuna vegetal de última generación. Promueve el crecimiento de los cultivos, estimula el desarrollo de brotes, contenido de clorofila, rendimiento de frutos y número de hojas. Ofrece una solución biológica como inductor de las defensas de las plantas con un nuevo modo de acción que controla enfermedades clave en toda clase de cultivos. Limita el riesgo de resistencia contra fungicidas. Es un producto que respeta el medio ambiente y la salud humana.

Diseño experimental

El experimento consistió en la aplicación de dos tratamientos con dos bioestimulantes (Ceres y Mimetic) por vía radicular en disolución nutritiva al 10% de Hoagland (Tabla 13). Además, se incluyeron dos controles, uno con disolución Hoagland al 10% y otro con disolución Hoagland al 100%, en los cuales no se aplicó ningún

Tabla 13: Tratamientos realizados, solución nutritiva empleada y dosificación de bioestimulantes en el ensayo de cultivo hidropónico en vegetales de hoja.

Tratamiento	Vía	Solución nutritiva	Dosificación
Control	-	Hoagland completa	
Control 1/10	-	1/10 Hoagland	
Mimetic	Radicular	1/10 Hoagland	36mL/m ³
Ceres	Radicular	1/10 Hoagland	0.6 mL/m ³

bioestimulante. Este diseño se replicó para cada una de las tres especies vegetales utilizadas: rúcula, canónigo y espinaca.

Siguiendo la recomendación de la empresa, se aumentó la dosis de los bioestimulantes en un 20% con respecto a la dosis indicada en la etiqueta, que corresponde a cultivos sin suelo.

Cronograma del desarrollo del ensayo

Aproximadamente una semana después del trasplante se iniciaron los tratamientos mediante la aplicación de los bioestimulantes a la solución nutritiva.

Tabla 14: *Calendario de hitos realizados durante el ensayo en Espinaca.*

Fecha	Aplicación	DDT (días después del trasplante)
14/02/2022	Inicio del germinado	-
07/03/2022	Trasplante	-
16/03/2022	Primera aplicación	9 días
28/03/2022	Segunda aplicación	21 días
22/03/2022	Muestreo intermedio	15 días
31/03/2022	Muestreo Final	24 días

Tabla 15: *Cronograma del desarrollo del ensayo en rúcula.*

Fecha	Aplicación	DDT (días después del trasplante)
24/02/2022	Inicio del germinado	-
10/03/2022	Trasplante	-
16/03/2022	Primera aplicación	6 días
28/03/2022	Segunda aplicación	18 días
22/03/2022	Muestreo intermedio	12 días
31/03/2022	Muestreo Final	21 días

Tabla 16: *Calendario de hitos realizados durante el ensayo en canónigo.*

Fecha	Aplicación	DDT (días después del trasplante)
24/02/2022	Inicio del germinado	-
10/03/2022	Trasplante	-
16/03/2022	Primera aplicación	6 días
28/03/2022	Segunda aplicación	18 días
22/03/2022	Muestreo intermedio	14 días
31/03/2022	Muestreo Final	21 días

3.5. Técnicas analíticas

3.5.1. Determinación del pH y la conductividad eléctrica (CE) de la solución nutritiva.

Para medir el pH de la solución nutritiva, se utilizó un multimedidor digital (HACH HQ40D multimedidor digital de dos canales, Colorado, EEUU) con una precisión de pH de $\pm 0,01$ para las determinaciones. Para medir la CE de la solución, se empleó un conductímetro. Estas medidas se tomaron semanalmente, pero también antes y después de cualquier ajuste necesario en la solución. Para tomar las medidas, se sumergió el electrodo de medición a una profundidad de 5 cm en cada depósito con la solución nutritiva en circulación activa hasta que se obtuvo una medida estable. Los resultados se expresaron en unidades de pH y en microsiemens por centímetro cúbico ($\mu\text{S}/\text{cm}^3$) para la conductividad eléctrica.

3.5.2. Parámetros biométricos

Rendimiento, crecimiento de las plantas: peso fresco y peso seco.

Durante el muestreo de material vegetal, se cortaron las hojas, y se pesaron en peso fresco (PF) con una balanza de la marca RADWAG modelo WLC 2/A2 con una precisión de 0,01 gramos. A continuación, se introdujeron en una estufa a 70°C hasta que perdieron completamente su contenido de agua y se pesaron en peso seco (PS). Posteriormente, se molieron en un molinillo de aspas y se tamizaron a través de un tamiz con un tamaño de poro de 0,5 mm. Las muestras se almacenaron en envases de plástico guardados en desecadores para evitar la rehidratación.

Además, parte del canónigo recolectada se introdujo en nitrógeno líquido para su inmediata congelación y se almacenó a -80°C hasta su liofilización en un liofilizador LyoQuest (Beijer Electronics, Inc., Utah, USA). El proceso se dio por terminado tras alcanzar una presión estable durante 2 días próxima a 0. Una vez liofilizada, la rúcula se homogeneizó manualmente hasta conseguir un fino polvo.

Área foliar y longitud de la hoja

Se pesó una muestra representativa de la parte aérea de cada vegetal y se separaron sus hojas para colocarlas en el soporte para muestras del medidor de área foliar (LI-COR LI-3100c AREA METER, Nebraska, EEUU) con una resolución de 0,01 cm² (Ilustración 9).



Ilustración 9: Imagen de LI-COR Area Meter modelo LI-3100 para medir área foliar

3.5.3. Medidas fisiológicas

Fluorescencia de clorofilas

Las medidas de fluorescencia de clorofilas se realizaron en hojas totalmente expandidas. Se llevaron a cabo con un fluorímetro portátil (FMS-2, Hansatech) (Ilustración 10). La eficiencia fotoquímica máxima del PSII se obtuvo con el índice F_v/F_m (máxima eficiencia cuántica de los centros de reacción del PSII) calculado a partir de F_o (fluorescencia mínima de hojas adaptadas a la oscuridad) y F_m (valor máximo de fluorescencia en hojas adaptadas a la oscuridad), siendo F_v la componente variable de la fluorescencia (obtenida al restarle al valor fluorescencia máxima el valor de fluorescencia inicial ($F_m - F_o$)). La eficiencia de las antenas en los centros de reacción del PSII (F_v'/F_m') se calculó midiendo los parámetros F_o' (fluorescencia mínima en hojas adaptadas a luz después de un pulso de luz roja) y F_m' (máxima fluorescencia en hojas adaptadas a la luz después de aplicar un pulso saturante de luz actínica) con radiación



Ilustración 10: Fluorímetro portátil (FMS-2, Hansatech).

natural $((F'm-F'o)/F'm)$. La eficiencia fotoquímica de PSII de hojas adaptadas a luz (ϕ_{PSII} o $\Delta F/F'm$) se calculó con la fórmula $F'm-Fs/F'm = \Delta F/F'm$ (Genty et al., 1989), siendo Fs (fluorescencia estable a cualquier nivel de luz).

Para medir los parámetros F_o , F_m , F_v , F_s , $F'o$ y $F'm$ se realizó la cinética de fluorescencia de clorofilas. Primero las hojas fueron adaptadas a la oscuridad durante 30 minutos, entonces se iluminaron con luz de baja intensidad fotosintética ($PAR \leq 1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) para medir F_o . A esta medida le siguió un pulso de saturación de luz de $12000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ durante 0.8 segundos para medir F_m . Entonces las hojas se iluminaron con luz actínica de $1500 \mu\text{mol m}^{-2}$ durante 100 segundos para medir F_s y transcurrido este tiempo se volvió a aplicar un pulso de saturación de luz como el anterior para medir $F'm$. Después, se apagaba la luz actínica e inmediatamente se aplicó un pulso de saturación de luz roja de 735 nm de intensidad $12000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ durante 0.8 segundos para medir $F'o$.

Determinación de clorofilas totales (SPAD)

El contenido de clorofila totales fue medido en las hojas usando un medidor portátil de clorofilas (Hansatech CL-01) (Ilustración 11). Este método de medición permite una detección rápida, no destructible y fiable del contenido de clorofilas en las hojas.



Ilustración 11: Imagen de medidor portátil de clorofilas (Hansatech CL-01)

3.5.4. Estado nutricional del cultivo

Análisis de la concentración de Ca^{2+} , Na^+ , K^+ y Mg^{2+}

Para analizar la concentración de cationes, se realizaron digestiones de 100 mg de material vegetal (hojas) previamente seco con $HNO_3:H_2O_2$ (5:3 en v:v) utilizando un programa en un microondas (CEM Mars X, Buckinghamshire, UK) en etapas, en el que se alcanzaban 200°C en 20 minutos y se mantenía esa temperatura durante 2 horas. El residuo se aforaba a 25 mL, almacenándose en botellas de plástico hasta su posterior análisis. La concentración de Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , B, Fe, Cu, Mn y Zn de las muestras fueron analizadas por el servicio de Ionómica del CEBAS-CSIC donde se determinaron en un ICP (Iris Intrepid II, Thermo Electrón Corporation, Franklin, USA).

Determinación de la concentración de Cl^- , SO_4^{2-} , NO_3^- y $H_2PO_4^-$.

Para la determinación de estos aniones se pesaron 50 mg de material vegetal seco, a los que se le añadieron 10 mL de agua desionizada y se mantuvieron en agitación mecánica durante 30 min. A continuación, la muestra se centrifugó a 2000 rpm durante 5 min y se filtró. El extracto obtenido se utilizó para la determinación mediante cromatografía iónica.

Determinación nitrógeno.

Para la determinación de nitrógeno total (N total), se pesaron $0,05 \pm 0,1$ mg de hojas secas molidas y homogenizadas, pesadas en una balanza analítica (GRAM FS-120, Barcelona, España), en una cápsula de estaño y posteriormente, se cerró. Las muestras se cargaron en el automuestreador y se determinó su contenido total de nitrógeno en el equipo de detección infrarroja (LECO CHN 628, Michigan, EEUU). Los resultados se expresan en gramos por 100 gramos de PS y son el promedio de todas las medidas realizadas en cada uno de los tratamientos.

3.5.5. Calidad y compuestos bioactivos

Color

El color de las hojas se determinó con un colorímetro (Minolta CR400) (Ilustración 12) en valores CIE $L^*C^*h^*$. El espacio de color L^*C^*h , similar al CIELAB, es preferido por algunos profesionales de las industrias porque su sistema se correlaciona bien con la forma en que el ser humano percibe el color. Tiene el mismo diagrama que el espacio



Ilustración 12: Imagen de colorímetro (Minolta CR400)

de color $L^*a^*b^*$ pero usa coordenadas cilíndricas en vez de usar coordenadas rectangulares. (Figura 9)

En este espacio de color, L^* indica luminosidad, C^* representa croma o saturación, y h^* es el ángulo de matiz. El valor de color C^* es la distancia desde el eje de luminosidad (L^*) y comienza a 0 en el centro. El ángulo de matiz comienza en el eje $+a^*$ y es expresado en grados (0° es $+a^*$, o rojo, y 90° es $+b^*$, o amarillo). Cada color viene dado por un valor de cada uno de estos parámetros.

Capacidad antioxidante total

Para la extracción y determinación de la capacidad antioxidante de los distintos tratamientos vegetales se siguió el protocolo de (Koleva et al., 2002) con algunas modificaciones. Se realizó una extracción de 250 mg de hojas en 750 μ l de metanol al 80% en un homogenizador magnético (Bullet Blender 5 gold, Next Advance, Inc, NY,

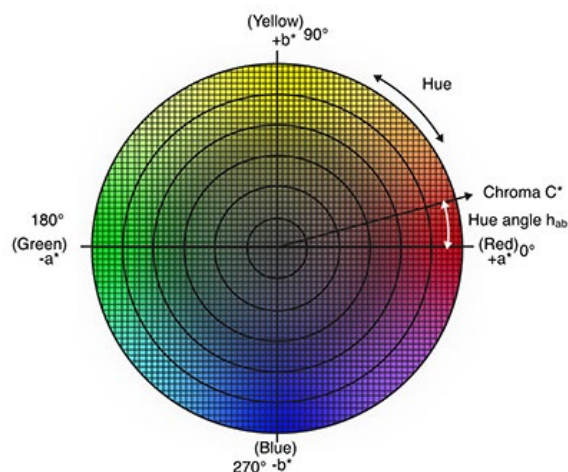


Figura 9: Esfera de color del espacio CIE $L^*C^*h^*$

USA). El extracto se centrifugó a 14.000 rpm y se recogió el sobrenadante. Para la determinación se preparó una disolución 0,2 mM de 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) en metanol al 80%. En una placa de 96 pocillos se hicieron reaccionar 15 μ L de extracto y 185 μ L de disolución 0,2 mM de DPPH. Paralelamente, se determinó también la absorbancia de un blanco con 185 μ L de DPPH 0,2 mM y 15 μ L de metanol al 80% y se realizó una recta de calibrado con un patrón de 6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-carboxylic acid (Trolox) con diluciones seriadas entre 0,05-0,25 mM. Se registró la cinética de la reacción de muestras, blancos y recta patrón con un espectrofotómetro UV/Vis (PowerWave XS2, BioTek, Winooski, Vermont, EE. UU) midiendo a 517 nm cada minuto hasta el aplanamiento de las curvas de la reacción con muestra. El resultado se expresó en mM equivalentes de Trolox y son la media $\pm$ ES de todos los frutos de cada tratamiento.

Determinación de Vitamina C Total

Se determinó el contenido de vitamina C total según el protocolo descrito por (Gillespie and Ainsworth, 2007) con algunas modificaciones para vegetales de hoja. Se realizó una extracción de 200 mg de muestra congelada y homogenizada en 1 ml de ácido tricloroacético (TCA) al 6% en un homogenizador magnético (Bullet Blender 5 gold, Next Advance, Inc, NY, USA) a 4°C durante 1 minuto. El extracto se centrifugó a 13.000 rpm durante 5 minutos a 4°C y se recogió el sobrenadante. Para la determinación de vitamina C total se alicuotaron 100 μ L de extracto y se adicionaron 100 μ L de Buffer fosfato 75 mM pH-7m, 200 μ L de TCA 6% y 100 μ L de ditioneitol 10 mM (DTT) y se incubaron 10 minutos a temperatura ambiente. Después, se adicionaron 100 μ L N-etilmaleimida (NEM) 0,5% y se incubó la mezcla 30 segundos a temperatura ambiente. Posteriormente, se le añadió a la mezcla 500 μ L de TCA al 10%, 400 μ L de ácido fosfórico al 43%, 400 μ L de 2,2-bipyridil y 200 μ L de cloruro de hierro (III) agitándose vigorosamente. Por último, se dejó incubar una hora a 37°C y se determinó su absorbancia a 525 nm en un espectrofotómetro UV/Vis (PowerWave XS2, BioTek, Winooski, Vermont, EE. UU). La concentración inicial de los patrones preparados osciló entre 0,15mM y 4 mM en TCA al 6%. (0,15mM, 0,5mM, 1mM, 1,5mM, 2,5mM y 4mM). Tanto para los puntos de la recta patrón como para el blanco se sustituyeron los 100 μ L de extracto por 100 μ L de patrón para la curva y por 100 μ L de TCA 6% para el blanco.

Los resultados se expresaron en mM de ácido ascórbico por 100 g de PF y son la media $\pm$ ES de todos los frutos de cada tratamiento.

Determinación del contenido en polifenoles totales

Se siguió el protocolo de (Liu et al., 2007). Brevemente, se extrajeron 500 mg de material vegetal en un extractante de metanol: agua (1:4) con 2mM de NaF. en un homogenizador magnético (Bullet Blender 5 gold, Next Advance, Inc, NY, USA) a 4°C durante 1 minuto. El extracto se centrifugó a 10.500 rpm durante 15 minutos a 4°C y se recogió el sobrenadante. Los extractos se hicieron reaccionar en una placa de 96 pocillos. En ella se añadió 15 μ l de muestra, 170 μ l de agua Mili-Q, 12 μ l de Folin-Ciocalteau 2N y 30 μ l de carbonato de sodio al 20%. Las muestras se dejaron en oscuridad a temperatura ambiente durante una hora y posteriormente se añadieron 73 μ l de agua Mili-Q. Finalmente, se registró la absorbancia a 765 nm, usando como blanco un extractante de metanol: agua.

La cuantificación se realizó con una recta patrón de ácido gálico, con concentraciones de 1-10-50-100mg/100ml de disolvente (etanol). En los pocillos de la placa para la cuantificación se colocaron 15 μ l de patrón más todo lo mencionado con anterioridad a excepción de los 15 μ l de muestra. Se realizó un blanco sustituyendo el extracto por el extractante metanol: agua (1:4) 2mM. Los resultados se expresan en mg de ácido gálico por 100 g de PS y son la media $\pm$ ES de todos los frutos de cada tratamiento.

Pigmentos fotosintéticos (clorofila y carotenoides)

Se realizó la determinación del contenido de clorofilas y carotenos y se siguió el protocolo descrito por (Lichtenthaler and Buschmann, 2001), con algunas modificaciones. Primero 300 mg de material vegetal machacado se extrajeron en 1,5ml de acetona: agua al 80% como extractor. Las muestras se homogeneizaron en un Vortex durante un minuto y se dejaron en oscuridad a 4°C durante 24 horas. Pasado un día, se centrifugaron a 12000 rpm a 4°C durante 10 minutos. A continuación, se recogió el sobrenadante y se filtraron con un filtro de 0,45 micras. Por último, se alicuotaron 300 μ l de extracto en una placa de cuarzo de 96 pocillos y se determinó la absorbancia a 453, 505, 645 y 663 nm. Como blanco se usó el disolvente extractante (acetona: agua 80%). Las muestras se diluyeron hasta que su absorbancia se encontró dentro del rango de

linealidad. La concentración de cada compuesto se calculó según las ecuaciones siguientes:

$$\text{Clorofila } a \text{ (mg/100ml)} = 0,999 A_{663} - 0,0989 A_{645}$$

$$\text{Clorofila } b \text{ (mg/100ml)} = -0,328 A_{663} - 1,77 A_{645}$$

$$\beta - \text{Caroteno (mg/100ml)} = 0,216 A_{663} - 1,22 A_{645} - 0,304 A_{505} + 0,452 A_{453}$$

donde A es la absorbancia a una determinada longitud de onda. Los resultados se expresan en mg por kg de PF y son el promedio $\pm$ ES de todos los frutos de cada tratamiento.

Análisis de compuestos bioactivos por RMN

Para el análisis metabolómico se siguió el protocolo de (Moing et al., 2004) con algunas modificaciones. Se pesaron 50 mg de material foliar seco y finamente homogeneizado. A este se le añadió 1 mL de mezcla hidrometanólica 1:1. Tras sonicación se centrifugó y se recogió la fase superior. Las muestras se mantuvieron durante una noche en una centrífuga de vacío termostatzada Univapo 150 ECH (Biogen Científica s.l., Madrid, España). El sólido soluble obtenido se resuspendió en 600 μ L de tampón fosfato potásico (KH₂PO₄) 100mM a pH=6.0 (disuelto en 100% D₂O) y con un estándar interno de 5mM de TPS. Tras centrifugar las muestras a 16100g/5min/4°C, se tomaron 600 μ L de sobrenadante y se cuantificaron en la Plataforma de Espectrometría de Masas de Ultra Alta Resolución y Resonancia Magnética Nuclear del CEBAS-CSIC. Se empleó para el análisis un espectrómetro de masas Bruker de 500 MHz (Bruker Biospin, Rheinstetten, Alemania), compuesto por una criosonda de N₂ Prodigy BBO de 5 mm de banda ancha. Los espectros de frecuencia proporcionados por el equipo de H-MNR se cuantificaron por el procesador Chenomx NMR Suite versión 8.3 (Chenomx, Edmonton, Canadá). Para la señal del estándar interno se utilizó sal sódica del ácido Trimetilsililpropionico (TSP) y el pH se mantuvo en un rango de pH 6.

3.6. Análisis estadístico

El análisis estadístico de los datos obtenidos se realizó con el programa IBM SPSS Statistics v.26. Se empleó el análisis de la varianza (ANOVA) con un nivel de significación de p=0.05 para determinar diferencias significativas entre tratamientos. Por otro lado,

la comparación entre los valores medios de los tratamientos se hizo mediante la prueba de rango múltiple de Tukey. El análisis de componentes principales se llevó a cabo utilizando el paquete estadístico Statgraphics Centurion XVI (Statpoint Technologies, Inc, The Plains, VA, EE. UU.).

4. Resultados y discusión

4.1. Cultivo de canónigo y rúcula bajo tres intensidades lumínicas.

La intensidad de luz tuvo un claro efecto en el tamaño de las plantas de canónigo y rúcula (Tabla 17). El efecto de la intensidad de luz en el peso fresco (PF) dependió de la especie. El PF en canónigo aumentó un 85% al aumentar la intensidad de 150 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, mientras que, en rúcula, este aumento de intensidad supuso un aumento del 170% en peso fresco. En ambas especies la materia seca (MS) y el área foliar (Área) aumentaron con la intensidad de la luz. El porcentaje de materia seca aumentó al incrementar la intensidad de 150 a 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en un 65% y 93%, respectivamente. En el caso del área foliar, las intensidades de 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentaron el área un 38% y 60% respecto al tratamiento con 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Por

Tabla 17: *Peso fresco (PF), porcentaje de materia seca (MS) y área foliar (Área) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.*

	Tratamiento	PF (g)	MS (%)	Área (cm ²)
Intensidad	150	90.02 c	5.23 c	225.38 c
	290	174.62 b	8.63 b	311.37 b
	430	210.69 a	10.11 a	360.33 a
Especie	Canónigo	110.42 b	8.28 a	338.84 a
	Rúcula	206.47 a	7.69 b	261.57 b
Interacción	Canónigo	150	76.28 e	5.71
		290	113.83 d	8.74
		430	141.15 c	10.4
	Rúcula	150	103.77 d	4.74
		290	235.4 b	8.51
		430	280.24 a	9.83
ANOVA	Intensidad	***	***	***
	Especie	***	*	***
	Luz x Especie	***	ns	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

especies, la rúcula obtuvo un 87% más de peso fresco que el canónigo. En cambio, canónigo obtuvo un 8% más de materia seca y un 30% más de área foliar que la rúcula.

Los parámetros de fluorescencia de clorofila no revelaron diferencias significativas para la interacción intensidad de la luz x especie (Tabla 18). La eficiencia fotoquímica del PSII (Φ_{PSII}) se vio afectada por la luz y la especie de forma independiente. El tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo un valor un 15% menor que el tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, aunque no se encontraron diferencias entre los tratamientos con 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Este mismo patrón se repitió con la extinción fotoquímica de PSII (“Quenching Fotoquímico”) (qP), donde el tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo un valor un 14 % menor que el tratamiento con la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La

Tabla 18: Máxima eficiencia de PSII en hojas adaptadas a la luz (F_v'/F_m'), extinción fotoquímica de PSII (qP) y eficiencia fotoquímica de PSII (Φ_{PSII}) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Fv'/Fm'	Φ _{PSII}	qP	
Intensidad	150	0.74	0.55 b	0.74 b	
	290	0.75	0.64 a	0.86 a	
	430	0.76	0.68 a	0.89 a	
Especie	Canónigo	0.72 b	0.59 b	0.82	
	Rúcula	0.78 a	0.65 a	0.83	
Interacción	Canónigo	150	0.72	0.55	0.76
		290	0.71	0.6	0.84
		430	0.73	0.64	0.87
	Rúcula	150	0.76	0.56	0.73
		290	0.79	0.69	0.87
		430	0.79	0.71	0.9
	ANOVA	Intensidad	ns	***	***
		Especie	***	**	ns
		Luz x Especie	ns	ns	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

eficiencia fotoquímica máxima de PSII (F_v'/F_m') y la eficiencia fotoquímica del PSII se vieron afectadas de forma significativa entre especies. En concreto, el cultivo de rúcula obtuvo un 8% y un 10% más de F_v'/F_m' y $\Phi PSII$ que el cultivo de canónigo.

Cuando se midieron los parámetros del color (Tabla 19), se observó que la interacción de la intensidad y la especie fue significativa en el Croma (C^*) y el tono (h^*). El valor de croma más alto se obtuvo con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ tanto en canónigo como en rúcula. Las intensidades de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvieron valores similares de croma en rúcula y canónigo. Los cultivos mostraron comportamientos diferentes al disminuir la intensidad de luz de 290 a $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En el caso del canónigo, este cambio de intensidad supuso un aumento del croma del 26%. En cambio, en rúcula, esta disminución de intensidad supuso un aumento del croma de solo el 2%.

Tabla 19: Luminosidad (L^*), Croma (C^*) y tono (H^*) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

Tratamiento		L^*	C^*	h^*
Intensidad	150	42.99	32.29 a	125.74 b
	290	42.48	28.59 b	126.96 a
	430	42.44	27.63 b	126.38 ab
Especie	Canónigo	44.27 a	29.46	125.34 b
	Rúcula	41.00 b	29.2	127.38 a
Interacción	150	45.16	34.06 a	123.87 c
	Canónigo 290	44.28	27.13 c	125.87 b
	430	43.36	27.18 c	126.28 b
	150	40.81	30.51 b	127.61 a
	Rúcula 290	40.67	29.98 bc	127.65 a
	430	41.52	28.09 bc	126.89 ab
ANOVA	Intensidad	ns	***	***
	Especie	***	ns	***
	Luz x Especie	ns	***	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

El tono en canónigo fue similar entre los tratamientos con intensidad de 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El tratamiento con 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo una reducción en el tono del 2%, respecto del tratamiento con 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, sin embargo, el tono fue similar en todos los tratamientos. Si se analizan los resultados por especies, la luminosidad (L^*) fue un 8% superior en canónigo. En cambio, el cultivo de rúcula obtuvo un valor de tono un 2% superior al canónigo.

Tanto la concentración de pigmentos fotosintéticos como la capacidad antioxidante se vio afectada de forma independiente por la intensidad lumínica y la especie (Tabla 20). La intensidad de luz afectó de forma significativa a todos los pigmentos fotosintéticos. El tratamiento con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo

Tabla 20: Concentración de clorofilas a (Cl a), b (Cl b), carotenoides (Car) y clorofilas totales (Total) en $\mu\text{g g}^{-1}$ PF y capacidad antioxidante (%RSA) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Cl a	Cl b	Car	Total	%RSA
Intensidad	150	193.9 a	67.58 a	51.40 a	261.46 a	18.42 b
	290	169.6 b	56.82 b	43.75 b	226.38 b	26.74 a
	430	162.8 b	53.84 b	45.02 b	216.62 b	26.53 a
Especie	Canónigo	226.2 a	74.01 a	58.71 a	300.16 a	20.59 b
	Rúcula	124.7 b	44.82 b	34.74 b	169.48 b	27.2 a
Interacción	150	246.0	83.59	63.36	329.61	13.37
	Canónigo 290	215.3	69.87	53.98	285.13	23.17
	430	217.2	68.57	58.8	285.73	25.24
	150	141.7	51.58	39.45	193.32	23.46
	Rúcula 290	123.9	43.77	33.52	167.63	30.3
	430	108.4	39.11	31.24	147.5	27.83
ANOVA	Intensidad	***	***	***	***	***
	Especie	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	ns	ns	ns	ns	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

las mayores concentraciones de clorofila a (Cl a), clorofila b (Cl b), carotenos (Car) y clorofilas totales (Total). Los tratamientos con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ disminuyeron la concentración de clorofila a, b, total y carotenoides en un 13%, 16%, 13% y 15% respecto al tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. No se encontraron diferencias significativas en la concentración de estos compuestos entre los tratamientos de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En el caso de la capacidad antioxidante (%RSA), el tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo el porcentaje más bajo. El tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ supuso un incremento del 45% en la capacidad antioxidante, pero no volvió a incrementar al aumentar la intensidad en los tratamientos con $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Por especies, el canónigo obtuvo una concentración un 81%, 65%, 77% y 69% superior de los compuestos de clorofila a, b, totales y carotenos, respectivamente. En cambio, la rúcula alcanzó un porcentaje de capacidad antioxidante un 32% superior a la del canónigo.

Se analizó la concentración de macronutrientes en las hojas de canónigo y rúcula (Tabla 21). La interacción entre la intensidad de la luz y la especie afectó de forma significativa en la concentración de calcio (Ca), potasio (K), magnesio (Mg) y azufre (S). La concentración de calcio en canónigo fue similar en todos los tratamientos. En cambio, en rúcula, la mayor concentración de calcio se encontró en el tratamiento con la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ supuso una reducción en la concentración de calcio del 17%, respecto al tratamiento de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El tratamiento con $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo una concentración de calcio intermedia entre los tratamientos de 150 y $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Esta concentración fue un 6% inferior a la obtenida en el tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de potasio en canónigo fue similar en todos los tratamientos. En rúcula, la concentración de potasio aumentó con la intensidad de la luz. El tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó la concentración de potasio un 7%, respecto al tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En el caso del tratamiento con $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, este aumento en la concentración fue del 16%, respecto al tratamiento de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de magnesio en canónigo disminuyó un 37% con el tratamiento de 430 respecto al de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Con la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la disminución de la concentración de magnesio fue del 42%, respecto al tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Tabla 21: Concentración de los Macronutrientes Calcio (Ca), Potasio (K), Magnesio (Mg), Fosforo (P) y Azufre (S) en mmol kg⁻¹ PS en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Ca	K	Mg	P	S
Intensidad	150	526.9 c	1512.8 b	275.9 a	356.7 a	295.3 a
	290	609.8 a	1591.9 a	195.4 b	291.5 b	269.8 b
	430	567.7 b	1648.4 a	206.6 b	279.3 b	259.0 c
Especie	Canónigo	266.8 b	1547.4 b	275.3 a	249.6 b	90.9 b
	Rúcula	869.4 a	1621.4 a	176.7 b	368.7 a	458.6 a
Interacción	150	272.1 d	1518.1 b	373.8 a	301.9	101.3 c
	Canónigo 290	276.3 d	1569.8 b	217.9 bc	239.9	88.9 cd
	430	252.1 d	1554.5 b	234.2 b	206.9	82.3 d
	150	781.6 c	1507.5 b	178.1 bc	411.4	489.3 a
	Rúcula 290	943.3 a	1614.2 ab	172.9 c	342.9	450.6 b
	430	883.4 b	1742.4 a	178.9 bc	351.6	435.7 b
ANOVA	Intensidad	***	***	***	***	***
	Especie	***	**	***	***	***
	Luz x Especie	***	**	***	ns	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y ns, no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

En rúcula, la concentración de magnesio fue similar en los tratamientos con intensidad de 150 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En cambio, el tratamiento con la intensidad de 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo una concentración de magnesio un 3% menor que en el tratamiento con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de azufre en canónigo disminuyó con el aumento de la intensidad. Al aumentar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se produjo una disminución del 12% en la concentración de azufre. Con la intensidad de 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la reducción fue del 19%, respecto a la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, la concentración de azufre fue similar en los tratamientos con intensidades de 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El tratamiento con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ alcanzó

la mayor concentración de azufre. En concreto, un 9% superior a la concentración obtenida en el tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Con respecto a la concentración de fósforo (P), los tratamientos con intensidades de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvieron concentraciones similares; Mientras que, con el tratamiento de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se produjo un aumento en la concentración del 22%. Por especies, el cultivo de rúcula obtuvo una mayor concentración de la mayoría de los compuestos. En concreto, obtuvo una concentración del 259%, 5%, 48% y 405% superior para los compuestos de calcio, potasio, fósforo y azufre, respectivamente. En cambio, la concentración de magnesio fue un 56% superior en la especie de canónigo.

Cuando se analizaron los micronutrientes, la interacción entre la intensidad de la luz y la especie afectó de forma significativa en la concentración de hierro (Fe), boro (B), zinc (Zn), molibdeno (Mo) y manganeso (Mn) (Tabla 22). La concentración de hierro se comportó de forma diferente en cada especie. En rúcula, la concentración de hierro disminuyó al aumentar la intensidad. En concreto, la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ redujo la concentración en un 22% respecto al tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de hierro se redujo un 38% con la intensidad de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respecto al tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El canónigo, en cambio, disminuyó la concentración de hierro al aumentar la intensidad de 150 a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en un 45%, pero al incrementar la intensidad a $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la concentración volvió a aumentar a un valor intermedio entre los tratamientos de 150 y $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. A pesar de este aumento, la concentración de hierro en el tratamiento con $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ fue un 34% menor que en el tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de boro en canónigo disminuyó con la intensidad. El aumento en la intensidad de 150 a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ supuso una reducción en la concentración del 4%; mientras que el tratamiento con la intensidad de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo una concentración de boro un 14% menor que en el tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, la concentración de boro fue similar entre los tratamientos con las intensidades de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ alcanzó una concentración de boro un 12% superior al tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de zinc en canónigo no se modificó de forma significativa entre las diferentes intensidades. En cambio, en rúcula, la concentración de zinc se redujo un 54%

Tabla 22: Concentración de los Micronutrientes Hierro (Fe), Boro (B), Cobre (Cu), Zinc (Zn), Molibdeno (Mo) y Manganeseo (Mn) en $\mu\text{mol kg}^{-1}$ PS en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Fe	B	Cu	Zn	Mo	Mn
Intensidad	150	3731 a	3890 a	207 a	4089 a	65,8 a	2225 a
	290	2411 b	3613 b	152 b	2033 c	55,5 b	2114 b
	430	2384 b	3376 c	143 b	3248 b	50,6 b	1915 b
Especie	Canónigo	3145 a	3748 a	192 a	864 b	31,2 b	3107 a
	Rúcula	2539 b	3506 b	143 b	5383 a	83,4 a	1062 b
Interacción	150	4277 a	3988 a	227	960 d	36,2 c	3466 a
	Canónigo 290	2352 cd	3846 ab	185	724 d	30,8 c	3205 a
	430	2806 bc	3410 c	162	909 d	26,7 c	2651 b
	150	3185 b	3793 b	187	7219 a	95,5 a	984 c
	Rúcula 290	2471 bcd	3381 c	118	3343 c	80,2 b	1023 c
	430	1961 d	3343 c	124	5588 b	74,4 b	1179 c
ANOVA	Intensidad	***	***	***	***	***	**
	Especie	***	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	***	***	ns	***	*	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y ns, no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

al aumentar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Al volver a aumentar la intensidad a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se obtuvo una concentración intermedia entre los tratamientos con 150 y 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Esta concentración fue un 23% menor que con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de molibdeno en canónigo fue similar en todos los tratamientos lumínicos. En cambio, en rúcula, al aumentar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se produjo una reducción del 16% en la concentración de molibdeno. Entre los tratamientos con las intensidades de 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ no se encontraron diferencias significativas en la concentración de molibdeno. La concentración de manganeseo en canónigo fue similar entre los tratamientos con intensidad de 150 y 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La intensidad de 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ redujo la concentración de molibdeno

un 24% respecto al tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, la concentración de manganeso no varió de forma significativa.

La concentración de cobre (Cu) afectó de forma significativa los factores intensidad y especie, sin interacción significativa entre estos. La concentración de Cu no cambió significativamente entre los tratamientos con la intensidad de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Al disminuir la intensidad de 290 a $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se produjo un aumento del 36% en la concentración de cobre. Por especies, el cultivo de canónigo obtuvo una mayor concentración de cobre (34%). También se observó un aumento de la concentración de hierro (24%), boro (7%), y manganeso (193%) en canónigo, con respecto a la rúcula. En cambio, en el cultivo de rúcula el zinc aumentó su concentración en un 523% y la de molibdeno un 167%, respecto al canónigo.

En cuanto a los aniones analizados en hoja, la interacción de la intensidad y la especie fue significativa para la concentración de nitrato (NO_3^-), fosfato (PO_4^{3-}) y sulfato (SO_4^{2-}) (Tabla 23). La concentración de nitrato en canónigo aumentó al aumentar la intensidad de 150 a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en un 33%. Al volver a aumentar la intensidad hasta $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la concentración disminuyó, aunque siguió siendo un 3% superior a la obtenida en el tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, la concentración de nitratos no varió de forma significativa entre los tratamientos. La concentración de fosfato en canónigo disminuyó al aumentar la intensidad. En concreto, el tratamiento con la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ redujo la concentración un 15%, mientras que el tratamiento con la intensidad de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la redujo un 12%, respecto al tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en ambos casos. En el caso de la rúcula, la concentración de fosfato no varió de forma significativa entre los tratamientos con 150 y $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En cambio, el tratamiento con la intensidad de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó la concentración de fosfato un 1% respecto al tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En canónigo, la concentración de sulfato disminuyó un 31% al aumentar la intensidad a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, en comparación con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En cambio, no varió de forma significativa entre los tratamientos con intensidades de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En el cultivo de rúcula, en cambio, la concentración de sulfato no varió de forma significativa entre los tratamientos con 150 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Sin embargo, el tratamiento con la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ disminuyó la

Tabla 23: Concentración de Nitrato (NO_3^-), Fosfato (PO_4^{3-}) y Sulfato (SO_4^{2-}) en mg Kg^{-1} PF en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	NO ₃ ⁻	PO ₄ ³⁻	SO ₄ ²⁻	
Intensidad	150	1302.7	238.79 a	241.96 a	
	290	1346.95	218.99 b	198.31 c	
	430	1340.13	225.42 b	211.36 b	
Especie	Canónigo	812.4 b	221.12 b	124.76 b	
	Rúcula	1847.45 a	234.35 a	309.66 a	
Interacción	Canónigo	150	724.58 c	243.22 a	159.83 c
		290	966.42 b	206.76 c	109.84 d
		430	746.19 bc	213.37 bc	104.62 d
	Rúcula	150	1880.82 a	234.36 ab	324.09 a
		290	1727.48 a	231.21 ab	286.78 b
		430	1934.06 a	237.48 a	318.1 a
ANOVA	Intensidad	ns	**	***	
	Especie	***	**	***	
	Luz x Especie (I x E)	***	**	***	

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo. (n = 8).

concentración de sulfato un 12%, con respecto al tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El cultivo de rúcula obtuvo una concentración significativamente mayor que el canónigo de los tres compuestos. En concreto, alcanzó una concentración un 127%, 8% y 148% superior de nitrato, fosfato y sulfato.

En el análisis de los azúcares (Tabla 24) se encontraron diferencias significativas en la interacción de la intensidad de la luz con la especie para los compuestos de glucosa, fructosa, mioinositol (Inositol) y azúcares totales (Totales). La concentración de glucosa, fructosa y mioinositol en canónigo no varió de forma significativa entre los tratamientos con diferentes intensidades. En cambio, en el cultivo de rúcula, la concentración de estos compuestos se vio afectada por las intensidades de forma diferente. Aunque la concentración de glucosa en rúcula no varió de forma significativa entre los tratamientos

Tabla 24: Concentraciones de carbohidratos no estructurales (mg g^{-1} PS) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Sacarosa	Glucosa	Fructosa	Inositol	Totales
Intensidad	150	4.76	3.4 b	1.28 c	0.298 b	9.75 c
	290	5.81	4.39 b	1.93 b	0.442 a	12.58 b
	430	5.07	7.05 a	2.57 a	0.442 a	15.13 a
Especie	Canónigo	7.34 a	1.41 b	0.81 b	0.31 b	9.87 b
	Rúcula	3.1 b	8.49 a	3.04 a	0.47 a	15.1 a
Interacción	150	6.69	1.29 c	0.73 d	0.28 b	8.99 c
	Canónigo 290	8.49	1.65 c	0.82 d	0.31 b	11.27 bc
	430	6.83	1.29 c	0.87 d	0.36 b	9.34 c
	150	2.84	5.52 b	1.83 c	0.32 b	10.5 bc
	Rúcula 290	3.15	7.13 b	3.03 b	0.58 a	13.88 b
	430	3.31	12.82 a	4.27 a	0.52 a	20.92 a
ANOVA	Intensidad	ns	***	***	***	***
	Especie	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	ns	***	***	**	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y ns, no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

con las intensidades de 150 y 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, sí que aumentó un 132% con la intensidad de 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respecto al tratamiento con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de fructosa en rúcula aumentó con la intensidad de la luz. El aumento de intensidad de 150 a 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó la concentración de fructosa un 65% y 133%, respectivamente. La concentración de mioinositol en rúcula aumentó un 81% al incrementar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. No obstante, la concentración no varió de forma significativa entre los tratamientos con 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de azúcares totales en canónigo aumentó al incrementar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ un 25%. Al volver a incrementar la intensidad a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la concentración disminuyó, aunque aún fue un 4% superior con respecto al tratamiento con 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, la concentración azúcares

totales aumentó con el incremento de la intensidad. El tratamiento con la intensidad de $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó la concentración un 32% respecto al tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En el caso del tratamiento con 430, este incremento fue del 99%, con respecto al tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Por especies, la concentración de sacarosa aumentó significativamente un 137% en canónigo, con respecto a rúcula. Los otros compuestos presentaron una mayor concentración en rúcula que en canónigo, glucosa (502%), fructosa (275%), mioinositol (52%) y azúcares totales (53%).

Se analizaron siete aminoácidos para ambas especies (Tabla 25). La concentración de la mayoría de los aminoácidos, excepto isoleucina, tuvieron una interacción significativa entre la especie y la intensidad de la luz. La concentración de glutamato en rúcula aumentó progresivamente con el aumento de la intensidad. En concreto un 6% en el tratamiento con $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, y un 54% en el tratamiento con $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respecto al tratamiento con la intensidad de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en ambos casos. La concentración de glutamato en canónigo también aumentó un 25% al aumentar la intensidad de 150 a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Pero a diferencia de la rúcula, al incrementar la intensidad a 430, la concentración de glutamato disminuyó a un valor similar al tratamiento de $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

La concentración de glutamina se comportó de forma totalmente diferente en ambas especies. Mientras que en canónigo la concentración de glutamina disminuyó con la intensidad, en rúcula, aumentó. En el caso del canónigo, los tratamientos con intensidad de 290 y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, disminuyeron un 16% y 27% la concentración de glutamina, respecto al tratamiento con 150. En el cultivo de rúcula, el incremento de intensidad de 150 a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó la concentración de glutamina un 11%. Con la intensidad de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se obtuvo una concentración un 48% superior que en el tratamiento con $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de aspartato, asparagina, valina y aminoácidos totales respondieron de forma similar a la intensidad. En canónigo, la concentración de estos compuestos no varió de forma significativa entre los diferentes tratamientos. En cambio, en rúcula, la concentración fue similar entre los tratamientos con la intensidad de 150 y $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero al aumentar la intensidad hasta $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, se produjo un aumento significativo en la concentración de estos

compuestos. En concreto, al incrementar la intensidad de 150 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, se produjo un aumento del 152% de aspartato, del 37% de asparagina, del 53% de valina y del 49% de aminoácidos totales. La concentración de alanina en canónigo también fue similar entre las diferentes intensidades. Pero, en el caso de la rúcula, la concentración de alanina disminuyó progresivamente con la intensidad de luz. El tratamiento con la intensidad de 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ obtuvo un 5% menos de concentración que en el tratamiento con 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Con la intensidad de 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se obtuvo un 24% menos que con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

La concentración más alta de isoleucina se presentó en el tratamiento con la intensidad mayor, 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración disminuyó al aumentar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ un 3%. En cambio, con la intensidad de 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó su concentración un 27% respecto al tratamiento con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Por especies, el cultivo de rúcula obtuvo el triple de concentración de isoleucina. Los otros compuestos también se detectaron en mayor proporción en rúcula, en concreto, la concentración de glutamina, aspartato, asparagina, alanina, valina y aminoácidos totales fue un 64%, 28%, 452%, 231%, 467% y 33% respectivamente. En cambio, la concentración de glutamato fue un 20% superior en canónigo.

Se realizaron los análisis de la concentración de 7 ácidos orgánicos y la suma de ellos en ambas especies (Tabla 26). La concentración de lactato, succinato, acetato, formato y fumarato fue dependiente de la interacción entre la intensidad de la luz y la especie. La concentración de lactato en canónigo fue similar en todos los tratamientos. En rúcula, sin embargo, fue similar en los tratamientos con intensidades de 150 y 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero aumentó un 40% con la intensidad de 430. En cuanto al succinato, se comportó de forma diferente en cada especie. En canónigo, al aumentar de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la intensidad, la concentración de succinato aumentó un 175%, para volver a disminuir ligeramente al incrementar la intensidad a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, en cambio, la concentración fue similar entre los tratamientos con 150 y 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero aumentó un 40% con la intensidad de 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respecto a la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de acetato no varió de forma significativa en canónigo con las diferentes intensidades. En cambio, la concentración de acetato en

rúcula aumentó un 188% al incrementar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero se mantuvo constante al volver a incrementar la intensidad de 290 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración de formato en canónigo aumentó un 100% al incrementar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, para luego descender ligeramente al volver a incrementar la intensidad a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En rúcula, en cambio, al incrementar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, la concentración aumentó un 125%, y al volver a incrementar la intensidad a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la concentración volvió a aumentar, aunque no de forma significativa. La concentración de fumarato en rúcula disminuyó un 55% al aumentar la intensidad de la luz de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero se mantuvo constante al volver a incrementar la intensidad a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El canónigo, en cambio, mantuvo una concentración de fumarato similar en todos los tratamientos.

La concentración de malato, citrato y ácidos orgánicos totales fue similar entre los tratamientos con intensidad de 290 y 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero sí que se redujo significativamente con la intensidad de 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Al incrementar la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ se produjo un aumento en la concentración del 72%, 102% y 82% para los ácidos malato, citrato y ácidos orgánicos totales, respectivamente. Por especies, el cultivo de canónigo presentó una concentración mayor de malato (27%), citrato (70%), y ácidos orgánicos totales (40%).

De entre los otros compuestos, fumarato también se encontró en mayor proporción en canónigo (60%). Sin embargo, el cultivo de rúcula obtuvo una concentración de un 130%, 38%, 125% y 60% superior de lactato, succinato, acetato y formato, respectivamente.

Tabla 25: Concentración de aminoácidos (mg g^{-1} PS) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Glutamato	Glutamina	Aspartato	Asparagina	Alanina	Isoleucina	Valina	Totales
Intensidad	150	3.26 b	2.11	0.77 b	0.64 ab	0.49	0.0569 ab	0.095 b	7.55 b
	290	3.83 ab	2.09	0.81 b	0.62 b	0.58	0.0588 b	0.088 b	8.17 ab
	430	4.14 a	2.4	1.36 a	0.81 a	0.6	0.0725 a	0.13 a	9.41 a
Especie	Canónigo	4.08 a	1.67 b	0.89 b	0.21 b	0.26 b	0.03 b	0.03 b	7.18 b
	Rúcula	3.41 b	2.74 a	1.14 a	1.16 a	0.86 a	0.09 a	0.17 a	9.57 a
Interacción	Canónigo	150	3.7 abc	1.94 bcd	0.83 b	0.25 c	0.26 c	0.03	7.05 b
		290	4.64 a	1.63 cd	0.9 b	0.17 c	0.26 c	0.03	7.67 b
		430	3.92 abc	1.42 d	0.94 b	0.22 c	0.27 c	0.03	6.83 b
	Rúcula	150	2.84 c	2.28 bc	0.71 b	1.02 b	0.95 a	0.08	8.04 b
		290	3.03 bc	2.54 b	0.92 b	1.06 b	0.9 ab	0.09	8.68 b
		430	4.36 ab	3.38 a	1.79 a	1.4 a	0.72 b	0.11	11.99 a
ANOVA	Intensidad	*	ns	***	*	ns	*	***	*
	Especie	*	***	**	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	*	***	***	*	*	ns	***	**

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

Tabla 26: Concentración de ácidos orgánicos (mg g⁻¹ PS) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes intensidades de luz.

	Tratamiento	Malato	Citrato	Lactato	Succinato	Acetato	Formato	Fumarato	Totales
Intensidad	150	5.42 b	3.54 b	0.1483 b	0.07 c	0.07 b	0.04 b	0.075 a	9.36 b
	290	9.31 a	7.15 a	0.1462 b	0.10 b	0.16 a	0.07 a	0.058 a	17.00 a
	430	10.03 a	8.55 a	0.1891 a	0.12 a	0.15 a	0.08 a	0.063 ab	19.17 a
Especie	Canónigo	9.26 a	8.08 a	0.10 b	0.08 b	0.08 b	0.05 b	0.08 a	17.72 a
	Rúcula	7.25 b	4.74 b	0.23 a	0.11 a	0.18 a	0.08 a	0.05 b	12.64 b
Interacción	Canónigo	150	6.51	4.53	0.10 c	0.04 c	0.08 b	0.03 c	11.36
		290	10.81	9.71	0.09 c	0.11 ab	0.09 b	0.06 b	20.95
		430	10.45	9.99	0.10 c	0.10 b	0.07 b	0.05 bc	20.85
	Rúcula	150	4.32	2.55	0.20 b	0.10 b	0.08 b	0.04 bc	7.37
		290	7.82	4.58	0.20 b	0.09 b	0.23 a	0.09 a	13.05
		430	9.6	7.1	0.28 a	0.14 a	0.23 a	0.11 a	17.49
ANOVA	Intensidad	***	***	**	***	***	***	*	***
	Especie	***	***	***	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	ns	ns	**	***	***	***	***	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n =8).

Discusión

La productividad de los cultivos está directamente relacionada con la intensidad de la luz (He et al., 2019; Paradiso et al., 2023). Sin embargo, se ha demostrado que la intensidad lumínica adecuada para la producción de biomasa puede variar entre especies (Lee et al., 2019b). En este experimento, cuando se aumentó la intensidad lumínica, se observó un aumento significativo en el peso fresco del canónigo y la rúcula (Tabla 17), y este efecto fue dependiente de la especie estudiada. En un estudio similar, Elmardy et al. (2021) también observaron que el aumento en la intensidad lumínica de 160 a 220 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ afectó positivamente al crecimiento de rúcula. Resultados similares se han descrito en lechuga (Pennisi et al., 2020).

Del mismo modo, se observaron valores más altos de materia seca y área foliar con alta intensidad lumínica en el canónigo y la rúcula (Tabla 17). En lechuga, otros autores también observaron un aumento en la producción de materia seca con un incremento de intensidad de 120 a 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Lin et al., 2018) y de 60 a 220 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Fu et al., 2017).

El mayor crecimiento observado en ambas especies, se asociaron con una mejora en los parámetros analizados de fluorescencia, cuando la intensidad de la luz aumentó desde baja hasta alta intensidad lumínica (Tabla 18). Otros autores también han relacionado la producción de materia seca con mayor tasa fotosintética, en respuesta a un aumento de la intensidad de la luz (Dou et al., 2018; Lin et al., 2018). La cantidad de luz (intensidad y duración) y la calidad (composición espectral) afectan al comportamiento de la planta a lo largo de todo el ciclo de vida, ya que las plantas utilizan la luz como fuente de energía para la fotosíntesis y como señal que regula muchos otros procesos fundamentales de crecimiento y desarrollo en la fotomorfogénesis. (Ouzounis et al., 2015).

El incremento de la intensidad de la luz afectó significativamente a los parámetros de color, bajando el croma (C^*) y aumentando el tono (h^*) (Tabla 19), mientras que redujo todos los valores de concentración de los pigmentos fotosintéticos (Tabla 20). Los resultados observados en la concentración de clorofila y las mediciones de color (Tabla 19) pueden explicarse considerando que, aunque los parámetros del espacio de color CIE $L^*C^*h^*$ pueden proporcionar una estimación del contenido de clorofila foliar,

no siempre se encuentra una correspondencia directa entre estos parámetros. El color de la hoja resulta de la interacción de diferentes factores, incluida la anatomía y morfología de la hoja, así como el contenido de pigmentos, en lugar de estar determinado únicamente por las diferencias en el contenido de clorofila de la hoja. De hecho, Li et al. (2022) informaron que los diferentes colores de hojas de tres cultivares (rojo, verde y rojo y verde mixtos) de *Alternanthera bettzickiana* resultaron de la interacción entre la morfología del cloroplasto y diferentes proporciones de clorofila y antocianina.

La intensidad de la luz afecta al desarrollo de las plantas, al metabolismo y a la actividad del sistema antioxidante (Ebisawa et al., 2008; Liu et al., 2016; Hasan et al., 2017; Flores et al., 2022). Los antioxidantes son un grupo de compuestos que pueden neutralizar los procesos de oxidación en las células al actuar como reductores, inhibidores de especies radicales y otros prooxidantes como los metales. Las hortalizas de hoja son excelentes fuentes de antioxidantes como polifenoles, carotenoides y vitaminas C y E (Bian et al., 2015; Hasan et al., 2017). En los resultados se puede observar como el incremento de intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aumentó de forma significativa la actividad antioxidante (%RSA) (Tabla 20). Estos resultados también fueron observados por Song et al. (2020) en lechuga cultivada en hidropónico a diferentes intensidades de luz LED rojo-azul de 150, 250 y 350 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La concentración más elevada de actividad antioxidante basadas en análisis FRAP y DPPH se encontraron en el tratamiento de 350 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Sin embargo, en otros estudios la capacidad antioxidante (FRAP) aumentó con el incremento de la intensidad de la luz hasta 250 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, pero por encima de 300 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, comenzó a disminuir (Pennisi et al., 2020). Algo parecido es lo que sucede en los resultados de este experimento, que cuando la intensidad aumentó de 290 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, no se observó ningún cambio en la capacidad antioxidante (Tabla 20).

La optimización de las condiciones de la luz puede promover eficazmente la absorción de nutrientes por las plantas (Xu et al., 2021). La mayor parte de la evidencia acumulada hasta la fecha indica que la intensidad de la luz tiene una relación directa sobre la capacidad de absorción de iones en las plantas (Joniyas et al., 2016). En los resultados de concentración de macronutrientes en hoja (Tabla 21) se puede ver como

en rúcula, la concentración de K aumentó con el incremento progresivo de la intensidad de 150 a 290 y de 290 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Sin embargo, el Ca aumentó con la intensidad de 290 y se redujo a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Por otro lado, Mg en canónigo, P y S redujeron su concentración en hojas de canónigo y rúcula con el aumento de la intensidad. Resultados parecidos se encontraron en un estudio sobre los efectos de tres intensidades de luz (120, 190, 240 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) sobre la nutrición mineral y la productividad del pepino de invernadero, donde la concentración de K y Ca fueron más elevadas y la concentración de Mg se redujo en las hojas sometidas a altas intensidad de luz (Grygoray et al., 2015).

El K es uno de los tres nutrientes principales necesarios para el crecimiento de las plantas, y está involucrado en la fotosíntesis, transpiración, crecimiento y desarrollo de las plantas (Marschner, 1995). El potasio participa en la activación de numerosas enzimas necesarias en el metabolismo y transporte de carbohidratos (F. Maathuis, 2009).

El aumento de Ca en rúcula coincide con los hallazgos de Martínez-Ispizua et al. (2022), donde la concentración de este mineral pareció estar correlacionada con el contenido de los principales compuestos antioxidantes. Los beneficios derivados de la aplicación de Ca son bien conocidos, especialmente en actividades postcosecha, manteniendo la turgencia celular y la firmeza de los tejidos, retrasando el catabolismo de los lípidos de membrana (Ciccarese et al., 2013) y reduciendo el pardeamiento de la fruta (Holb et al., 2012) al prolongar la vida útil de almacenamiento de las hortalizas (Pérez and Quintero, 2015).

El resultado opuesto ocurre cuando se trata de la concentración de micronutrientes (Tabla 22). En general, la concentración de todos los micronutrientes fue más elevada a baja intensidad (150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Resultados similares fueron observados por Xu et al. (2021), donde la concentración de los micronutrientes se incrementó al disminuir la intensidad de la luz de 400 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ a 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Esto podría ser debido a un efecto de concentración producido por el menor desarrollo vegetativo de las plantas.

La concentración de nitrato en las hojas de rúcula y canónigo no fue afectada de forma significativa por las diferentes intensidades de luz (Tabla 23), pero si hubo efecto

significativo por la especie, donde en rúcula se acumuló más nitrato ($1934 \text{ mg Kg}^{-1} \text{ PF}$ a $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) que en canónigo ($966 \text{ mg Kg}^{-1} \text{ PF}$ a $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$). Los nitratos se consideran un constituyente limitante para la comercialización ya que son una fuente de nitrosaminas cancerígenas. Cabe señalar que los contenidos de nitrato foliar en las ambas especies estudiadas en este experimento estaban dentro del límite de la Comunidad Europea (Reglamento (UE) No. 1258/2011 de la Comisión que modifica el Reglamento (CE) No. 1881/2006 en lo que respecta a los niveles máximos de nitratos en productos alimenticios), que en rúcula es $7000 \text{ mg Kg}^{-1} \text{ PF}$ como máximo y en canónigo no especifica, pero en lechuga cultivada en invernadero el máximo está en $5000 \text{ mg Kg}^{-1} \text{ PF}$. El nitrógeno es un componente integral de proteínas, ácidos nucleicos y varias coenzimas; y una gran proporción de N en las hojas está presente en los cloroplastos, estando la mayor parte en la maquinaria fotosintética (Kabange et al., 2022).

Con respecto a la concentración de azúcares (Tabla 24), todos los azúcares analizados, excepto la sacarosa, se acumularon en mayor proporción en rúcula que en canónigo. Por otra parte, en rúcula aumentó la concentración con el incremento de la intensidad, en cambio en canónigo, la concentración de estos azúcares no se modificó con la intensidad. En un cierto rango, el aumento de la intensidad de la luz puede mejorar la fotosíntesis y aumentar la acumulación de azúcares. Además, el transporte de azúcares por el floema procedentes de la fotosíntesis es necesario para el desarrollo de la raíz (Kircher and Schopfer, 2012). El aumento de la intensidad de la luz podría inducir la acumulación de azúcares solubles (Zhou et al., 2011). En lechuga, el aumento en la intensidad de la luz aumentó la concentración de azúcares de 150 a $350 \mu\text{mol}$ (Song et al., 2020). Los resultados observados en rúcula indican que el aumento de la intensidad de luz incrementó los niveles de calcio, parámetros fotosintéticos y la concentración de azúcares (Tabla 21, Tabla 18 y Tabla 24). Otros autores han indicado que en lechuga, un aumento de Ca mejoró la capacidad fotosintética (Marschner, 1995; Fallovo et al., 2009), de manera que implicó una mayor producción primaria de glucosa y fructosa a partir de la fotosíntesis (Fallovo et al., 2009).

Cuando se analizaron los aminoácidos (Tabla 25), glutamato y glutamina fueron los mayoritarios. En ambos se encontraron diferencias significativas en la interacción intensidad x especie. En rúcula ambos aminoácidos aumentaron su concentración con

el aumento de intensidad de 150 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Lo mismo sucedió con los aminoácidos totales. Los principales aminoácidos sintetizados por las plantas son el glutamato, la glutamina y el aspartato, y a partir de estos se pueden formar otros aminoácidos. El glutamato destaca por ser el primer aminoácido en el que se incorpora el nitrógeno absorbido por las plantas y a partir de él se puede obtener una gama de aminoácidos a través de la actividad de las aminotransferasas (Buchanan et al., 2015; Taiz et al., 2015). Los aminoácidos son componentes importantes de los sistemas antioxidantes en las plantas. La acción de estas moléculas implica la reducción de radicales libres y la osmoprotección (Ashraf and Foolad, 2007; Gill and Tuteja, 2010; Rennenberg and Herschbach, 2014). Además, los aminoácidos desempeñan un papel clave en la señalización de la respuesta al estrés y el metabolismo secundario en las plantas (Hildebrandt et al., 2015). Algunos aminoácidos como el glutamato pueden actuar para atenuar el estrés oxidativo indirectamente al ser el precursor de otros aminoácidos como la arginina y la prolina, que están relacionados con la reducción del estrés en plantas (Gill and Tuteja, 2010; Rejeb et al., 2014). Además, el glutamato está involucrado en la producción de GSH, un compuesto que disminuye el estrés de las plantas al unirse a algunos radicales libres, estabilizando su efecto negativo en las plantas, y también se utiliza como sustrato para algunas enzimas responsables de los metabolismos oxidativos como la glutatión peroxidasa y la glutatión sintetasa (Mittler, 2002; Gill and Tuteja, 2010).

Otros autores observaron que la intensidad de la luz afectó significativamente a los procesos fisiológicos de la albahaca y la acumulación de compuestos bioactivos (Sutulienė et al., 2022). Los resultados observados en la Tabla 25 para canónigo fueron confirmados por otros investigadores (Tsouvaltzis et al., 2020), quienes encontraron que a la intensidad de la luz de 250 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ la concentración de aminoácidos libre fueron más altos que a mayor intensidad.

Cuando se analizaron los ácidos orgánicos (Tabla 26), malato y citrato fueron los mayoritarios. En ambos, se acumularon en mayor medida en canónigo que en rúcula, y aumentaron con la intensidad de 150 a 290 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. De 290 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ no se registraron cambios. El mismo comportamiento se observó con la concentración de ácidos orgánicos totales. Los ácidos malato y citrato son importantes porque

participan en el ciclo de Krebs (Igamberdiev and Eprintsev, 2016). En otros estudios en tatsoi, se observó un aumento del ácido cítrico con el incremento de la intensidad (hasta $300 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), por el contrario, la concentración de ácido málico se redujo con la alta intensidad (Simanavičius and Viršilė, 2018).

4.2. Cultivo de canónigo y rúcula bajo cuatro espectros lumínicos.

El efecto del espectro de la luz sobre el peso fresco (PF) y el porcentaje de materia seca (MS) dependió de la especie (Tabla 27). En ambas especies, una relación rojo:azul alta incrementó significativamente el peso fresco y la materia seca. Específicamente, las plantas de rúcula bajo el tratamiento G2 aumentaron en mayor medida su peso fresco y porcentaje de materia seca (67% y 81% respectivamente), que el canónigo (47% y 37% respectivamente), en comparación con el tratamiento NS-12 (control).

Tabla 27: Peso fresco (PF), porcentaje de materia seca (MS) y área foliar (Área) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	PF (g)	MS (%)	Área (cm ²)
Espectro lumínico	NS-12 (control)	99.8 c	4.3 b	213.36 b
	AP67	110.2 b	4.9 b	217.14 b
	AP673L	106.8 bc	4.7 b	224.52 b
	G2	153.1 a	6.9 a	325.98 a
Especie	Canónigo	79.4 b	4.7 b	273.12 a
	Rúcula	148.1 a	5.5 a	217.38 b
Interacción	NS-12	71.2 e	4.3 d	244.85
	AP67	79.3 e	4.3 d	244.26
	AP673L	68.1 e	4.4 d	246.67
	G2	105.1 d	5.9 b	356.68
	NS-12	120.2 cd	4.3 d	181.87
	AP67	148.4 b	5.4 bc	190
	AP673L	135.9 bc	4.8 cd	202.36
	G2	201.0 a	7.8 a	295.28
Espectro lumínico		***	***	***
ANOVA	Especie	***	***	***
	Luz x Especie	***	***	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

Entre los espectros luminosos, G2 mejoró el peso fresco en 53,4%, 43,4% y 38,9% con respecto a NS-12, AP673L y AP67, respectivamente. Además, las plantas de rúcula obtuvieron un peso superior al canónigo en un 86,5%. El porcentaje de materia seca aumentó con el tratamiento G2 en un 60,5%, 46,8% y 40,8% en comparación con NS-12, AP673L y AP67, respectivamente. Entre las especies, las plantas de rúcula mostraron un aumento del porcentaje de materia seca en un 17% con respecto a las plantas de canónigo.

Sin embargo, la interacción entre el espectro de la luz y las especies sobre el área foliar no fue significativa. El tratamiento G2 aumentó el área foliar un 45,2%, 50,1% y 52,8% con respecto a AP673L, AP67 y NS-12, respectivamente. Las plantas de canónigo obtuvieron un área foliar superior a las de rúcula en un 26%.

Los parámetros de fluorescencia de clorofila no revelaron diferencias significativas para la interacción espectro de la luz x la especie (Tabla 28). La eficiencia fotoquímica máxima de PSII (F_v'/F_m') se vio afectada por la luz y la especie de forma independiente. En particular, AP673L redujo F_v'/F_m' con respecto a AP67, G2, y no se detectaron diferencias significativas con NS-12. Entre especies, el F_v'/F_m' en las plantas de rúcula fue significativamente mayor que en las plantas de canónigos. Por otro lado, la extinción fotoquímica (coeficiente "Quenching Fotoquímico") del PSII (qP) y la eficiencia fotoquímica del PSII (Φ_{PSII}) se vieron afectadas por el factor especie, pero no por los tratamientos de calidad de la luz. Todos los parámetros de fluorescencia fueron más altos en la rúcula que en las plantas de canónigos.

En la determinación del SPAD se observaron diferencias significativas en la interacción entre los diferentes tratamientos de espectros lumínicos y los cultivos. Los diferentes espectros no influyeron en el SPAD en las hojas de rúcula. En cambio, en las hojas de canónigo, se encontraron diferencias significativas en el SPAD entre los diferentes tratamientos, aunque ninguno de estos mejoró el del tratamiento control. El contenido en clorofilas fue más del doble en canónigo que en rúcula.

Tabla 28: Máxima eficiencia de PSII en hojas adaptadas a la luz (F_v'/F_m'), extinción fotoquímica de PSII (qP), eficiencia fotoquímica de PSII (Φ_{PSII}) y Clorofilas (SPAD) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	F_v'/F_m'	qP	Φ_{PSII}	SPAD
Espectro lumínico	NS-12 (control)	0.77 ab	0.62	0.81	8.19 a
	AP67	0.78 a	0.61	0.79	6.56 b
	AP673L	0.75 b	0.60	0.80	7.5 ab
	G2	0.78 a	0.62	0.80	6.78 b
Especie	Canónigo	0.73 b	0.53 b	0.73 b	10.63 a
	Rúcula	0.81 a	0.70 a	0.87 a	4.73 b
Interacción	NS-12	0.73	0.54	0.76	11.77 a
	AP67	0.74	0.52	0.71	8.9 b
	AP673L	0.70	0.51	0.73	11.53 a
	G2	0.74	0.53	0.73	10.34 ab
	NS-12	0.81	0.71	0.87	5.52 c
	AP67	0.81	0.70	0.86	4.8 c
	AP673L	0.80	0.69	0.87	4.48 c
	G2	0.82	0.72	0.88	4.11 c
ANOVA	Espectro lumínico	***	ns	ns	***
	Especie	***	***	***	***
	Luz x Especie	ns	ns	ns	**

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

Entre los parámetros de color analizados, la luminosidad (L^*) y Croma (C^*) se vieron afectados de forma independiente por el espectro de luz y la especie (Tabla 29). Los tratamientos G2 y AP67 aumentaron L^* y C^* en comparación con el control (NS-12) y AP637L. Además, las plantas de rúcula presentaron valores de L^* y C^* más altos que las plantas de canónigos. En el tono (h) se observó una interacción significativa entre el espectro de luz y la especie. El canónigo bajo AP673L y control (NS-12) mostró los valores

Tabla 29: Luminosidad (L^*), Croma (C^*) y tono (h^*) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	L*	C*	h*	
Espectro lumínico	NS-12 (control)	43.4 b	33.5b	125.4 a	
	AP67	45.1 a	36.9a	124.3 b	
	AP673L	43.4 b	34.3b	124.5 b	
	G2	45.8 a	37.2a	124.7 ab	
Especie	Canónigo	43.2 b	34.3b	125.81 a	
	Rúcula	45.6 a	36.4a	123.63 b	
Interacción	Canónigo	NS-12	42.2	33.4	126.4 ab
		AP67	43.9	35.6	125.3 bc
		AP673L	42.5	32.5	126.5 a
		G2	44.3	35.9	125.0 c
	Rúcula	NS-12	44.9	33.6	124.3 cd
		AP67	46.0	37.9	123.3 de
		AP673L	44.1	36.0	122.5 e
		G2	47.0	38.2	124.4 cd
ANOVA	Espectro lumínico	*	***	***	
	Especie	***	*	***	
	Luz x Especie	ns	ns	*	

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

de tono más altos en comparación con los otros tratamientos. Sin embargo, en rúcula, el tratamiento AP673L obtuvo el valor de tono más bajo, en comparación con los demás tratamientos.

En cuanto a los pigmentos fotosintéticos, la concentración de clorofila a (Cl a) se vio afectada por el factor espectro de luz (Tabla 30), disminuyendo a medida que aumentaba la relación rojo:azul en el espectro de la luz. Específicamente, el tratamiento G2 redujo significativamente la concentración de Clorofila a en un 12,1%, en

comparación con el control (NS-12). En cuanto a clorofila b (Cl b), no se observó diferencias significativas por el espectro de luz o la especie. Además, la concentración de carotenoides (Car) fue ligeramente más baja con el tratamiento G2, en un 15,5%, 16% y 14% en comparación con el control (NS-12), AP67 y AP673L, respectivamente. Además, las plantas de rúcula presentaron una mayor concentración de Car que las plantas de canónigos. Por otro lado, la relación clorofila a:b (Cl a:b) se vio afectada por la interacción de los diferentes factores. En este caso, el canónigo bajo el tratamiento G2

Tabla 30: Concentración de clorofilas (Cl a, Cl b, Cl a:b), carotenoides (Car) en $\mu\text{g g}^{-1}$ y capacidad antioxidante (%RSA) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	Cl a	Cl b	Car	Cl a:b	%RSA
Espectro lumínico	NS-12 (control)	207.2 a	78.8	52.9 a	2.64	15.8 c
	AP67	198.8 ab	76.5	53.2 a	2.65	23.1 a
	AP673L	194.3 ab	72.7	52.0 a	2.74	17.1 bc
	G2	182.2 b	70.9	44.7 b	2.53	20.3 ab
Especie	Canónigo	196.5	76.9	43.5 b	2.62	15.9 b
	Rúcula	195.0	73.1	57.5 a	2.72	21.5 a
Interacción	NS-12	208.3	79.2	47.5	2.63 ab	11.1
	AP67	200.0	78.1	44.3	2.61 ab	21.7
	AP673L	199.2	70.8	45.8	2.80 a	13.5
	G2	178.5	79.3	36.5	2.34 b	17.2
	NS-12	206.5	78.4	57.6	2.61 ab	19.4
	AP67	197.4	75.4	60.9	2.70 a	24.2
	AP673L	190.6	74.1	58.2	2.62 ab	19.8
	G2	185.3	64.5	52.9	2.73 a	22.6
ANOVA	Espectro lumínico	*	ns	***	ns	***
	Especie	ns	ns	***	ns	***
	Luz x Especie	ns	ns	ns	**	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

mostró el valor más bajo de Cl a:b en comparación con los otros tratamientos, sin diferencias significativas con el control (NS-12), y en rúcula la relación Cl a:b permaneció sin cambios en todos los espectros ensayados.

Además, cuando se estudió la capacidad antioxidante (Tabla 30), se encontraron diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de calidad de la luz y entre las especies. Todos los espectros aumentaron la capacidad antioxidante respecto al control NS-12. En concreto, el tratamiento con la lámpara AP67 aumentó el % de RSA un 46%. Entre las especies, la rúcula presentó una capacidad antioxidante significativamente mayor que el canónigo.

Se determinó el estado nutricional de las hojas de canónigo y rúcula (Tabla 31). La interacción entre el cultivo y el espectro fue significativa en la concentración de potasio, magnesio, fósforo y azufre. La concentración de potasio en canónigo fue menor con las lámparas AP67 y AP67L que con la lámpara NS12 control. Sin embargo, en las hojas de rúcula, las lámparas AP67 y G2 aumentaron la concentración de potasio con respecto al control. La concentración de magnesio y fósforo en rúcula fue similar en todos los tratamientos. En cambio, en canónigo, todos los tratamientos alcanzaron una concentración de magnesio y fósforo menor que el control. Cabe destacar que el canónigo tuvo una concentración de potasio y magnesio mayor que la rúcula, siendo un 31 % y un 278 % mayor, respectivamente.

Las hojas de canónigo tuvieron una concentración de azufre similar en todos los tratamientos. En rúcula, la concentración de azufre fue similar en el tratamiento control NS-12 y AP673L. Los otros tratamientos tuvieron una concentración menor de azufre.

Por especie, la rúcula tuvo una concentración superior de calcio y azufre que el canónigo, en concreto un 33 % y un 183 % más, respectivamente.

Tabla 31: Concentración de los Macronutrientes Calcio (Ca), Potasio (K), Magnesio (Mg), Fosforo (P) y Azufre (S) en mmol kg⁻¹ PS en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	Ca	K	Mg	P	S	
Espectro lumínico	NS-12 (control)	315	1310	282	310 a	224	
	AP67	304	1312	219	274 b	194	
	AP673L	290	1234	217	284 b	214	
	G2	332	1355	244	280 b	193	
Especie	Canónigo	261 b	1506 a	415 a	292	101 b	
	Rúcula	347 a	1150 b	110 b	284	286 a	
Interacción	Canónigo	NS-12	284	1623 a	500 a	325 a	109 c
		AP67	243	1456 b	375 bc	281 b	100 c
		AP673L	244	1370 b	358 c	266 b	95 c
		G2	275	1575 a	426 b	294 ab	100 c
	Rúcula	NS-12	339	1076 d	117 d	299 ab	311 a
		AP67	349	1204 c	102 d	269 b	264 b
		AP673L	326	1131 cd	112 d	298 ab	304 a
		G2	375	1191 c	108 d	268 b	264 b
ANOVA	Espectro lumínico	ns	ns	ns	***	ns	
	Especie	***	***	***	ns	***	
	Luz x Especie	ns	***	***	***	***	

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n =8).

Se analizó la concentración de micronutrientes (Tabla 32) en las hojas de canónigo y rúcula. La interacción espectro por especie fue significativa en la concentración de cobre, hierro, manganeso y molibdeno. La concentración de cobre en canónigo fue similar en todos los tratamientos. En rúcula, el tratamiento con AP673L obtuvo una concentración similar al control NS-12, mientras que en los otros tratamientos fue menor. El hierro se comportó de forma diferente en cada especie, pero en ambos casos la concentración de hierro fue superior en el control NS-12. La concentración de

Tabla 32: Concentración de los Micronutrientes Boro (B), Cobre (Cu), Hierro (Fe), Manganeso (Mn), Zinc (Zn) y Molibdeno (Mo) en $\mu\text{mol kg}^{-1}$ PS en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	B	Cu	Fe	Mn	Zn	Mo
Espectro lumínico	NS-12 (control)	2971	295 a	7192 a	2275	3555	132 a
	AP67	2891	216 b	5176 b	1904	3620	103 b
	AP673L	2627	281 a	5843 b	1920	3594	128 a
	G2	2792	222 b	5697 b	1995	3586	104 b
Especie	Canónigo	3302 a	260	6517 a	3373 a	902 b	50 b
	Rúcula	2459 b	249	5572 b	1012 b	5604 a	167 a
Interacción	NS-12	3437	284 ab	7115 ab	3893 a	1025	47 c
	AP67	3420	255 b	6395 ab	3160 b	805	50 c
	AP673L	2945	251 b	5651 bcd	3138 b	935	52 c
	G2	3407	250 b	6908 ab	3301 b	842	52 c
	NS-12	2622	303 a	7249 a	1062 c	5453	195 a
	AP67	2495	187 c	4261 d	962 c	5731	143 b
	AP673L	2388	304 a	5987 abc	1007 c	5589	186 a
	G2	2331	201 c	4789 cd	1016 c	5644	143 b
ANOVA	Espectro lumínico	ns	***	***	ns	ns	***
	Especie	***	ns	***	***	***	***
	Luz x Especie	ns	***	***	**	ns	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

manganeso en rúcula fue similar en todos los tratamientos. En canónigo, la concentración de manganeso fue mayor en el control NS-12 que en el resto de los tratamientos. La concentración de molibdeno en rúcula fue menor en los tratamientos con AP67 y G2 que en el tratamiento control NS-12, un 26 % menos en ambos.

Por especies, en el canónigo se detectó una concentración mayor de boro (34 %), hierro (17 %) y manganeso (233 %) con respecto a la rúcula. La rúcula, en cambio, tuvo una concentración de zinc (521 %) y molibdeno (106 %) superior a la del canónigo.

La concentración de nitratos en rúcula y canónigo (Tabla 33) mostró diferencias significativas en la interacción entre espectro y cultivo. Mientras que, en canónigo no se encontraron diferencias de concentración entre los diferentes tratamientos, en rúcula, el tratamiento AP67 alcanzó una concentración significativamente mayor que el control

Tabla 33: Concentración de Nitratos (NO_3^-) en mg kg^{-1} PF en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

Tratamiento		NO ₃ ⁻	
Espectro lumínico	NS-12 (control)	4960.66	
	AP67	6585.86	
	AP673L	5087.44	
	G2	6279.9	
Especie	Canónigo	2847.52 b	
	Rúcula	7889.17 a	
Interacción	Canónigo	NS-12	1710.94 c
		AP67	3452.84 c
		AP673L	3159.32 c
		G2	3066.98 c
	Rúcula	NS-12	7397.95 b
		AP67	8935.63 a
		AP673L	6533.53 b
		G2	8689.58 b
ANOVA	Espectro lumínico	ns	
	Especie	***	
	Luz x Especie	***	

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

NS-12. La rúcula obtuvo una concentración de nitratos un 177 % superior a la del canónigo.

Según el Reglamento (UE) No 1258/2011 DE LA COMISIÓN de 2 de diciembre de 2011, que marca unos límites en la concentración de nitratos en hoja (mg/Kg PF), según la especie, la estación del año y si el cultivo es en invernadero o al aire libre, el canónigo no superó los límites establecidos en ninguno de los espectros de cultivo. Sin embargo, la rúcula superó los límites cuando fue cultivada en NS-12, AP67 y G2.

La interacción entre factores para todos los carbohidratos no estructurales fue significativa, por lo que el impacto del factor de espectro de la luz fue dependiente de la especie (Tabla 34). Con respecto a la sacarosa, se observó una tendencia creciente en las plantas de canónigos a medida que aumentaba la relación rojo:azul. En particular, la sacarosa aumentó significativamente en un 18,7 %, 26,5 % y 44,6 % con AP67, AP673L y G2, respectivamente, en comparación con el control (NS-12). En rúcula, la concentración de sacarosa fue similar en todos los tratamientos de calidad de la luz. La concentración de glucosa aumentó significativamente en las plantas de rúcula bajo G2 en un 56,5%, en comparación con el control (NS-12). Por el contrario, no se observó ningún efecto del espectro de luz sobre la concentración de glucosa en canónigos.

La concentración de fructosa aumentó significativamente en el canónigo bajo AP67 y G2 en un 52,9 % y un 76,1 % respectivamente, en comparación con NS-12. En cambio, en rúculas ningún tratamiento mejoró al control (NS-12).

Por su parte, ambas especies mostraron incrementos en la concentración de mioinositol (Inositol) bajo el tratamiento de espectro de luz con mayor componente rojo (G2) con respecto a NS12. En concreto, la concentración de mioinositol en las plantas de rúcula del tratamiento G2 aumentó un 27,7 % y en canónigo lo hizo en mayor medida, un 32%, ambos con respecto a su control.

Finalmente, en ambas especies, los carbohidratos totales aumentaron en el tratamiento con la mayor relación rojo:azul (G2) en comparación con el control, aunque este aumento solo fue significativo para el canónigo.

Tabla 34: Concentraciones de carbohidratos no estructurales (mg g⁻¹ PS) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	Sacarosa	Glucosa	Fructosa	Inositol	Totales
Espectro lumínico	NS-12 (control)	7.2 b	3.6 b	1.7 b	0.59 b	13.2 b
	AP67	8.2 b	4.2 b	1.9 ab	0.43 c	14.8 b
	AP673L	8.3 b	3.8 b	1.3 c	0.41 c	13.9 b
	G2	10.2 a	5.7 a	2.1 a	0.77 a	18.5 a
Especie	Canónigo	16.1 a	2.7 b	1.9 a	0.51 b	21.2 a
	Rúcula	2.7 b	5.6 a	1.6 b	0.60 a	10.5 b
Interacción	NS-12	13.2 c	2.3 d	1.5 cd	0.54 cd	17.5 c
	AP67	15.6 bc	2.7 d	2.3 ab	0.46 de	21.1 b
	AP673L	16.7 ab	2.1 d	1.3 d	0.32 e	20.4 bc
	G2	19.0 a	3.5 cd	2.7 a	0.71 ab	25.9 a
	NS-12	2.7 d	4.6 bc	1.9 bc	0.65 bc	10.0 de
	AP67	2.6 d	5.3 b	1.5 cd	0.41 de	10.1 de
	AP673L	1.9 d	5.1 b	1.2 d	0.49 d	8.9 e
	G2	3.5 d	7.2 a	1.7 cd	0.83 a	12.9 d
ANOVA	Espectro lumínico	***	***	***	**	***
	Especie	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	***	*	***	**	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n =8).

La concentración de aminoácidos se muestra en la Tabla 35. Se identificaron siete aminoácidos en común para ambas especies estudiadas. La concentración de aminoácidos se vio afectada de manera diferente por los diferentes tratamientos de espectro de luz. En particular, la glutamina y la alanina tuvieron una interacción significativa entre las especies y el espectro de la luz. Por el contrario, la isoleucina y la valina se vieron afectadas de forma independiente por el espectro de la luz y la especie,

mientras que el glutamato, el aspartato y la asparagina mostraron diferencias significativas solo entre las especies estudiadas.

Con respecto a la glutamina, el tratamiento con mayor relación Rojo:Azul (G2) incrementó la concentración de este aminoácido en canónigo y rúcula, en comparación con el control. El tratamiento G2 también aumentó la concentración de glutamina en un 13% en canónigo y en mayor medida, un 17%, en las plantas de rúcula. La interacción espectro x especie también fue significativa en alanina, donde la concentración de este aminoácido se aumentó con el espectro G2 en canónigo y se redujo en rúcula, ambas especies con respecto al control NS12.

La interacción espectro de la luz por la especie no fue significativa para la concentración de isoleucina; sin embargo, la concentración de isoleucina fue más alta en las plantas de rúcula. Finalmente, la concentración de valina fue mayor en las plantas de rúcula frente a las plantas de canónigos, en todos los tratamientos de espectro de luz, y la concentración más baja observada en las plantas de canónigos fue con los tratamientos NS-12 y AP673L.

La concentración de aspartato fue un 32,3 % superior en las plantas de canónigos en comparación con las plantas de rúcula.

La concentración de glutamato aumentó en las plantas de canónigos en comparación con las plantas de rúcula, bajo todos los tratamientos de espectro de luz. Por otro lado, la concentración de asparagina aumentó considerablemente en las plantas de rúcula en comparación con las plantas de canónigos.

De estos, la concentración de glutamato y glutamina en el canónigo y las hojas de rúcula fueron relativamente altas, y ambos representaron más del 63% del total de aminoácidos libres identificados.

Al analizar la suma de aminoácidos (aminoácidos totales), el efecto de la interacción del espectro de la luz y la especie no fue significativo. Sin embargo, los factores de espectro y especie afectaron de forma significativa. El tratamiento G2 aumentó la concentración de aminoácidos totales en un 15,3 %, en comparación con AP673L. Por otro lado, el canónigo tuvo un 36,7% más concentración de aminoácidos totales que la rúcula.

Se determinó la concentración de siete ácidos orgánicos en canónigos y rúcula (Tabla 36). La interacción entre espectro de la luz y la especie fue significativa para todos los ácidos estudiados, excepto para los mayoritarios (malato y citrato) y fumarato.

La máxima concentración de lactato se obtuvo en canónigos bajo el tratamiento de espectro de luz NS-12. Este aumento no se vio relegado en rúcula, donde no se observaron diferencias entre los tratamientos.

La concentración de succinato aumentó en las plantas de canónigos y de rúcula en los tratamientos G2 y AP67 en comparación con los otros dos tratamientos de espectro de luz. Pero, cabe destacar la reducción drástica de la concentración de succinato en las plantas de rúcula bajo los tratamientos NS-12 y AP673L.

La concentración de acetato aumentó significativamente en canónigo, con los tratamientos de espectro de luz con la relación rojo:azul más alta (AP673L y G2) y con AP67, en comparación con el tratamiento control. En cambio, en rúcula, solo aumentó con los tratamientos AP673L y G2.

La concentración de formato fue mayor en el control (NS-12) en plantas de canónigo, en cambio, la concentración de este aminoácido permaneció constante, sin aumentar ni disminuir, en las plantas de rúcula.

El espectro de luz G2 aumentó significativamente la concentración de malato en comparación con NS12, y el canónigo tuvo una mayor concentración de este ácido que la rúcula. La concentración de fumarato se vio significativamente afectada por el espectro de la luz, aumentando en el tratamiento G2 con respecto al NS-12. Además, el canónigo tuvo una mayor concentración de este ácido que la rúcula.

La concentración de citrato solo se modificó según la especie cultivada, siendo significativamente mayor en las plantas de canónigo.

Finalmente, el canónigo tuvo una mayor concentración de ácidos orgánicos totales que la rúcula, y se observó un claro efecto del espectro de luz G2 sobre el aumento de los ácidos orgánicos totales.

Tabla 35: Concentración de aminoácidos (mg g^{-1} PS) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	Glutamato	Glutamina	Aspartato	Asparagina	Alanina	Isoleucina	Valina	Totales	
Espectro lumínico	NS-12 (control)	5.2	3.9 b	1.59	1.18	0.69	0.07 b	0.12 b	12.7 ab	
	AP67	5.8	3.6 b	1.57	1.25	0.66	0.08 ab	0.14 ab	13.1 ab	
	AP673L	5.3	3.6 b	1.42	1.37	0.65	0.07 b	0.12 b	12.4 b	
	G2	5.9	4.6 a	1.61	1.39	0.67	0.09 a	0.15 a	14.3 a	
Especie	Canónigo	8.4 a	4.2 a	1.76 a	0.45 b	0.62 b	0.06 b	0.06 b	15.5 a	
	Rúcula	3.4 b	3.7 b	1.33 b	1.94 a	0.72 a	0.09 a	0.19 a	11.4 b	
Interacción	Canónigo	NS-12	7.9	4.4 ab	1.83	0.38	0.58 b	0.05	0.06	15.2
		AP67	8.6	3.4 bc	1.75	0.49	0.67 ab	0.06	0.07	15.1
		AP673L	7.9	3.9 bc	1.64	0.36	0.61 b	0.06	0.05	14.6
		G2	9.0	5.0 a	1.84	0.57	0.61 b	0.07	0.08	17.2
	Rúcula	NS-12	3.2	3.5 bc	1.34	1.78	0.81 a	0.09	0.17	10.9
		AP67	3.7	3.8 bc	1.40	1.83	0.66 ab	0.09	0.20	11.7
		AP673L	3.2	3.3 c	1.19	2.13	0.70 ab	0.09	0.17	10.8
		G2	3.5	4.1 ab	1.38	2.01	0.73 ab	0.11	0.21	12.1
ANOVA	Espectro lumínico	ns	*	ns	ns	ns	**	**	*	
	Especie	***	*	***	***	***	***	***	***	
	Luz x Especie	ns	*	ns	ns	*	ns	ns	ns	

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

Tabla 36: Concentración de ácidos orgánicos (mg g⁻¹ PS) en plantas de canónigo y rúcula bajo diferentes espectros de luz LED.

	Tratamiento	Malato	Citrato	Lactato	Succinato	Acetato	Formato	Fumarato	Totales
Espectro lumínico	NS-12 (control)	8.9 b	5.24	0.25	0.08 c	0.06	0.039 a	0.06 ab	14.6 b
	AP67	9.2 b	4.98	0.24	0.17 a	0.06	0.032 b	0.06 ab	14.7 b
	AP673L	8.8 b	5.22	0.25	0.08 c	0.07	0.036 ab	0.05 b	14.5 b
	G2	10.7 a	5.55	0.25	0.14 b	0.07	0.031 b	0.07 a	16.8 a
Especie	Canónigo	16.2 a	8.32 a	0.26 a	0.17 a	0.1 a	0.05 a	0.10 a	25.2 a
	Rúcula	4.3 b	2.95 b	0.24 b	0.08 b	0.04 b	0.01 b	0.03 b	7.7 b
Interacción	Canónigo	NS-12	15	8.45	0.29 a	0.14 b	0.09 c	0.06 a	24.1
		AP67	16.3	7.91	0.23 ab	0.19 a	0.10 b	0.05 ab	24.8
		AP673L	15.3	8.23	0.28 ab	0.15 b	0.10 b	0.05 ab	24.2
		G2	18.2	8.67	0.23 ab	0.19 a	0.11 a	0.04 b	27.5
	Rúcula	NS-12	4.2	2.84	0.22 b	0.03 d	0.03 e	0.01 c	7.4
		AP67	3.9	2.78	0.24 ab	0.15 b	0.03 e	0.01 c	7.2
		AP673L	3.9	2.97	0.22 b	0.03 d	0.05 d	0.01 c	7.2
		G2	5.2	3.21	0.26 ab	0.11 c	0.05 d	0.01 c	8.8
ANOVA	Espectro lumínico	***	ns	ns	***	ns	***	*	**
	Especie	***	***	**	***	***	***	***	***
	Luz x Especie	ns	ns	***	***	***	***	ns	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, and n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n=8).

Discusión

La luz es un factor ambiental esencial que modula el crecimiento, la fisiología, la anatomía y la morfología de las plantas (Lin et al., 2013). La luz es detectada por distintos fotorreceptores (Casal et al., 2014), por ejemplo, la luz roja/roja lejana es percibida por los fitocromos (Sánchez-Lamas et al., 2016), mientras que la luz azul es detectada por los criptocromos (Liu et al., 2011). Sin embargo, puede haber interferencias y sinergia entre las vías de señalización de los fotorreceptores rojo y azul, que son independientes en algunos casos, pero interactivas en otros (Chen et al., 2019). Nuestra investigación mostró una interacción positiva entre espectro y especie en el crecimiento de las plantas (Tabla 27). Las plantas de rúcula mostraron un alto crecimiento bajo el espectro de luz G2, aumentando un 67% el peso fresco en comparación con el espectro de luz NS-12. Por otro lado, los canónigos mostraron un menor crecimiento (47%) cuando se compararon ambos espectros. Por tanto, la rúcula tiene una mejor respuesta de crecimiento al espectro G2 que los canónigos. El peso fresco y el contenido de materia seca aumentaron a medida que aumentó el porcentaje de luz roja en ambas especies, siendo mayor en las plantas de rúcula bajo el espectro G2, en las que la proporción rojo:azul fue mayor (Tabla 27). En términos de rendimiento, después del tratamiento G2, el mejor crecimiento para ambas especies se produjo bajo el espectro de luz AP67. Es decir, los dos espectros de luz con mayor porcentaje de rojo lejano (AP67 y G2) produjeron la mayor cantidad de peso fresco en ambas especies. Probablemente el rojo lejano podría aumentar la eficiencia fotosintética al aumentar el rendimiento cuántico del fotosistema II (Tabla 28), atenuar la extinción no fotoquímica de la fluorescencia y reducir la disipación en forma de calor (Zhen and van Iersel, 2017). En este sentido, Li et al. (2021) observaron el aumento del peso fresco en dos cultivares de lechuga en cultivo interior suplementadas con luz roja lejana. El tratamiento NS12 (el único con luz ultravioleta 1%) presentó los valores de peso fresco más bajos en comparación con los demás tratamientos para ambas especies. Por lo tanto, no se observó ningún efecto de la luz ultravioleta sobre el peso fresco de ambas especies. Aunque en otras especies de plantas se ha observado que la luz ultravioleta suplementaria puede mejorar la biomasa (Lee et al., 2019a). En nuestro estudio, la luz ultravioleta no tuvo ningún efecto sobre el crecimiento, probablemente porque el espectro de luz NS-12 tiene la relación rojo:azul

más baja de todos los espectros de luz y el porcentaje de luz ultravioleta agregada (1%) no es suficiente para tener efectos sobre el crecimiento de las plantas.

En cuanto a los parámetros de fluorescencia de la clorofila (Tabla 30), bajo G2, se observó que F_v'/F_m' tuvo un valor de 0,78, lo que indicó una alta eficiencia máxima de PSII. Wang et al. (2018) obtuvieron resultados similares, donde sus plantas de lechuga bajo luz roja monocromática tuvieron un valor F_v'/F_m' de 0,77. Además, el efecto de la especie sobre el parámetro de fluorescencia es significativo, obteniendo las plantas de rúcula valores de q_P y Φ_{PSII} más altos que las plantas de canónigos. La extinción fotoquímica de PSII (q_P) indica la proporción de centros de reacción abiertos en PSII (Murchie and Lawson, 2013; Jimenez Suancha et al., 2015), mientras que Φ_{PSII} es la eficiencia fotoquímica de PSII y puede usarse para estimar la velocidad del transporte de electrones a través del PSII (Lichtenthaler et al., 2005; Wang et al., 2016). Por lo tanto, el espectro G2 en las plantas de rúcula promovió una mayor eficiencia operativa del PSII, lo que podría inducir la actividad óptima de los fotosistemas y activar el transporte de electrones entre el fotosistema II y el fotosistema I.

El color es un factor esencial en la selección de hortalizas por parte del consumidor (Bantis, 2021), ya que a menudo se utiliza como indicador de la calidad de los alimentos (Cömert et al., 2019). Este estudio indicó que el tratamiento de control (NS-12) con la proporción más baja de rojo:azul promovió hojas que eran más verdes que otros tratamientos de luz debido al valor de tono más alto (Tabla 29). Al mismo tiempo, el color tiene relación con los pigmentos vegetales; según Yue et al. (2021), la clorofila y los carotenoides son componentes de la coloración de las plantas. Por lo tanto, la tonalidad más alta podría deberse a la mayor concentración de clorofila observada en condiciones control (NS-12). De manera similar, Bantis (2021) observó un tono más alto en cuatro de siete microgreens bajo luz con una proporción de rojo: azul más baja que con proporciones de rojo: azul más altas.

El contenido de pigmentos fotosintéticos es uno de los índices importantes que muestran la capacidad de la fotosíntesis. La luz roja promovía el crecimiento de las hojas y restringía la síntesis de clorofila, por el contrario, la luz azul potenciaba la síntesis de clorofila y carotenoides (Senger, 1982), que se acumulaban cuando la fracción azul estaba presente en el espectro luminoso (Długosz-Grochowska et al., 2017; Ying et al.,

2020). Nuestros resultados con ambas especies fueron consistentes con lo anterior. El tratamiento con la proporción más baja de rojo: azul (NS12) aumentó la concentración de clorofilas y carotenoides, lo que aumentó la cantidad de energía luminosa absorbida por las hojas de las plantas, y resultó en mayores tasas de fotosíntesis. Además, es bien sabido que el ácido 5-aminolevulínico (5-ALA) es el precursor de la biosíntesis de clorofila en las plantas. Por tanto, esta acción de la luz azul podría favorecer la acumulación de clorofila a bajo el tratamiento con NS-12. Por otro lado, la baja concentración de clorofila a bajo el espectro de luz con la mayor relación rojo:azul (G2) podría deberse a la reducida síntesis de glutamato-1-semialdehído, y la consecuente reducción de 5-ALA observada por Sood et al. (2005) bajo luz roja. No obstante, otros estudios observaron mayor concentración de clorofila bajo luz con la mayor proporción roja en las plantas de rúcula (Elmardy et al., 2021). Sin embargo, en otros estudios, la concentración de clorofila en plántulas de lechuga se vio afectada por la interacción entre el espectro de luz y el cultivar (Hernández-Adasme et al., 2022). Los diversos resultados encontrados en la literatura parecen indicar que la concentración de clorofila depende de la especie. Según Yue et al. (2021), diferentes condiciones de calidad de la luz cambiaron la relación de clorofila a:b (Cl a:b). Nuestros resultados (Tabla 30) mostraron que la interacción entre la luz y las especies en la relación Cl a:b fue significativa. Las plantas de canónigos bajo luz con la proporción más alta de rojo:azul (G2) mostraron la Cl a:b más baja, lo que se debió a menos Clorofila a y más Clorofila b. Długosz-Grochowska et al. (2017) observaron un resultado similar en dos variedades de canónigos bajo la luz con una proporción más alta de rojo: azul. Esto indica que los complejos PSII individuales desarrollaron una mayor capacidad de captación de luz por centro de reacción, lo que sugiere que las plantas de canónigos bajo G2 tuvieron una menor eficiencia en la captación de luz.

Los carotenoides son un grupo de pigmentos con colores que van del amarillo al rojo. Están relacionados con la captación de luz y pueden reducir el daño a las plantas causado por el exceso de luz (Yue et al., 2021). La luz con la mayor proporción rojo:azul (G2) redujo la concentración de carotenoides, lo que podría deberse a que la luz roja causó una represión de varios genes relacionados con la síntesis de carotenoides; en cambio, la luz azul promueve la inducción de estos compuestos (Frede et al., 2019).

Además, la reducción de carotenoides puede deberse a una disminución de moléculas específicas, como señalaron Długosz-Grochowska et al. (2017). Estos autores observaron una disminución significativa de las concentraciones de xantofilas, luteína y β -caroteno bajo luces con una alta proporción rojo:azul en comparación con luces con una baja proporción rojo:azul en dos cultivares de canónigos. Por otro lado, en plantas de rúcula, Elmardy et al. (2021) observaron una disminución en la concentración de carotenoides bajo la luz con una combinación de proporciones de rojo, verde y azul ($R:G:B = 5:2:3$), en comparación con las ratios $R:G:B = 7:0:3$ y $3:0:7$, independientemente de la intensidad o fotoperiodo. En otras especies de hortalizas de hoja como la lechuga, Hernández-Adasme et al. (2022) observaron una disminución en la concentración de carotenoides bajo luz roja, aunque el efecto del espectro de luz dependía del cultivar. Por tanto, los resultados indican que cada especie de planta responde de manera diferente en relación al metabolismo de carotenoides frente a diferentes espectros de luz.

Varios estudios sugieren que la absorción y la utilización de nutrientes por las plantas se modifica por la calidad de la luz, la intensidad y el fotoperiodo. (Xu et al., 2021). En particular, la cantidad y la calidad de la luz puede alterar la absorción de múltiples elementos. Además, en algunos estudios se han establecido relaciones entre la percepción de la luz y la absorción de nutrientes (Chen et al., 2016; Sakuraba and Yanagisawa, 2018).

En este ensayo, la calidad de la luz afectó a la composición mineral de canónigo y rúcula (Tabla 31). De forma específica, la composición mineral cambió con cada espectro dependiendo de la especie vegetal estudiada. En canónigo, la concentración de K, Mg, P y Mn fue mayor en el espectro NS-12 (mayor proporción de azul). Según Chen (2012) la luz azul promueve la absorción de P y K en el cebollino chino (*Allium tuberosum*). Además, en condiciones de luz azul, los contenidos de P total y K total en hojas y tallos de plántulas de ajo (*Allium sativum* L.) fueron los más altos (Yang, 2011). Sin embargo, luz azul también puede promover la absorción de Fe, Cu, Zn y Mn en la lechuga de hoja (*Lactuca sativa*) (Xu, 2007). Como sucedió en rúcula (Tabla 32), que la concentración de Cu y Fe fue superior en el tratamiento con mayor proporción de azul (NS-12).

La relación R:RL afecta a la nutrición, la asimilación y la asignación de nutrientes de la planta. Una relación R:RL reducida puede disminuir la clorofila de las hojas y aumentar la asignación de nutrientes a las partes aéreas (Demotes-Mainard et al., 2015; Paradiso and Proietti, 2022). En rúcula, los dos tratamientos de calidad de luz con menor proporción R:RL, obtuvieron mayor concentración de K en las hojas. También en canónigo se obtuvo mayor concentración de K en el espectro con menor R:RL.

En la Tabla 33 se muestran los valores de concentración de nitratos en hoja. La interacción calidad de la luz por la especie fue significativa, el efecto de la luz dependía de la especie estudiada. En rúcula se encontraron valores de nitrato mucho más elevados que en canónigo. Según el Reglamento (UE) No 1258/2011 DE LA COMISIÓN de 2 de diciembre de 2011, que marca unos límites en la concentración de nitratos en hoja (mg/Kg PF), según la especie, la estación del año y si el cultivo es en invernadero o al aire libre, el canónigo no superó los límites establecidos en ninguno de los espectros de cultivo. Sin embargo, la rúcula superó los límites cuando fue cultivada en NS-12, AP67 y G2.

La sacarosa, la glucosa y la fructosa constituyen la mayoría de los azúcares solubles en la rúcula y los canónigos (Tabla 34). Además, el tipo y concentración de carbohidratos tienen un impacto en las características organolépticas de las verduras, determinando así la calidad de las mismas (Bell et al., 2017). Los tratamientos con espectro de luz podrían influir en la composición de los azúcares en rúcula y canónigo. Se observó una interacción significativa entre espectro x especie sobre la concentración de los diferentes azúcares analizados. Sacarosa en canónigo bajo el espectro de luz G2, aumentó un 44% respecto a NS-12. Sin embargo, en las plantas de rúcula sólo fue del 29%. En cuanto a la glucosa, ambas especies obtuvieron incrementos similares bajo el espectro de luz G2 en comparación con NS-12 (alrededor del 54%), aunque sin diferencias significativas en canónigo. La respuesta de la concentración de fructosa fue diferente entre especies, se observó un aumento significativo en las plantas de canónigo (76%) bajo el espectro de luz G2 en comparación con el espectro NS-12. Por el contrario, la concentración de fructosa en plantas de rúcula bajo el espectro de luz G2 disminuyó un 7% en comparación con el espectro de luz NS-12. Estos azúcares son carbohidratos importantes con influencias en el sabor de las verduras, por lo que un aumento en la

fructosa podría mejorar aún más los beneficios nutricionales que probablemente sean de valor para los consumidores (Mir et al., 2017). Por tanto, dependiendo de la especie y el objetivo de producción (rendimiento o calidad), es un punto clave elegir el espectro de luz correcto. Aunque hubo una interacción significativa en luz x especie, los resultados de los efectos de la calidad de la luz mostraron que los tratamientos con mayor porcentaje de luz roja lejana (AP67 y G2) obtuvieron mayores concentraciones de fructosa, glucosa y sacarosa. Esto quizás se deba a que la luz roja lejana aumenta la expansión de las hojas, el tamaño de la copa y el peso fresco (Tabla 27), lo que a su vez provoca aumentos en la luz incidente acumulada y la biomasa (Legendre and van Iersel, 2021), resultando en una mayor síntesis de carbohidratos en plantas.

Los aminoácidos (AA) están involucrados en el metabolismo primario y secundario, y participan en una amplia gama de reacciones enzimáticas celulares que influyen en diversos procesos fenológicos y fisiológicos como el crecimiento vegetativo, la maduración del fruto, la señalización y la activación de sistemas de defensa contra diferentes tensiones y ajuste osmótico, y también actúan como fuente de reserva de nitrógeno (Teixeira et al., 2017). La concentración de aminoácidos mostró que la calidad de la luz cambiaba el aminograma de las plantas de rúcula y canónigos. Los aminoácidos que se encontraron en concentraciones más altas en ambas especies fueron glutamato, glutamina y aspartato. Además, estos aminoácidos desempeñan papeles clave en procesos fisiológicos y metabólicos en las plantas, ya que intervienen en la asimilación de nitrógeno, y también intervienen en la síntesis del resto de aminoácidos (Alfosea-Simón et al., 2022). Se sabe que los aminoácidos son una característica clave del sabor umami (uno de los cinco sabores principales) (Chaudhari et al., 2009). Además, el glutamato se produce comúnmente a través de dos vías, las cuales dan como resultado la conversión general de 2-oxoglutarato en glutamato. Una ruta utiliza amonio como donante de nitrógeno a través de la enzima glutamato deshidrogenasa (GDH), y otra utiliza glutamina como donante de nitrógeno catalizada por la enzima glutamato sintasa (GltS) (Walker and van der Donk, 2016). Según Eprintsev et al. (2021), la irradiación con luz roja lejana aumentó la actividad de GDH, mientras que la actividad de GltS fue modulada por un fitocromo mediante una reacción reversible rojo/rojo lejano (Suzuki et al., 2001; Yoneyama and Suzuki, 2020). Nuestros resultados mostraron que el

espectro de luz no tuvo ningún efecto sobre los dos aminoácidos (glutamato y aspartato), que desempeñan un papel clave en el sabor de diferentes plantas y alimentos. Además, nuestros resultados mostraron que el espectro de luz afectó el perfil de aminoácidos, dependiendo de la especie. En general, la proporción más alta de rojo: azul (G2) aumentó la concentración de aminoácidos individuales y totales. Por tanto, la utilización de una mayor fracción roja en la luz durante el crecimiento de las plantas podría aumentar su calidad.

Los resultados del trabajo actual demostraron el efecto positivo de la luz roja lejana sobre la acumulación de aminoácidos (Tabla 35). El amonio producido por la reducción de nitrato en las plantas se asimila rápidamente a nitrógeno orgánico a través de la vía GS/GOGAT, que es la vía de asimilación de amonio más activa en las plantas fotosintéticas. La glutamina se sintetiza mediante la acción de GOGAT para completar la asimilación del amonio. En este proceso, la calidad de la luz juega un papel regulador importante en la actividad enzimática (Ning et al., 2019). Curiosamente, es posible que la luz roja lejana pueda inhibir la biosíntesis de proteínas como precursoras de los aminoácidos, lo que resultaría en su acumulación.

El análisis metabólico (H-NMR) también identificó los ácidos orgánicos malato, acetato, citrato, lactato, formato, fumarato y succinato (Tabla 36). Entre ellos, los ácidos citrato, malato y fumarato son importantes porque participan en el ciclo de Krebs (Igamberdiev and Eprintsev, 2016). Para los ácidos orgánicos del ciclo de Krebs, el más abundante fue el malato, cuya concentración supuso el 64% y el 56% del total de ácidos cuantificados en canónigos y rúcula, respectivamente. Nuestros resultados mostraron que la acumulación de malato fue independiente de la interacción luz x especie. Generalmente, el malato es el ácido más acumulado y desempeña muchas funciones en las células vegetales, una de las cuales es su papel como osmolito y anión, que compensa la carga positiva del potasio, siendo particularmente importante en la regulación de los estomas. En relación con las especies estudiadas, se acumuló mucho más malato en los canónigos que en la rúcula. Por otro lado, AP67 y G2, ambos con menor relación R:FR, obtuvieron la mayor concentración de malato. Según Simanavičius and Viršilė (2018), el contenido de ácido málico fue uno de los más sensibles a las diferencias en el espectro luminoso. En particular, el aumento de las fracciones azules o rojas disminuyó la

concentración de malato en tatsoi. Por el contrario, Samuolienė et al. (2021) no encontraron diferencias significativas en su contenido bajo LED azul y/o rojo en lechuga. Kasperbauer et al. (2001) encontraron que la luz roja lejana aumentaba los ácidos orgánicos en las fresas. La relación entre la luz roja y la luz roja lejana regula numerosos procesos (Demotes-Mainard et al., 2015). En canónigo y rúcula, la acumulación de malato podría deberse al aumento de la actividad de la NAD-malato deshidrogenasa, que está bajo el control de la luz roja y roja lejana (Thum et al., 2004) y podría explicar el aumento en su concentración en condiciones de baja relación rojo:rojo lejano en lámparas AP67 y G2. El segundo ácido orgánico mayoritario fue el citrato, que junto con el malato contabilizan más del 90 % de los ácidos orgánicos determinados (Tabla 36). En otros estudios con tatsoi, se observó un aumento del ácido cítrico con ambos espectros rojo (640 nm) y azul (455 nm) con una intensidad de $300 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Simanavičius and Viršilė, 2018). Además, se observó una interacción significativa entre el espectro de la luz y las especies en la concentración de succinato. Ambas especies aumentaron el contenido de succinato en el espectro de luz G2 en comparación con el espectro de luz NS-12. Las rúculas aumentaron más de un 200% mientras que los canónigos sólo aumentaron un 35%. Además, los tratamientos con mayor proporción de rojo lejano (AP67 y G2) mostraron la mayor concentración de succinato. Se ha demostrado que el contenido de succinato se regula mediante el fitocromo A, que está relacionado con la luz roja lejana (Popov et al., 2010). Por otro lado, los resultados de la literatura confirman que el efecto del espectro luminoso sobre los ácidos orgánicos depende de la especie, y es un factor clave para mejorar la calidad de las hortalizas de hoja.

4.3. Cultivo de espinaca bajo tres intensidades y cuatro espectros lumínicos.

La intensidad de la luz influyó de forma muy significativa en los parámetros de crecimiento de la espinaca (Figura 10). El incremento en peso fresco (PF), materia seca (MS) y área foliar (AF) fue directamente proporcional a la intensidad de luz utilizada. Los valores más altos de estos parámetros se obtuvieron con alta intensidad de luz ($430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Como resultado de la diferente calidad de la luz utilizada (Figura 11), se pueden observar diferencias significativas en el peso fresco, materia seca y área foliar en la espinaca. Parece seguir una tendencia a aumentar el peso fresco de las plantas aumentando la relación rojo:azul (R/A) cuando no estaba involucrado el espectro de luz UV (2 R/A) (Figura 11). Los valores más altos de los parámetros de crecimiento se observaron con los tratamientos de luz 6R/A y 10R/A, mientras que los valores más bajos se observaron con el tratamiento de luz 5R/A.

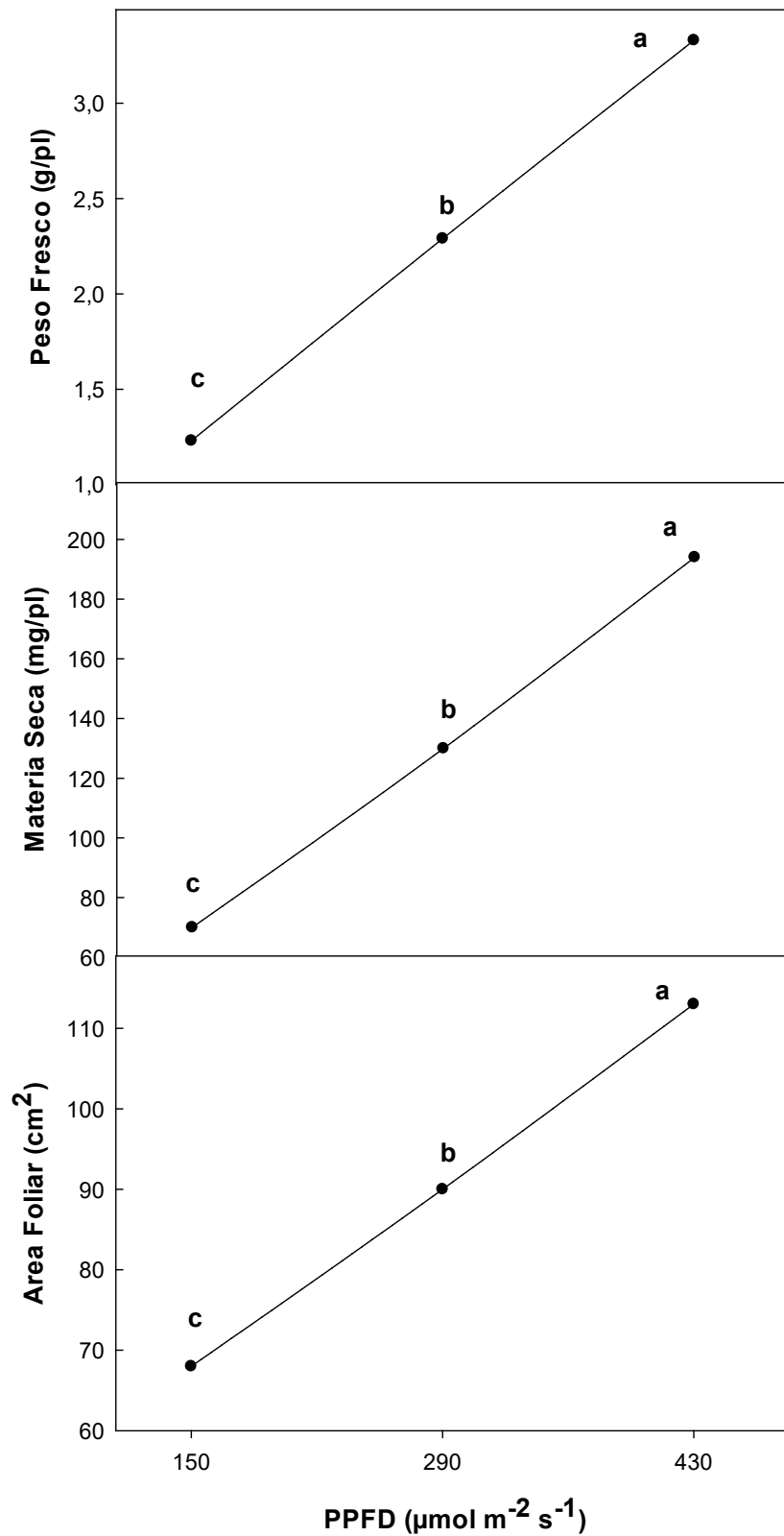


Figura 10. Crecimiento y producción de las plantas de espinaca bajo diferentes tratamientos de intensidad de luz. PPFD: Densidad de flujo de fotones fotosintéticos. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$) entre las medias, según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

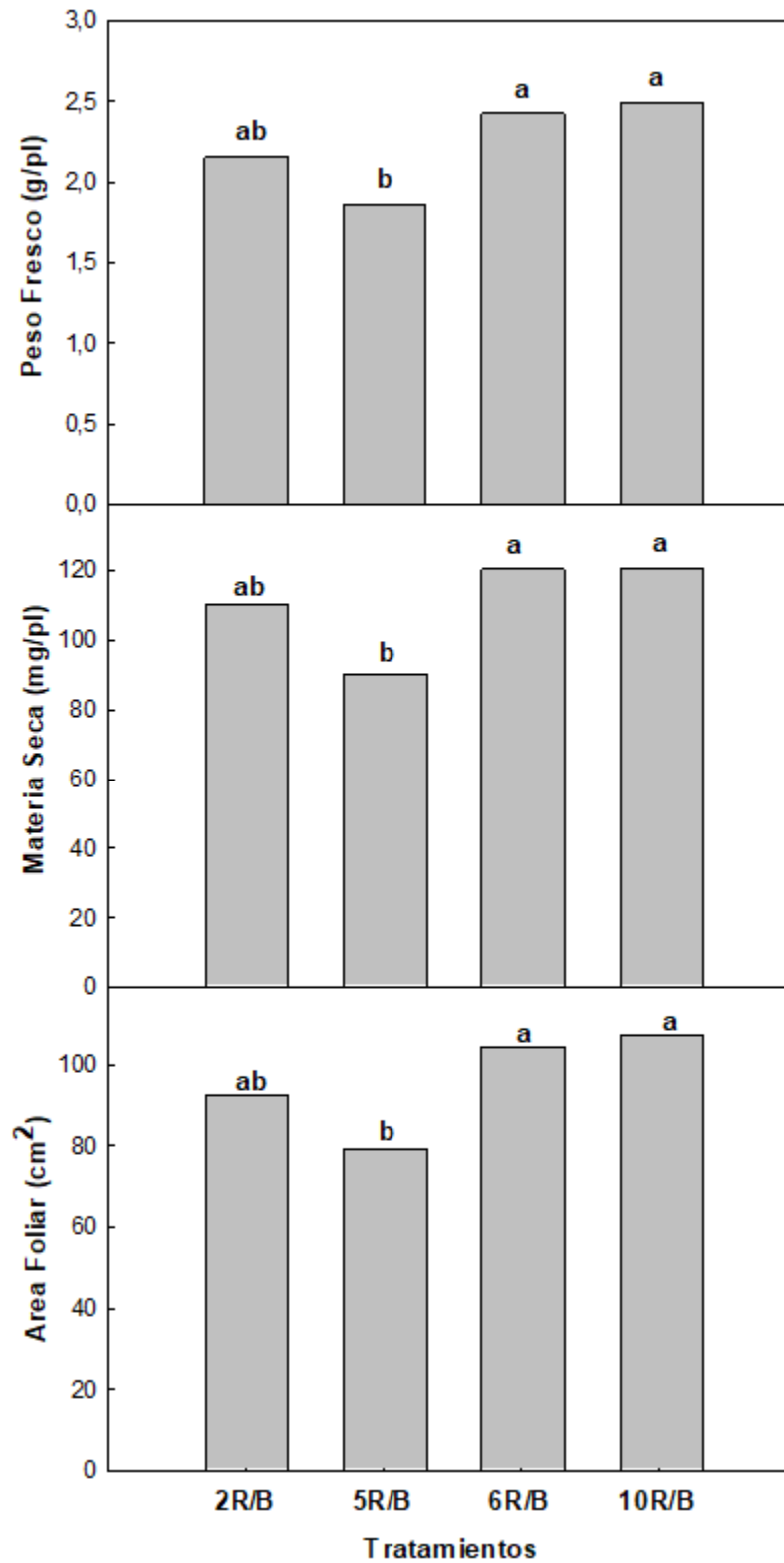


Figura 11. Crecimiento y producción de las plantas de espinaca bajo diferentes tratamientos de calidad de luz. R/A: relación roja/azul. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$) entre las medias, según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

La relación Fluorescencia de clorofila: eficiencia de las antenas del PSII (F_v'/F_m') no cambió en espinacas cultivadas bajo diferentes intensidades de luz, aunque si se encontró un ligero aumento en eficiencia cuántica de PSII (Φ_{PSII}) (Tabla 37). Los intervalos de intensidad fueron proporcionales entre tratamientos, pero no correspondió con el incremento de quenching fotoquímico (qP) que aumentó de forma drástica de intensidad baja a media y se mantuvo con intensidad media a alta. No se encontraron diferencias significativas en qP bajo los cuatro espectros de luz diferentes utilizados. La relación F_v'/F_m' y Φ_{PSII} sí mostraron diferencias entre las calidades de luz, con los valores más altos encontrados en las hojas de espinaca cultivadas en relaciones 2R/A y 6R/A. La mayor concentración de clorofilas se obtuvo a una intensidad de luz de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ pero no hubo diferencias en el contenido de clorofila (SPAD) bajo diferentes calidades de luz.

Tabla 37: Máxima eficiencia de PSII en hojas adaptadas a la luz (F_v'/F_m'), extinción fotoquímica de PSII (qP), eficiencia fotoquímica de PSII (Φ_{PSII}) y Clorofilas (SPAD) en plantas de espinacas bajo diferentes tratamientos de luz.

Tratamiento de luz	Φ_{PSII}	F_v'/F_m'	qP	SPAD
Intensidad				
IB (150 PPFD)	0.64 b	0.77	0.83 b	15.4 b
IM (290 PPFD)	0.71 a	0.79	0.90 a	15.9 b
IA (430 PPFD)	0.71 a	0.77	0.91 a	22.5 a
ANOVA	*	ns	***	***
Calidad				
2R/A	0.59 a	0.73 a	0.80	9.70
5R/A	0.50 b	0.69 b	0.72	9.67
6R/A	0.60 a	0.74 a	0.80	10.83
10R/A	0.48 b	0.69 b	0.69	9.81
ANOVA	*	*	ns	ns

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En la ANOVA, 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza del 95 %; * y *** indican diferencias significativas en $p < 0.05$ y 0.001 , respectivamente. Letras minúsculas diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias, según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

Las hojas de espinaca mostraron diferencias significativas de color entre tratamientos. La luminosidad (L) y el Croma (C) fueron inversamente proporcionales a la intensidad de la luz (Tabla 38). Las diferencias en el tono (H) fueron menos fuertes, con los valores más altos en 430 hojas de espinaca. En cuanto a la calidad de la luz, 2R/A y 6R/A mostraron parámetros de color similares, con los valores más bajos de L y C, y los resultados de tono (H) más altos, lo que concuerda con la coloración más oscura de las hojas.

No se observaron diferencias estadísticamente significativas en los efectos de la intensidad de la luz y el espectro de la luz sobre la capacidad antioxidante, concentración de clorofila y carotenoides. Sin embargo, el tratamiento con menor intensidad lumínica ($150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y espectro lumínico 5 R/A mostró valores superiores al resto de los tratamientos (Tabla 39). Solo se encontraron diferencias significativas en la concentración de Clorofila b (Cl b), donde se observó que las espinacas cultivadas bajo

Tabla 38: Luminosidad (L^*), Croma (C^*) y tono (h^*) en plantas de espinacas bajo diferentes tratamientos de luz.

Tratamiento de luz	L^*	C^*	h^*
Intensidad			
IB (150 PPFD)	43.3 a	30.5 a	123.6 b
IM (290 PPFD)	40.8 b	26.5 b	123.9 ab
IA (430 PPFD)	39.1 b	23.8 b	124.0 a
ANOVA	***	***	*
Calidad			
2R/A	42.0 b	29.7 b	124.7 a
5R/A	45.2 a	35.1 a	121.6 c
6R/A	42.4 b	31.0 b	123.7 b
10R/A	45.6 a	36.0 a	122.0 c
ANOVA	***	***	***

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En la ANOVA, 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza del 95%; * y *** indican diferencias significativas en $p < 0.05$ y 0.001 , respectivamente. Letras minúsculas diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias, según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

Tabla 39: Concentración de clorofilas a (Cl a), b (Cl b), carotenoides (Car) y clorofilas totales (Total) en $\mu\text{g g}^{-1}$ PF y capacidad antioxidante (%RSA) en plantas de espinaca bajo diferentes tratamientos de luz.

Tratamiento	%RSA	Cl a	Cl b	Total	Car
Intensidad					
IB (150 PPFD)	37.8	229	106	335	87.4
IM (290 PPFD)	34.3	216	100	317	84.3
IA (430 PPFD)	37.8	212	95	306	86.1
ANOVA	ns	ns	ns	ns	ns
Calidad					
2R/A	23.2	222	103 ab	326	83.0
5R/A	24.9	222	115 a	338	84.3
6R/A	24.0	192	90 b	281	73.2
10R/A	23.2	212	101 ab	313	80.9
ANOVA	ns	ns	*	ns	ns

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En la ANOVA, 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza del 95%; * indican diferencias significativas en $p < 0.05$. Letras minúsculas diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias, según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

un espectro 6 R/A y 10 R/A aumentaron la concentración de Clorofila b, con respecto al tratamiento 5 R/A y sin diferencias con 2 R/A.

La intensidad de la luz no afectó significativamente la concentración de macronutrientes (Ca^{2+} , Mg^{2+} , P y S) en espinacas cultivadas en hidropónico (Figura 12A). Solo el K^{+} mostró un ligero aumento cuando se utilizó la mayor intensidad y, en consecuencia, la concentración de Mg^{2+} disminuyó en un porcentaje similar. La concentración de micronutrientes (B, Cu, Fe, Mo, Zn y Mn) presentó diferencias significativas entre las distintas intensidades lumínicas. En cuanto a la concentración de micronutrientes, destacó el caso de Fe y Mn, donde la intensidad baja aumentó su concentración foliar en un 30% frente a la intensidad media y alta.

La concentración más alta de nitrato se encontró en $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. El incremento de intensidad resultó en una ligera disminución, alrededor del 20%, sin diferencias significativas entre $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Diferentes calidades de luz causaron diferencias en la concentración foliar de macro y micronutrientes en espinacas (Figura 12B). 2R/A mostró la mayor concentración de todos los macronutrientes excepto K^+ . La relación 5R/A redujo la concentración de Mg^{2+} , P y S hasta en un 40% en comparación con 2R/A, pero mostró la máxima concentración de Fe. Se encontraron diferencias entre todos los micronutrientes, pero no se observó ninguna tendencia.

Diferentes calidades de luz produjeron diferentes concentraciones de nitrato. La concentración más baja se alcanzó con 6R/A, seguida de 2R/A. no hubo diferencias estadísticamente significativas entre 5R/A y 10R/A

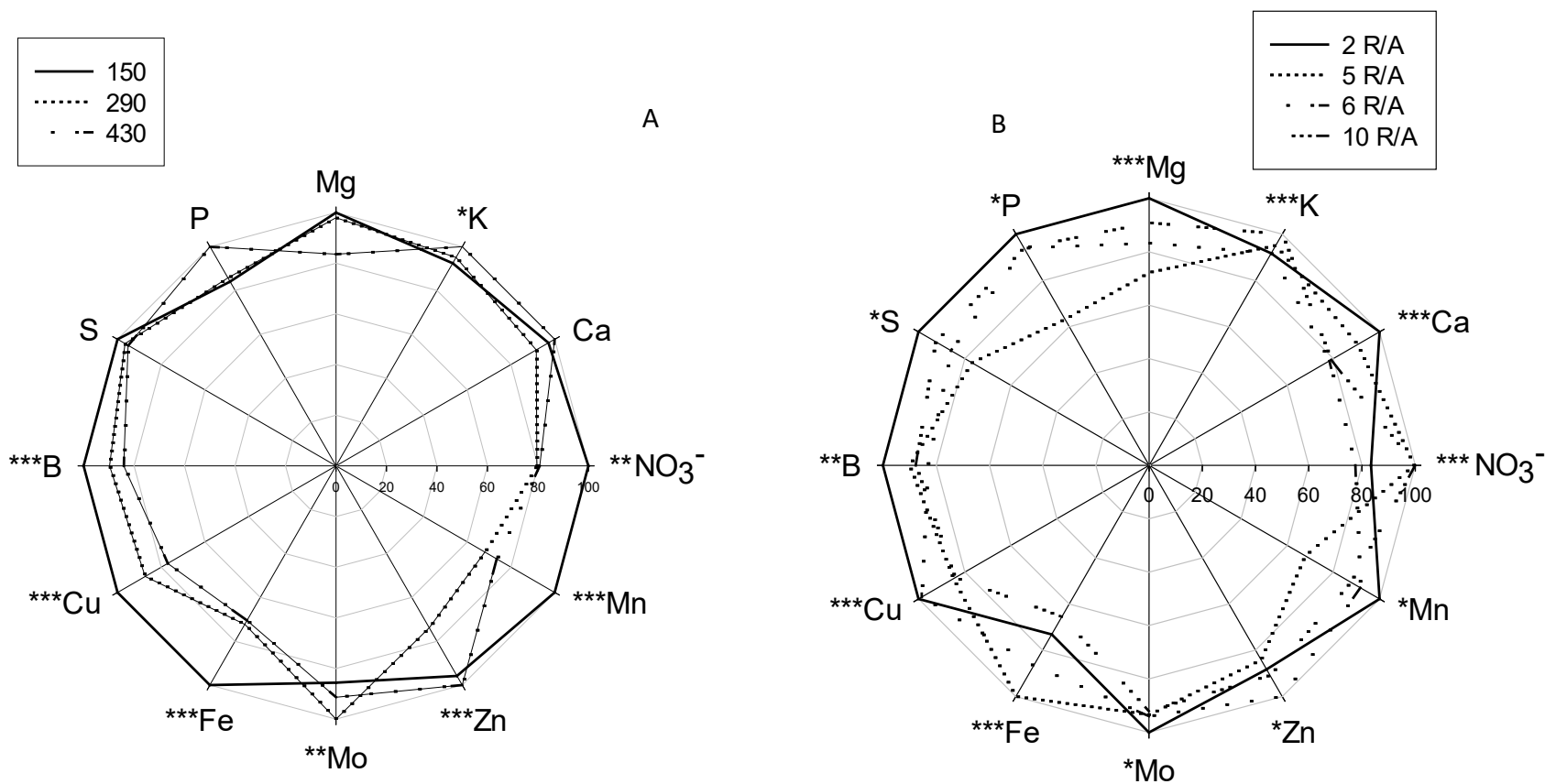


Figura 12. Concentración relativa de macro y micronutrientes cuantificados en hojas de espinaca bajo diferentes tratamientos de intensidad de luz (izquierda) y calidad (derecha). Las concentraciones se expresan en porcentajes con relación al tratamiento con mayor concentración del elemento (100%). “ns” indica diferencias no significativas para un intervalo de confianza del 95%; por su parte, *, **, y *** indican diferencias significativas en $p < 0,05$, $p < 0,01$ y $p < 0,001$, respectivamente.

Los resultados del metabolito RMN se dividieron en categorías (aminoácidos libres, ácidos orgánicos y azúcares). Para fines comparativos se ha seleccionado como luz de control $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y 2R/A, ya que es la intensidad que se utiliza frecuentemente en fábricas de plantas y su espectro es similar a la luz solar.

Cuando la intensidad de la luz alcanzó los $290 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, hubo una clara tendencia alcista para los aminoácidos alanina, glutamina, prolina, treonina y triptófano, así como para GABA, fumarato, lactato y glucosa. Pero ningún metabolito aumentó su concentración cuando la intensidad aumentó a $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. De hecho, 14 metabolitos disminuyeron su concentración con esta intensidad. Los principales aminoácidos fueron glutamato, glutamina y aspartato (Tabla 40 y Tabla 41). Juntos suponen el 69, 68 y 76% del conjunto total de aminoácidos en los tratamientos de intensidad baja, media y alta, respectivamente. Ocho aminoácidos fueron clasificados como estadísticamente diferentes entre intensidades de luz (Tabla 40 y Tabla 41). Estos fueron alanina, asparagina, glutamina, isoleucina, leucina, fenilalanina, triptófano y valina.

Los principales ácidos orgánicos fueron el malato y el citrato en las tres intensidades utilizadas, seguidos del ascorbato (Tabla 42). Las concentraciones de acetato y citrato se redujeron notablemente con el uso de $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, mientras que la concentración de acetato se mantuvo estable con intensidades bajas y medias. Entre los ácidos relacionados con el ciclo de Krebs, hubo diferencias significativas entre las intensidades en las concentraciones de fumarato y succinato.

Tabla 40: Concentración de aminoácidos (mg g^{-1} PS) detectados y cuantificados por H-NMR en plantas de espinaca.

Tratamiento	Glutamato	Glutamina	Aspartato	Asparagina	Alanina	Isoleucina	Prolina	Treonina
Intensidad								
IB (150 PPFD)	2.98	1.18 b	1.37	0.35 a	0.30 b	0.13 a	0.36	0.28
IM (290 PPFD)	2.81	1.45 a	1.28	0.28 b	0.39 a	0.10 b	0.47	0.35
IA (430 PPFD)	2.64	1.20 b	1.28	0.19 c	0.23 c	0.06 c	0.38	0.29
ANOVA	ns	*	ns	***	***	***	ns	ns
Calidad								
2R/A	5.36 a	1.43	2.47 a	0.98 a	0.56	0.21 a	0.76 a	0.56 a
5R/A	5.15 a	1.65	2.07 ab	0.52 c	0.54	0.15 b	0.65 ab	0.47 b
6R/A	3.66 b	1.31	1.35 b	0.61 bc	0.44	0.15 b	0.55 b	0.40 b
10R/A	4.87 ab	1.34	2.27 a	0.76 b	0.50	0.14 b	0.73 a	0.54 a
ANOVA	**	ns	***	***	ns	***	*	***

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En el ANOVA, 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza del 95%; * indica diferencias significativas en $p < 0.05$. Letras minúsculas diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias, establecido por el test de Tukey ($n = 4$).

Tabla 41: Continuación concentración de aminoácidos (mg g^{-1} PS) detectados y cuantificados por H-NMR en plantas de espinaca.

Tratamiento	Piroglutamato	GABA	Leucina	Fenilalanina	Triptófano	Tirosina	Valina	Total
Intensidad								
IB (150 PPFD)	0.34	0.47 b	0.14 a	0.16 a	0.06 b	0.13	0.16 a	8.37
IM (290 PPFD)	0.36	0.74 a	0.15 a	0.13 b	0.08 a	0.12	0.18 a	8.87
IA (430 PPFD)	0.32	0.42 b	0.08 b	0.07 c	0.05 b	0.11	0.10 b	7.50
ANOVA	ns	***	***	***	*	ns	***	ns
Calidad								
2R/A	0.80 a	0.24 c	0.20 a	0.29 a	0.35 a	0.27 a	0.23 a	14.49 a
5R/A	0.73 a	0.33 b	0.13 b	0.21 b	0.22 c	0.15 c	0.20ab	13.56 a
6R/A	0.51 b	0.41 a	0.12 b	0.22 b	0.25 bc	0.16 bc	0.18 b	10.27 b
10R/A	0.73 a	0.36 b	0.13 b	0.25 ab	0.29 b	0.19 b	0.21ab	13.14 a
ANOVA	*	*	***	**	***	***	*	***

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En el ANOVA, 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza del 95%; * indica diferencias significativas en $p < 0.05$. Letras minúsculas diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias, establecido por el test de Tukey ($n = 4$).

Tabla 42: Concentración de ácidos orgánicos (mg g^{-1} PS) detectados y cuantificados por H-NMR en plantas de espinaca.

Tratamiento	Malato	Citrato	Ascorbato	Lactato	Succinato	Acetato	Formato	Fumarato	oxoglutarato
Intensidad									
IB (150 PPFD)	4.54	2.94	1.30 a	0.12 b	0.56 ab	0.11 a	0.02	0.10 b	0.39 b
IM (290 PPFD)	5.34	3.16	1.44 a	0.15 a	0.61 a	0.12 a	0.02	0.14 a	0.47 a
IA (430 PPFD)	4.90	2.66	0.65 b	0.14 ab	0.48 b	0.06 b	0.02	0.09 b	0.35 b
ANOVA	ns	ns	***	**	*	***	ns	***	***
Calidad									
2R/A	4.37	3.29 a	0.21 b	0.23	0.57 a	0.08	0.041 a	0.24 a	0.37 b
5R/A	3.29	2.80 ab	0.19 b	0.19	0.49 ab	0.06	0.035 ab	0.23 a	0.30 b
6R/A	3.48	2.04 c	0.58 a	0.19	0.38 b	0.07	0.021 b	0.17 b	0.37 b
10R/A	3.89	2.42 ab	0.26 b	0.21	0.49 ab	0.07	0.025 bc	0.20 ab	0.47 a
ANOVA	ns	***	**	ns	*	ns	***	**	***

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En la ANOVA. 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza de 95%; * indican diferencias significativas en $p < 0.05$. Diferentes letras minúsculas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los medios. según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

Las hojas de espinaca cultivadas con $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ tuvieron una menor concentración de azúcares totales (Tabla 43). La sacarosa fue el azúcar principal, con mayor concentración cuando se utilizó $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. La fructosa y la glucosa también mostraron diferencias significativas entre intensidades. Aunque la concentración de estos dos azúcares se comportó de manera diferente: la fructosa mostró la concentración más baja a la intensidad más alta ($430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y la glucosa, la concentración más baja a la intensidad más baja ($150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Cuando se aplicaron diferentes intensidades de luz, hubo diferencias significativas en las concentraciones de betaína y colina. Se encontró una disminución en la concentración de colina a $430 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Tabla 43: Concentración de carbohidratos no estructurales (mg g^{-1} PS) Detectado y cuantificado por H-NMR en plantas de espinaca.

Tratamiento	Sacarosa	Betaína	Glucosa	Fructosa	Inositol	Colina	Totales
Intensidad							
IB (150 PPFD)	9.69 a	4.88 b	3.16 b	2.71 a	1.03	1.09 a	22.5 a
IM (290 PPFD)	8.08 b	5.74 a	4.28 a	2.59 a	0.95	1.19 a	22.8 a
IA (430 PPFD)	5.63 c	4.79 b	3.77 ab	2.10 b	1.04	0.89 b	18.2 b
ANOVA	***	**	*	*	ns	**	**
Calidad							
2R/A	10.56 a	8.17 a	5.72	3.87 a	0.83 b	1.16 b	29.9 a
5R/A	10.85 a	8.20 a	4.53	2.19 c	1.30 a	1.52 a	28.6 a
6R/A	7.29 b	4.99 b	5.83	3.36 ab	0.94 b	1.11 b	23.52 b
10R/A	9.25 a	7.77 a	5.12	2.82 bc	0.98 b	1.18 b	27.6 a
ANOVA	***	***	ns	***	**	***	**

IB: Intensidad baja; IM: Intensidad media; IA: Intensidad alta; R/A: Rojo/Azul. En la ANOVA. 'ns' indica diferencias no significativas con un intervalo de confianza de 95%; * indican diferencias significativas en $p < 0.05$. Diferentes letras minúsculas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los medios. según lo establecido por la prueba de Tukey ($n = 4$).

Las diferentes calidades de luz modificaron el conjunto de metabolitos al reducir su concentración en la mayoría de los casos (Figura 13). Solo la glutamina no mostró diferencias entre las calidades de la luz. Tanto la colina como el mioinositol aumentaron con 5R/A pero no se observaron diferencias entre el resto de las calidades de luz y el 2-oxoglutarato solo aumentó con 10R/A pero disminuyó con 5R/A. GABA se destacó como el único metabolito que aumentó su concentración con los tres espectros de la luz. El contenido total de aminoácidos fue en el siguiente orden: 2 R/A > 10 R/A > 5 R/A > 6 R/A (Figura 13). A excepción de 5R/A, donde la valina ocupó el tercer lugar en importancia, los aminoácidos primarios con aproximadamente el 63 % del conjunto total fueron glutamina, aspartato y glutamato. En comparación con 2R/A, la concentración de todos los ácidos orgánicos disminuyó, y la cantidad total de ácidos orgánicos provocó una mayor disminución en 6R/A. Solo la concentración de 2-oxoglutarato aumentó con 10R/A. El malato fue el más alto con diferencia, seguido del citrato, en todas las luces LED excepto en una (Tabla 42). Comparando las proporciones de ácidos relacionados con el ciclo de Krebs, 2R/A, 6R/A y 10R/A tenían porcentajes similares de malato (aprox. 49%) y citrato (aprox. 30%) mientras que 5R/A obtuvo los mismos porcentajes de estos ácidos orgánicos (45% cada uno).

La calidad de la luz influyó mucho en la concentración de fructosa. 5R/A aumentó el mioinositol pero disminuyó la concentración de glucosa. Los niveles foliares de sacarosa también se redujeron cuando se usaron luces 6R/A y 10R/A. Al analizar los porcentajes de cada azúcar individual en relación con la concentración de azúcar total en cada muestra, se encontró una relación. La relación R/FR fue inversamente proporcional a la sacarosa y directamente proporcional a la fructosa. Otros metabolitos también se redujeron con el uso de 6R/A, como colina y trigonelina.

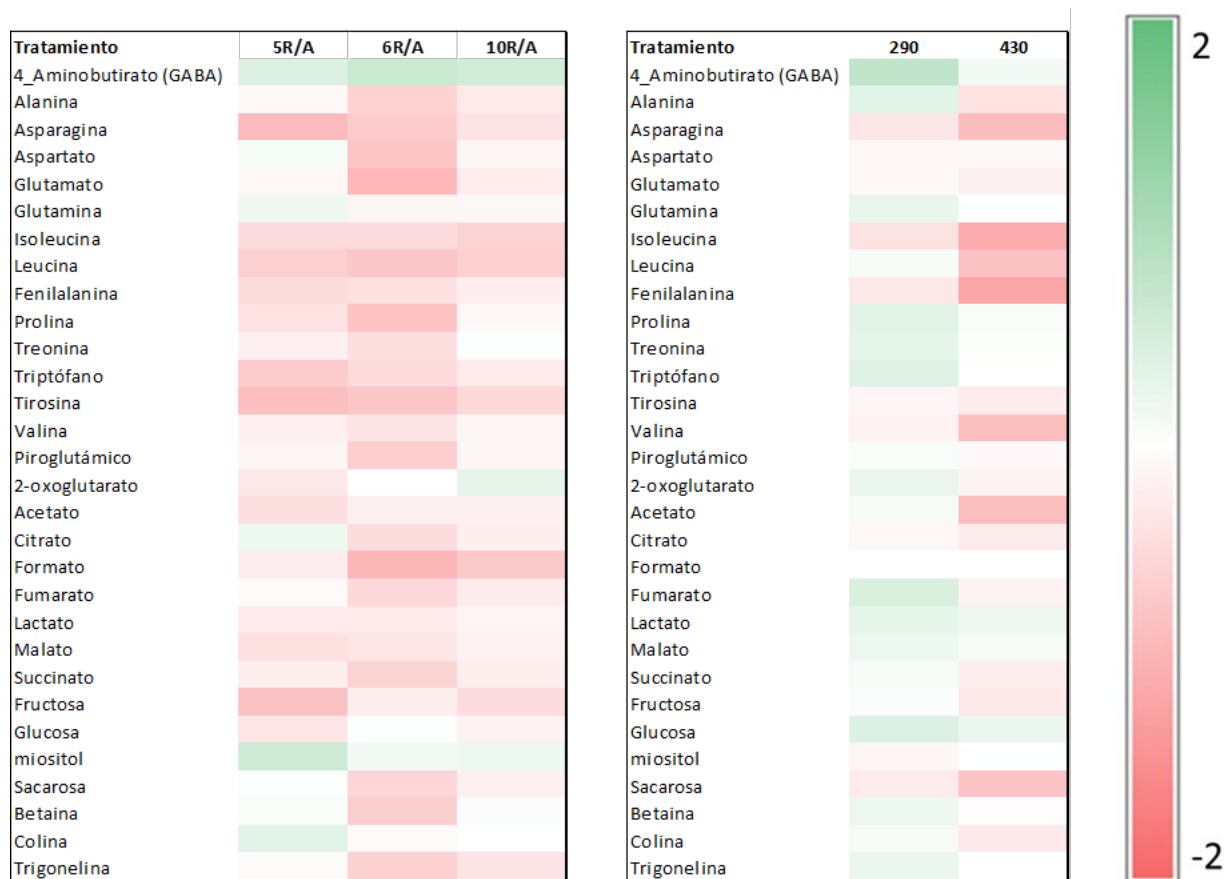


Figura 13: Representación gráfica de la concentración tipificada en los metabolitos obtenidos en hojas de espinaca bajo diferentes tratamientos de luz en comparación con 2 R/A y $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ respectivamente.

El conjunto de datos correspondiente a todos los parámetros significativos medidos en este trabajo fue tratado por análisis de componentes principales (PCA) (Figura 14 y Figura 15) para permitir una comprensión simple, rápida y visual de nuestros resultados. La Figura 14 muestra el PCA utilizado para diferentes intensidades de luz con una clara separación entre los tratamientos a lo largo del componente 1. Los dos primeros componentes principales explican juntos el 82 % de la variabilidad de los datos. Las proyecciones de espectros en el primer eje (49%) presentan una separación obvia de los tres tratamientos de intensidad de luz (150 izquierda, 250 centro y 430 lado derecho) Los principales contribuyentes al primer componente fueron: peso fresco, área foliar, B, Cu y Fe (Figura 12). En cuanto al análisis multivariado de los tratamientos con diferente espectro de la luz (Figura 15), la separación entre tratamientos no fue tan clara como con la intensidad de luz. El PCA colocando el tratamiento 2R/A (con luz ultravioleta) en la parte superior izquierda, el tratamiento 6R/A en la parte superior

derecha y 5 R/A y 10R/A (tratamientos con mayor espectro rojo lejano) en la parte inferior izquierda. Además, los dos componentes principales solo explican el 47% de la variabilidad de los datos.

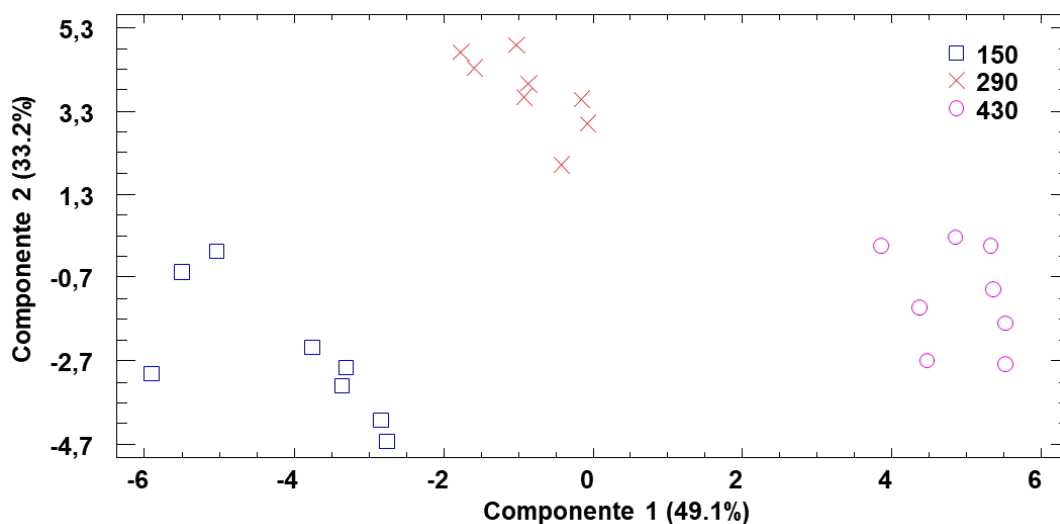


Figura 14: Distribución de las diferentes muestras de espinacas bajo tres tratamientos de intensidad de luz en el plano definido por los dos primeros componentes principales. (82.3%).

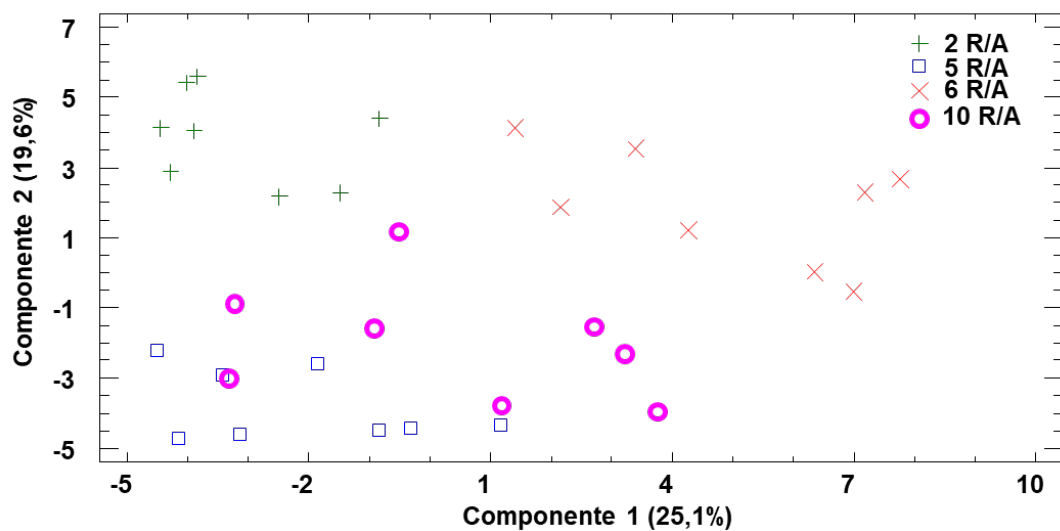


Figura 15: Distribución de las diferentes muestras de espinacas bajo cuatro calidades de luz (2 R/A. 5 R/A. 6 R/A. 10 R/A) tratamientos en el plano definido por los dos primeros componentes principales. (39.7%).

Discusión

Las plantas necesitan luz no solo para la fotosíntesis sino también para regular su desarrollo y concentración fitoquímica (Huché-Thélier et al., 2016). Los resultados mostraron una relación proporcional entre la intensidad y los parámetros de crecimiento (Figura 10). En las hortalizas de hoja verde, una mayor tasa de crecimiento suele asociarse con una mayor irradiancia, porque hay más fotones disponibles para la fotosíntesis, lo que mejora la acumulación de biomasa.

El aumento de la intensidad de la luz de 150 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ mejoró el crecimiento de las espinacas en un 66%. Se encontraron resultados similares en otros estudios sobre espinacas (Nguyen et al., 2021) y hortalizas de hoja como la lechuga (Voutsinos et al., 2021) y la albahaca (Pennisi et al., 2020). Entre los parámetros que afectan el crecimiento, el fotoperiodo es el factor más influyente para el cultivo en interiores, seguido de la intensidad de la luz y la calidad de la luz (Zou et al., 2020). En cuanto a los tratamientos de calidad de la luz, la diferencia máxima obtenida entre tratamientos fue de alrededor del 27%. Se esperaba una relación lineal entre los parámetros de crecimiento y la relación R/A (rojo/azul) en concordancia con un gran número de estudios previos (Sabzalian et al., 2014; Choi et al., 2015; YAO et al., 2017; Wong et al., 2020). El máximo crecimiento se obtuvo con el tratamiento con la proporción más alta (tratamiento 10R/A) (Figura 11), aunque 2R/A tuvo mayor peso fresco y área foliar que 5R/A. Esto puede explicarse por dos diferencias en la calidad de la luz. La luz 2R/A tiene una luz UV, mientras que el tratamiento 5R/A carece de ella. La luz UV-A puede mejorar la biomasa (Wong et al., 2020), esta pequeña proporción de luz ultravioleta podría ser suficiente para afectar el metabolismo de las plantas. Además, estudios recientes sugirieron que no se debe ignorar la luz verde en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Schenkels et al. (2020) han demostrado que tanto la luz verde adicional como el reemplazo parcial del espectro por luz verde dieron como resultado un aumento del peso fresco y seco en la albahaca. La luz utilizada en este experimento tenía diferentes porcentajes de luz verde, siendo 2R/A el doble que las demás. Estos factores pueden influir en el crecimiento de las plantas en espinacas cultivadas bajo el tratamiento 2R/A más que el aumento de la luz roja del tratamiento 2R/A al 5R/A. De hecho, esta no linealidad en la respuesta a una relación R/A más alta se puede observar

también en otros parámetros como el fósforo, el magnesio, el color del tono o los parámetros de fluorescencia de la clorofila.

Los resultados sobre los parámetros de fluorescencia de la clorofila indicaron que el PSII en estas hojas de espinaca no tuvo daño detectable de 150 a 430 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, ni fotoinhibición (Tabla 37). Los parámetros de fluorescencia de la clorofila fueron ligeramente alterados por las diferentes calidades de luz utilizadas. Las luces Led con mayor proporción de rojo lejano presentaron más eficiencia en las funcionalidades de PSII. Según Zhen et al. (2019), y sus estudios en lechuga, la luz del rojo lejano es más fotosintéticamente activa de lo que comúnmente se cree. Los resultados de SPAD revelaron un mayor contenido de clorofila en espinacas tratadas con alta intensidad, lo que puede correlacionarse con un aumento en la producción, como para *Jatropha* (dos Santos et al., 2013) y espinacas tiernas (Di Mola et al., 2020). En los parámetros de calidad de la luz, los parámetros SPAD siguieron la disminución de la relación R:RL (rojo:rojo lejano). Una relación R:RL reducida puede disminuir el tiempo de vida de las hojas, al aumentar la pérdida de clorofila y proteínas relacionadas con la fotosíntesis (Demotes-Mainard et al., 2015).

Aunque la alta intensidad produjo los mejores resultados en términos de parámetros de crecimiento, la calidad general en términos de color y apariencia de las hojas de espinaca fue pobre (Tabla 38). Zou et al. (2020) señalaron que cuando la intensidad de la luz era superior a 150 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ la planta de espinaca parecía quemada. No se observaron pruebas de cambios en la capacidad antioxidante. Los datos están de acuerdo con Nguyen et al. (2022), donde las espinacas hidropónicas no aumentaron la concentración de antioxidantes con una intensidad de luz superior a 190 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Curiosamente, las concentraciones totales de ácidos orgánicos y azúcares mostraron una relación inversa, siendo la concentración más baja en el tratamiento con alta intensidad (Tabla 42 y Tabla 43). Se observaron resultados similares para ascorbato y azúcares solubles (Utasi et al., 2019). Cuando la fotosíntesis y la tasa de crecimiento son más rápidas, la demanda de N orgánico es mayor, al igual que la oferta de azúcares, que no se acumulan (Poorter et al., 2019). En cuanto a la calidad de la luz, las espinacas tratadas con 2R/A, que presentaron el menor porcentaje de rojo lejano (RL), tuvieron la

mayor acumulación de carbohidratos totales. La luz RL regula la actividad de algunas enzimas del ciclo de Calvin (Demotes-Mainard et al., 2015). El cambio en el contenido de ácido orgánico fue similar a los hallazgos de Nguyen et al. (2021) en espinacas y Viršilė et al. (2019) en lechuga, donde la luz verde suplementaria a diferentes proporciones R/A no afectó al crecimiento, pero tuvo un efecto pronunciado sobre el contenido de ácido orgánico.

La composición mineral no se vio afectada por los tratamientos de intensidad de luz (Figura 12). En comparación con la literatura revisada, la diferencia podría atribuirse a diferentes prácticas agrícolas, edad de las hojas y especie. Por el contrario, la calidad de la luz sí afectó la composición mineral. Como se observa en los parámetros de crecimiento, 10R/A mostró el máximo contenido mineral total de la hoja y 5R/A el más bajo. En nuestro caso, otro parámetro, además de la relación R/A, está influyendo en la absorción o acumulación de minerales en las hojas de espinaca. La relación R:RL afecta a la nutrición, la asimilación y la asignación de nutrientes de la planta. Una relación R:RL reducida puede disminuir la clorofila de las hojas y aumentar la acumulación de nutrientes en las partes aéreas (Demotes-Mainard et al., 2015; Paradiso and Proietti, 2022); y los fotones azules energéticos pueden provocar la acumulación de nutrientes esenciales y metabolitos secundarios (Meng et al., 2020).

La concentración de nitrato en las hojas de espinaca disminuyó con el aumento de intensidad baja a media (Figura 12), lo que coincide con los hallazgos de la literatura en especies acumuladoras de nitrato (Bantis et al., 2020; Nguyen et al., 2022), pero no se observó ningún descenso adicional al aumentar de Intensidad media a alta. Los carbohidratos no estructurales son una fuente de carbono y energía para la síntesis de aminoácidos y tienen funciones osmorreguladoras comunes con el contenido de iones NO_3^- , como se describió anteriormente (Viršilė et al., 2019; Koukounaras et al., 2020; Signore et al., 2020). Los nitratos se consideran un constituyente limitante para la comercialización ya que son una fuente de nitrosaminas cancerígenas. Cabe señalar que los contenidos de nitrato foliar en las espinacas estudiadas en este experimento estaban dentro del límite de la Comunidad Europea (Reglamento (UE) No. 1258/2011 de la Comisión que modifica el Reglamento (CE) No. 1881/2006 en lo que respecta a los niveles máximos de nitratos en productos alimenticios). Especialmente en especies

herbáceas, el nitrato puede actuar como osmótico vacuolar, particularmente a baja densidad de flujo de fotones, como $150 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, para mantener la turgencia celular cuando los solutos fotosintéticos son escasos (Demotes-Mainard et al., 2015; Signore et al., 2020). Al igual que Okazaki, los resultados mostraron que la concentración de nitrato también se correlacionaba negativamente con el contenido total de azúcar, ácidos orgánicos y algunos aminoácidos (Okazaki et al., 2008). La calidad de la luz es una herramienta de uso común en la agricultura de interior para el control de nitratos en las plantas. El rojo, el rojo lejano y la relación R/RL, mediados por fitocromos, pueden afectar tanto la actividad como la expresión genética de las enzimas clave del metabolismo del nitrógeno (Huché-Thélier et al., 2016; Paradiso and Proietti, 2022). Cuando las plantas se suplementan con luz roja, la concentración de nitrato disminuye debido a la estimulación de la actividad de la enzima nitrato reductasa, pero cuando se utilizan longitudes de onda del rojo lejano, el contenido de nitrato aumenta drásticamente (Viršilė et al., 2019). Por lo tanto, también se debe considerar la relación R:RL, ya que una relación R:RL baja regula a la baja el nitrógeno. Esta tendencia encontrada en nuestro estudio ha sido reportada por numerosos autores en varios productos (Bantis et al., 2020; Signore et al., 2020). Vinculadas al contenido de nitrato hay varias vías metabólicas. De hecho, grupos de metabolitos similares mostraron una respuesta coordinada a la luz.

Los contenidos de aminoácidos libres bajo diferentes relaciones R/A disminuyeron en diversos grados, causando así que el contenido total de aminoácidos de las espinacas disminuyera, principalmente en aquellas espinacas cultivadas bajo 6R/A (Tabla 40 y Tabla 41). La concentración foliar de glutamina no mostró diferencias, pero la concentración de glutamato y, especialmente, de aspartato y asparagina sí se vio afectada por la calidad de la luz. La asparagina soluble y el GABA se acumulan en los órganos de las plantas durante procesos inducidos por estrés (Lea et al., 2007). La composición química de las espinacas depende de la edad de las hojas, pero el nivel de aminoácidos está controlado por la luz (Lisiewska et al., 2011). Los aminoácidos principales fueron similares a los observados en la literatura para las espinacas (Lisiewska et al., 2011; Carillo et al., 2019), siendo el glutamato y la glutamina los aminoácidos mayoritarios seguidos del aspartato. Pero el perfil de aminoácidos

minoritarios revela la adaptación del metabolito a las diferentes intensidades y espectros utilizados. Okazaki et al. (2008) relacionó un aumento del nitrógeno orgánico con la reducción de ciertos aminoácidos como lisina y triptófano. Una disminución significativa de triptófano se ha observado en los tratamientos de $430 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y 2R/A, 5R/A y 2R/A.

Hubo una tendencia al aumento de la concentración de asparagina y aspártico en los tratamientos con luz ultravioleta y alta exposición a la luz con rojo lejano (Tabla 40 y Tabla 41). Varios autores habían descrito efectos similares del uso de diversas proporciones de RL y luz azul sobre otros productos de hortalizas de hoja (Viršilė et al., 2019). Fan et al. (2019) observaron que la luz azul mejoró la actividad de la enzima nitrato reductasa (NR), la nitrito reductasa (NiR), la glutamina sintetasa (GS) y la glutamato sintasa (GOGAT) en pack choi. Por el contrario, al cultivar las plantas con un espectro que contiene RL, Li et al. (2021) observó una inhibición significativa de la actividad de la GOGAT en la lechuga y, una reducción significativa de la concentración total de aminoácidos en las hojas de tatsoi.

El análisis multivariante (Figura 14 y Figura 15) aplicado a los datos de intensidad lumínica de las espinacas indica que el uso de diferentes intensidades induce una modificación en el crecimiento vegetativo y la composición de las espinacas, especialmente en las características cromáticas y en la calidad general. Los resultados han demostrado que las espinacas que crecen bajo una mayor intensidad de luz aumentan el peso fresco y reducen las concentraciones de aminoácidos. Por otro lado, este efecto sobre las características de las espinacas no se observa tan claramente cuando se aplican estadísticas multivariadas a los datos de los diferentes espectros de luz. Probablemente esto se deba a que en este trabajo se han utilizado luces comerciales con una combinación compleja de longitudes de onda, mientras que para los experimentos se suelen utilizar luces de una sola longitud de onda o su combinación (Bartucca et al., 2020; Nguyen et al., 2021).

4.4. Respuesta de canónigo, espinaca y rúcula a la aplicación de dos bioestimulantes.

El experimento consistió en la aplicación de dos bioestimulantes (Ceres y Mimetic) en cultivo hidropónico en rúcula, canónigo y espinaca. El ensayo tuvo 4 tratamientos, dos controles, Hoagland 1/10 y Hoagland 100%, en los que no se aplicó ningún bioestimulante y los dos bioestimulantes aplicados vía radicular con Hoagland 1/10.

En la Tabla 44 se muestran los datos de peso fresco (PF), porcentaje de materia seca (MS) y área foliar (Área) de canónigo, espinaca y rúcula, en función de los tratamientos aplicados.

Tabla 44: *Peso fresco (PF), porcentaje de materia seca (MS) y área foliar (Área) en plantas de canónigo, espinaca y rúcula tratadas con diferentes bioestimulantes.*

	Tratamiento	PF (g)	MS (%)	Área (cm ²)
Canónigo	100% H	35.4	14.3	276
	1/10 H	33.8	12.0	270
	1/10 H + Mimetic	27.3	12.1	239
	1/10 H + Ceres	27.6	13.3	194
Espinaca	100% H	587.3 a	5.8	1574 a
	1/10 H	203.6 b	7.6	1014 b
	1/10 H + Mimetic	209.1 b	7.7	790 b
	1/10 H + Ceres	211.2 b	7.9	800 b
Rúcula	100% H	176.8 a	7.6 b	1042 a
	1/10 H	111.8 b	7.9 b	674 b
	1/10 H + Mimetic	80.9 b	10.6 a	522 b
	1/10 H + Ceres	94.2 b	9.5 ab	541 b
ANOVA	Canónigo	ns	ns	ns
	Espinaca	***	ns	***
	Rúcula	***	**	***

Letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n=8).

Se puede apreciar que la disminución de la concentración de nutrientes (de 10 veces) redujo significativamente el peso fresco y el área foliar de espinaca y rúcula (Tabla 44). Por ejemplo, el uso de la solución nutritiva 1/10 de Hoagland redujo el peso fresco espinaca en un 65 %. La aplicación de bioestimulantes en cualquiera de los tres cultivos no mejoró el peso fresco de las plantas cultivadas con baja concentración de nutrientes. El porcentaje de materia seca en rúcula aumentó significativamente con la aplicación de bioestimulantes. En concreto, el bioestimulante Mimetic aumentó un 39 % el porcentaje de materia seca respecto al tratamiento con 100% Hoagland.

Se realizó el análisis de color de las hojas. Se puede ver en la Tabla 45 como el uso de estas dosis de bioestimulantes no modificó el color comercial de la espinaca o la rúcula, ya que no se detectaron diferencias significativas en ningún parámetro. Sin

Tabla 45: Luminosidad (L^*), Cromo (C^*) y tono (h^*) en plantas de canónigos, espinaca y rúcula tratadas con diferentes bioestimulantes.

	Tratamiento	L^*	C^*	h^*
Canónigo	100% H	38.82	16.03 b	137.85
	1/10 H	40.23	19 a	130.46
	1/10 H + Mimetic	40.75	19.32 a	130.55
	1/10 H + Ceres	39.89	19.31 a	130.3
Espinaca	100% H	39.27	21.05	125.59
	1/10 H	37.52	20.54	125.05
	1/10 H + Mimetic	40.37	21.1	124.09
	1/10 H + Ceres	38.11	18.35	124.65
Rúcula	100% H	40.32	18.39	129.52
	1/10 H	42.47	17.99	126.76
	1/10 H + Mimetic	40.43	17.57	128.89
	1/10 H + Ceres	40.76	15.1	122.35
ANOVA	Canónigo	ns	*	ns
	Espinaca	ns	ns	ns
	Rúcula	ns	ns	ns

Letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

embargo, en el canónigo, el parámetro croma (C^*) aumentó al disminuir la concentración de nutrientes. Dentro del espacio de color CIE $L^*C^*h^*$, el croma representa la saturación de color.

La concentración de caroteno (Car) (Tabla 46) solo se vio afectada de forma significativa en espinaca y rúcula. Los tratamientos con 1/10 H aumentaron la concentración de caroteno respecto al tratamiento con la disolución Hoagland completa (100% H). En espinaca, tanto Mimetic como Ceres aumentaron la concentración de carotenos por encima del control 100%. En rúcula, los tratamientos con bioestimulantes no afectaron a la concentración de carotenos.

La concentración de clorofila a (Cl a) en canónigo fue menor con la reducción de la concentración de nutrientes en la solución nutritiva. Esta reducción fue compensada con la aplicación de bioestimulantes, que llegaron a alcanzar niveles de clorofila a similares al tratamiento con la solución completa (100 % H). Mimetic aumentó un 15 % la concentración de clorofila a, y Ceres un 12 %, ambos con respecto al tratamiento de 1/10 de Hoagland. En espinaca y rúcula, por el contrario, la concentración de clorofila a aumentó al disminuir la concentración de nutrientes. La aplicación de bioestimulantes en rúcula no pareció afectar a la concentración de clorofila a. En cambio, en espinaca, los tratamientos con bioestimulantes disminuyeron la concentración de clorofila a con respecto al tratamiento 1/10 de Hoagland.

La concentración de clorofila b (Cl b) solo mostró diferencias significativas entre los tratamientos en los cultivos de canónigo y espinaca. En canónigo, la disminución en la solución nutritiva produjo una reducción en la concentración de clorofila b. La aplicación de ambos bioestimulantes aumentó significativamente la concentración de clorofila b hasta niveles similares al control 100%. La disminución en la concentración de nutrientes aumentó ligeramente la concentración de clorofila b en espinaca. El tratamiento con Mimetic disminuyó la concentración de clorofila b, mientras que Ceres aumentó un 13 % la concentración con respecto al tratamiento con 1/10 de Hoagland.

La concentración de clorofilas totales (clorofila Total) fue significativa en el cultivo de espinaca. En este cultivo, la disminución de la concentración de la solución nutritiva aumentó la concentración en clorofilas totales.

Tabla 46: Concentración de clorofilas a (Cl a), b (Cl b), carotenoides (Car) y clorofilas totales (Total) en $\mu\text{g g}^{-1}$ PF en plantas de canónigo, espinaca y rúcula tratadas con diferentes bioestimulantes.

	Tratamiento	Car	Cl a	Cl b	Total
Canónigo	100% H	82.86	391.54 a	133.76 a	525.30
	1/10 H	77.5	331.59 b	98.31 b	429.90
	1/10 H + Mimetic	82.37	379.72 a	147.67 a	527.39
	1/10 H + Ceres	85.33	371.69 a	134.50 a	506.19
Espinaca	100% H	81.72 d	106.16 c	65.23 b	171.4 b
	1/10 H	90.49 c	172.85 a	83.18 ab	256.02 a
	1/10 H + Mimetic	99.21 b	147.86 b	77.25 b	225.11 a
	1/10 H + Ceres	116.17 a	128.5 c	94.01 a	222.51 a
Rúcula	100% H	37.65 b	156.48 b	54	210.48
	1/10 H	51.43 a	191.64 a	69.31	260.95
	1/10 H + Mimetic	60.2 a	211.25 a	71.99	283.24
	1/10 H + Ceres	53.67 a	185.91 a	61.41	247.32
ANOVA	Canónigo	ns	*	***	ns
	Espinaca	ns	*	*	*
	Rúcula	**	**	ns	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n = 8$).

El análisis de la de vitamina C (Tabla 47) mostró un comportamiento diferente en cada especie. En canónigo, la aplicación de bioestimulantes no mejoró la concentración de vitamina C con respecto al control 1/10 H. En espinaca, tanto Ceres como Mimetic aumentaron significativamente la concentración de vitamina C, incluso por encima del control 100% H. La concentración de vitamina C aumentó significativamente en las hojas de rúcula con la disminución de la concentración de nutrientes. Las plantas de rúcula tratadas con bioestimulantes aumentaron la concentración de vitamina C respecto al tratamiento de 1/10 H en un 99 % y un 92 % con Mimetic y Ceres, respectivamente. La concentración de polifenoles en canónigo y espinaca aumentó con la solución 1/10 de

Hoagland. La aplicación de bioestimulantes afectó de forma diferente en cada cultivo. En canónigo, tanto Mimetic como Ceres disminuyeron la concentración de polifenoles respecto al tratamiento 1/10 de Hoagland sin bioestimulantes. En espinaca, Mimetic también redujo la concentración de polifenoles, pero Ceres aumentó en un 15 % la concentración de polifenoles respecto al tratamiento con 1/10 de Hoagland. La capacidad antioxidante (%RSA) en canónigo aumentó con la disminución de la concentración de la solución nutritiva (1/10 H). La aplicación con bioestimulantes no pareció afectar de forma notable a la capacidad antioxidante. En el caso de la espinaca, no se encontraron diferencias significativas en la capacidad antioxidante entre las diferentes soluciones nutritivas (100H y 1/10H). Las plantas de espinaca tratadas con

Tabla 47: Concentración de Vitamina C total, polifenoles totales (mg 100g⁻¹ PF) y capacidad antioxidante (CA) (mmol kg⁻¹ (eq. Trolox)) en plantas de canónigo, espinaca y rúcula tratadas con diferentes bioestimulantes.

	Tratamiento	Vitamina C	Polifenoles	CA
Canónigo	100% H	44.24 b	126.88 b	424.29 b
	1/10 H	70.68 a	158.09 a	647.29 a
	1/10 H + Mimetic	54.29 b	126.43 b	548.35 ab
	1/10 H + Ceres	81.66 a	105.18 b	675.69 a
Espinaca	100% H	37.13 b	38.04 c	164.47 b
	1/10 H	48.3 b	56.69 ab	162.29 b
	1/10 H + Mimetic	62.49 a	46.13 b	210.25 a
	1/10 H + Ceres	65.20 a	65.26 a	207.54 a
Rúcula	100% H	22.28 c	55.79	77.56
	1/10 H	35.05 b	63.86	118.67
	1/10 H + Mimetic	69.76 a	57.74	116.31
	1/10 H + Ceres	67.3 a	58.14	107.05
ANOVA	Canónigo	ns	**	*
	Espinaca	**	*	*
	Rúcula	***	ns	ns

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n =8).

Mimetic aumentaron la capacidad antioxidante en un 30 % respecto al tratamiento 1/10 de Hoagland, mientras que, con Ceres, aumentó un 28 %.

La concentración de la mayoría de los macronutrientes (Tabla 48) en las hojas de canónigo fue similar en todos los tratamientos aplicados, excepto el magnesio que aumentó con la aplicación de Ceres. En espinaca, la disminución en la concentración de nutrientes aumentó la concentración de calcio. Esto podría ser debido a un efecto de dilución por el mayor tamaño de planta obtenido con el tratamiento de 100% Hoagland. En cambio, potasio, magnesio y fosforo fue significativamente menor en los tratamientos con 1/10 de Hoagland. Los bioestimulantes aplicados no parecieron tener ningún efecto significativo en la concentración de calcio, potasio, magnesio y fosforo. En el cultivo de rúcula, la concentración de calcio, potasio, magnesio y fosforo fue menor

Tabla 48: Concentración de los Macronutrientes Calcio (Ca), Potasio (K), Magnesio (Mg), Fosforo (P) y Azufre (S) en mmol kg⁻¹ PS en plantas de canónigo, espinaca y rúcula tratadas con diferentes bioestimulantes.

	Tratamiento	Ca	K	Mg	P	S
Canónigo	100% H	245	1173	274 b	197	61
	1/10 H	248	1234	261 b	185	62
	1/10 H + Mimetic	267	1296	251 b	204	69
	1/10 H + Ceres	232	1110	322 a	184	62
Espinaca	100% H	219 b	3406 a	337 a	345 a	100
	1/10 H	371 a	1889 b	271 ab	226 b	101
	1/10 H + Mimetic	358 a	1879 b	293 ab	232 b	98
	1/10 H + Ceres	300 a	1960 b	226 b	226 b	118
Rúcula	100% H	1040 a	1627 a	325 a	408 a	308
	1/10 H	696 c	1418 ab	231 b	263 b	274
	1/10 H + Mimetic	666 c	1179 b	379 a	238 b	223
	1/10 H + Ceres	891 b	909 c	370 a	259 b	265
ANOVA	Canónigo	ns	ns	**	ns	ns
	Espinaca	**	***	*	**	ns
	Rúcula	***	**	**	**	ns

Letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n=8).

en los tratamientos con 1/10 de Hoagland. Los tratamientos con Ceres y Mimetic aumentaron la concentración de magnesio a niveles similares al control 100% H. Ceres, también aumentó la concentración de calcio en rúcula con respecto al control 1/10 H. Los bioestimulantes aplicados no tuvieron efecto en la concentración de fósforo en rúcula. En cambio, la concentración de potasio disminuyó significativamente respecto al tratamiento de 1/10 sin bioestimulantes en un 20 % y un 56 % con la aplicación de Mimetic y Ceres, respectivamente.

El análisis de la concentración de micronutrientes mostró diferencias significativas entre los diferentes tratamientos (Tabla 49). La concentración de boro fue superior en las tres especies al disminuir la concentración de nutrientes en los tratamientos con 1/10 H. En canónigo la aplicación de Mimetic aumentó la concentración de boro respecto al control de 1/10 H. Los tratamientos con bioestimulantes no afectaron a la concentración de cobre o zinc en las hojas de canónigo. La aplicación de Ceres aumentó en un 93 % la concentración de manganeso en hojas de canónigo respecto al tratamiento de 1/10 de Hoagland.

En la espinaca los bioestimulantes tuvieron un efecto significativo en la concentración de boro, zinc, molibdeno y manganeso. La concentración de hierro no cambió de forma significativa con la disminución de concentración de la solución nutritiva. En el caso del boro, los tratamientos con 1/10 de Hoagland obtuvieron una mayor concentración. La aplicación de Mimetic aumentó la concentración de boro en un 32% respecto al tratamiento 1/10 de Hoagland. El bioestimulante Ceres aumentó la concentración de zinc y manganeso 3 y 5 veces respectivamente, con respecto al tratamiento 1/10 H en las hojas de espinaca.

Por último, en el cultivo de rúcula, el tratamiento 1/10 H no afectó de forma notable a la concentración de los compuestos estudiados. En cambio, la aplicación de bioestimulantes produjo un aumento en muchos de estos. Las plantas de rúcula tratadas con Ceres aumentaron la concentración de boro, cobre, zinc, molibdeno y manganeso en un 18%, 89%, 204%, 400% y 341% respectivamente, en comparación con su tratamiento control 1/10 de Hoagland. Además, la aplicación de Mimetic también aumentó la concentración de cobre en un 50%.

Tabla 49: Concentración de los Micronutrientes Boro (B), Cobre (Cu), Hierro (Fe), Manganeseo (Mn), Zinc (Zn) y Molibdeno (Mo) en $\mu\text{mol kg}^{-1}$ PS en plantas de canónigo, espinaca y rúcula sometidos a diferentes tratamientos.

	Tratamiento	Fe	B	Cu	Zn	Mo	Mn
Canónigo	100% H	2638	710 c	430 a	610 b	0	2770 b
	1/10 H	2545	1080 b	300 b	920 a	0	2490 b
	1/10 H + Mimetic	2666	1370 a	260 b	840 a	0	2260 b
	1/10 H + Ceres	2554	1160 ab	300 b	1020 a	0	4810 a
Espinaca	100% H	2566	880 c	193	1670 b	0b	1790 b
	1/10 H	2569	1670 b	218	1520 b	0b	1740 b
	1/10 H + Mimetic	2597	2220 a	236	1920 b	0b	1730 b
	1/10 H + Ceres	2628	1510 b	266	4630 a	100 a	9940 a
Rúcula	100% H	2653	1928 ab	220 bc	2441 ab	60 b	1560 b
	1/10 H	2517	1863 b	180 c	1862 b	60 b	1310 b
	1/10 H + Mimetic	2634	1859 b	270 b	1371 b	50 b	1930 b
	1/10 H + Ceres	2615	2200 a	340 a	3282 a	300 a	5780 a
ANOVA	Canónigo	ns	***	*	***	***	***
	Espinaca	ns	***	ns	***	***	***
	Rúcula	ns	**	***	**	***	***

Letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media ($n=8$).

El análisis del nitrógeno total (Tabla 50) reveló diferencias significativas en todos los cultivos ensayados. En las tres especies, la concentración de nitrógeno total disminuyó en el tratamiento 1/10 con respecto a 100% Hoagland. En canónigo y rúcula, los tratamientos con Ceres y Mimetic obtuvieron una concentración de nitrógeno total mayor que en el tratamiento 1/10 Hoagland. El tratamiento con Ceres en plantas de espinaca aumentó la concentración de nitrógeno un 12 % respecto al tratamiento con 1/10 de Hoagland, alcanzando niveles similares a los del tratamiento con 100 % Hoagland. Se encontraron diferencias en la concentración de nitratos (NO_3^-) entre los diferentes tratamientos en los tres cultivos estudiados. La disminución de la concentración de la solución nutritiva produjo una disminución en los nitratos en las tres

especies. En canónigo y espinaca los nitratos disminuyeron un 12% y un 55% al aplicar Ceres respecto al tratamiento con 1/10 H. En rúcula, en cambio, Ceres produjo un aumento en la concentración de nitratos hasta niveles similares al control 100% H.

Tabla 50: Concentración de Nitrógeno total (N) en g 100g⁻¹ PS y Nitratos (NO₃⁻) en mg Kg⁻¹ PF de hojas de canónigo, espinaca y rúcula, sometidas a distintos tratamientos.

	Tratamiento	N	NO ₃ ⁻
Canónigo	100% H	6.59 a	1488 a
	1/10 H	2.89 c	1111 ab
	1/10 H + Mimetic	4.03 b	1135 ab
	1/10 H + Ceres	4.09 b	974 b
Espinaca	100% H	6.33 a	3417 a
	1/10 H	4.77 b	1151 b
	1/10 H + Mimetic	4.89 b	1306 b
	1/10 H + Ceres	5.36 a	515 c
Rúcula	100% H	6.46 a	6536 a
	1/10 H	1.55 c	4391 b
	1/10 H + Mimetic	6.86 a	3736 b
	1/10 H + Ceres	5.02 b	6500 a
ANOVA	Canónigo	***	*
	Espinaca	*	***
	Rúcula	***	***

Para cada parámetro y factor, letras diferentes indican diferencias significativas entre muestras ($p \leq 0.05$). Interacción: *, $p \leq 0.05$, **, $p \leq 0.01$, ***, $p \leq 0.001$, y n.s., no significativo ($p > 0.05$). Media (n =8).

Discusión

En este experimento se han aplicado dos bioestimulantes de diferente naturaleza. Como se ha mencionado en el apartado 3.4 de Material y Métodos, Ceres está compuesto principalmente por aminoácidos y micronutrientes, y Mimetic por polisacáridos, micronutrientes y antioxidantes naturales.

Se ha demostrado que el uso de bioestimulantes puede aumentar el crecimiento vegetal de manera diferente al aumento producido por el aporte de nitrógeno, ya que la capacidad de absorción directa de péptidos y aminoácidos de las plantas es mayor que la del nitrógeno, tanto por vía foliar como por vía radicular (Calvo et al., 2014). En este ensayo, sin embargo, no se han conseguido aumentos de producción en peso fresco en ninguna especie, con la aplicación de bioestimulantes a las dosis estudiadas (Tabla 44). Sin embargo, la aplicación de Mimetic y Ceres en rúcula aumentaron el porcentaje de materia seca. Dado que la respuesta a la aplicación de bioestimulante depende de la especie vegetal y el sistema de cultivo, se necesitan más ensayos para establecer una dosis óptima y el tiempo de aplicación en cultivo hidropónico.

El área foliar mostró diferencias significativas (Tabla 44) en rúcula y espinaca, donde ambos tratamientos con bioestimulantes presentaron menor área foliar que los controles. A pesar de esto, el porcentaje de materia seca solo aumentó significativamente en rúcula con la aplicación de los bioestimulantes, y no hubo ningún efecto en las demás especies estudiadas. Este hecho podría ser debido a que la capacidad de intercepción y la eficiencia fotosintética del cultivo y el aprovechamiento de la radiación solar incidente (factores vinculados a la producción de materia seca), no se hayan visto afectados por la aplicación de bioestimulantes (Andrade et al., 1996). Las plantas clasificadas como “baby leaf” se encuentran en un estado inmaduro, con escaso crecimiento vegetativo y pocas hojas verdaderas (Martínez-Sánchez et al., 2012). Además, el área foliar afecta a la concentración de clorofilas, de forma que, las hojas con mayor área, es decir, con mayor superficie de captación de luz, poseen mayores cloroplastos, aumentando el contenido en carotenos y clorofila total por unidad de peso (Azcón-Bieto and Talón, 2003).

Se midieron los diferentes parámetros de color de las tres variedades estudiadas (Tabla 45). Junto con el contenido en agua, el color es uno de los principales parámetros

de calidad en vegetales de hoja, y sobre todo en “baby leaf” de IV gama la apariencia juega un papel principal en la aceptación del consumidor (Ragaert et al., 2004). El uso de estas dosis de bioestimulantes no modificó el color comercial de la espinaca o la rúcula. En el caso del canónigo, el parámetro croma (C^*) (saturación del color) aumentó de manera similar tanto en el control 1/10 como en las plantas tratadas con los bioestimulantes. Esto sugiere que el cambio en este parámetro está sujeto a diferencias en las soluciones nutritivas y no es debido a la aplicación de bioestimulantes.

La aplicación de los bioestimulantes en canónigo aumentó tanto la concentración de Clorofila a (Tabla 46), como la saturación del color verde (C^*) (Tabla 45). Según la bibliografía, el color verde en los vegetales de hoja está directamente relacionado con la concentración de pigmentos fotosintéticos, clorofilas y carotenos. Los carotenos están estrechamente relacionados con las clorofilas y juegan un papel importante en la fotosíntesis. α -caroteneo, β -caroteno, violaxantina, neoxantina, etc. Actúan como fotoprotectores al estabilizar las moléculas de clorofila neutralizando especies reactivas de oxígeno (ROS) y son también, pigmentos accesorios de captación de energía lumínica (Nisar et al., 2015). Además, juegan un papel importante en el mantenimiento de la calidad post-cosecha, de muchos vegetales de hoja (Baldassarre et al., 2011). En rúcula aumentó la concentración de Carotenos y Clorofila a de forma similar en todos los tratamientos con 1/10 de Hoagland. El aumento de la concentración de clorofila se puede relacionar con el aumento del porcentaje de materia seca y del área foliar (Langton et al., 2003). En otros estudios también se han encontrado correlaciones positivas entre la concentración de carotenoides y clorofilas (Lefsrud et al., 2006).

El método utilizado (DPPH radical scavenging assay) es uno de los más utilizados para la evaluación preliminar de capacidad antioxidante no enzimática en alimentos, ya que es un método económico, sencillo, fiable y rápido (Gulcin, 2020). Mide la capacidad de neutralización y captación de especies reactivas de oxígeno (ROS) que tiene moléculas como las antocianinas, cumarinas, flavonoides, xantofilas y carotenoides (Young, 1991).

En espinaca los bioestimulantes tuvieron un efecto significativo aumentando la capacidad antioxidante frente a su control, así como la concentración de polifenoles con la aplicación de Ceres (Tabla 47). La aplicación de los dos bioestimulantes provocó un

aumento de la vitamina C en rúcula. Ambos bioestimulantes contienen micronutrientes en su composición. Según Jędrszczyk et al. (2019), la aplicación de bioestimulantes basado en nanoconcentraciones de microelementos también incrementó los niveles de vitamina C, polifenoles, y actividad antioxidante en hoja de ajo. Muchos autores han enfatizado el efecto significativo de los bioestimulantes basados en nanoconcentraciones de microelementos en la calidad de los cultivos. Jędrszczyk and Ambroszczyk (2016) demostró su influencia positiva en el contenido de licopeno y potasio en las frutas de tomate, y Kocira et al. (2015) informó sobre un efecto beneficioso sobre el contenido de polifenoles y flavonoides en las semillas de frijol.

Cuando se aplicaron ambos bioestimulantes en las plantas, la concentración de macronutrientes no se vio modificada en espinaca (Tabla 48). En canónigo, Ceres aumentó la concentración de magnesio. En rúcula también aumentó el magnesio con la aplicación de Ceres y Mimetic. Por otro lado, en rúcula, se produjo una reducción de la concentración de K con la aplicación de Ceres con respecto a su control (1/10 H). A pesar de que en la composición de Ceres había alta concentración de K, esto no se vio reflejado en la concentración foliar de las plantas. Aunque los bioestimulantes pueden aumentar el contenido de nutrientes de las hojas de las plantas, las concentraciones pueden variar según el bioestimulante y el nutriente en sí. (Rady and Rehman, 2016; Dehkordi et al., 2021; Wang et al., 2022).

Los macronutrientes se encuentran en la planta a una concentración $>0.1\%$ del peso en materia seca y son aquellos que necesita la planta para completar su ciclo vital. Los micronutrientes son necesarios para las plantas en cantidades muy pequeñas, pero siguen siendo esenciales para ellas ya que su deficiencia puede provocar problemas fisiológicos en las plantas. El contenido de macronutrientes en lechuga, como cualquier otra característica, está influenciado por diferencias genéticas, factores ambientales, prácticas agronómicas e interacciones genéticas y ambientales (Rouchaud et al., 1984; Mou, 2009). Los macronutrientes son responsables de diversos trastornos de las plantas, como “blossom-end-rot” o tipburn debido a la deficiencia de Ca, el rendimiento comercial y la calidad como resultado del déficit de Mg, etc. (San Bautista et al., 2009; Richard, 2016).

Los bioestimulantes aportaron una dosis extra de micronutrientes (Tabla 12) que se ve reflejado en la concentración foliar, con diferencias significativas en todos los tratamientos y micronutrientes analizados en canónigo, espinaca y rúcula (Tabla 49). Las diferencias se hacen notables, sobre todo la concentración de Mn con la aplicación de Ceres, que aumentó en más del doble con respecto al control en las tres especies vegetales. Zn también aumentó su concentración con la aplicación de bioestimulantes, superando con creces los valores de las plantas control 100 H excepto en el caso del canónigo. El aporte extra de Cu no se vio reflejado en la concentración foliar de este microelemento y solo la aplicación de Ceres en rúcula aumentó su concentración de manera significativa. La aplicación de Mimetic también produjo un incremento en la concentración de B en canónigo y espinaca y Cu en rúcula. Los productos comercializados como baby-leaf procesados mínimamente, están ganando importancia entre los consumidores ya que se ofrecen como una buena fuente de vitaminas, minerales y mayor concentración de fitoquímicos de lo común en este tipo de productos de hoja cortada (Colonna et al., 2016).

Los resultados de concentración de nitrógeno total (Tabla 50) mostraron que la aplicación de ambos bioestimulantes aumentó el nitrógeno total en las hojas de canónigo y rúcula, con respecto al tratamiento 1/10 H. Ceres lo aumentó en espinaca. En otros estudios, bioestimulantes basados en elementos químicos beneficiosos, que contienen macro y micronutrientes, contribuyeron a aumentar la concentración de nitrógeno en las hojas. (Perez Amaro et al., 2004). Antón-Herrero et al. (2022) encontró en su investigación varios bioestimulantes de diferente naturaleza, con correlaciones positivas y negativas en la asimilación de los mismos nutrientes. Por ejemplo, bioestimulantes basados en sustancias húmicas eran capaces de mejorar la nutrición mineral de las plantas a través de la activación de los principales actores involucrados en la absorción de nutrientes de la raíz y su posterior transporte y metabolismo dentro de la planta. (Olaetxea et al., 2018).

En ninguno de los casos estudiados la concentración de nitratos superó el límite legal para su comercialización según el Reglamento CE 1258/2011 (Comisión Europea, 2011), la concentración más alta fue de 6536 mg Kg⁻¹ de peso fresco en rúcula, y el límite que marca la legislación va desde 3000-7000 mg nitrato por Kg de peso fresco según la

especie y la estación del año. La concentración de aniones, y concretamente del nitrato, tiene una gran relevancia en vegetales de hoja. Los principales factores reguladores de la acumulación de nitrato en hojas están directamente relacionados con las condiciones lumínicas y la fertilización (Gruda, 2005). Los estudios de (Wojciechowska et al., 2016a) en canónigo y otros vegetales de hoja demostraron que el estado de desarrollo de la planta influye en la acumulación de nitrato, con mayores concentraciones en hojas de plantas jóvenes.

En resumen, aunque los bioestimulantes no tuvieron un efecto significativo en el aumento del peso fresco de las plantas, demostraron mejoras en la calidad nutricional al aumentar la concentración de micronutrientes y fortalecer la capacidad antioxidante en las especies evaluadas, lo que podría ser beneficioso en términos de calidad de los productos cultivados.

5. Conclusiones

Cultivo de canónigo y rúcula bajo tres intensidades lumínicas.

1. La intensidad de luz afectó significativamente al crecimiento de plantas de canónigo y rúcula, aumentando el peso fresco, la materia seca y el área foliar. La rúcula mostró un mayor crecimiento en peso fresco, mientras que el canónigo presentó una mayor acumulación de materia seca y un mayor desarrollo de área foliar en condiciones de alta luminosidad.
2. La concentración de clorofila a, b y carotenoides fue mayor a baja intensidad de luz, al contrario que la capacidad antioxidante que fue menor. El canónigo mostró concentraciones superiores de clorofila a, b, carotenoides que rúcula y la capacidad antioxidante fue mayor en rúcula que en canónigo.
3. Con baja intensidad de luz la concentración de magnesio, fósforo y azufre tendió a aumentar, mientras que calcio y potasio disminuyó. Esta acumulación a baja intensidad de luz se observó también en los micronutrientes.
4. Rúcula acumuló más nitrato que canónigo, no observándose un efecto claro de la intensidad lumínica. Aunque en todos los casos los niveles se mantuvieron por debajo de los máximos permitidos en la legislación.
5. El aumento de la intensidad de la luz produjo un aumento significativo de la concentración de glucosa y fructosa en rúcula, pero no en canónigo. La sacarosa se acumuló más en canónigo que en rúcula, y lo contrario sucedió con glucosa y fructosa. Malato y citrato contribuyeron con más del 90 % de los ácidos analizados. Un aumento de la intensidad lumínica indujo una acumulación significativa de los ácidos orgánicos totales en ambas especies. Canónigo acumuló más ácidos que rúcula.

Cultivo de canónigo y rúcula bajo cuatro espectros lumínicos.

1. El efecto del espectro de luz sobre el peso fresco y el porcentaje de materia seca de las plantas fue dependiente de la especie, con un aumento significativo en ambas variables bajo una relación rojo: azul alta (G2), especialmente en el caso de la rúcula.
2. Todos los parámetros relacionados con la eficiencia fotosintética fueron significativamente mayores en rúcula que en canónigo.
3. En ambas especies los tratamientos AP67 y G2 presentaron mayor capacidad antioxidante.
4. No se observaron grandes diferencias entre los diferentes espectros en relación con el estado nutricional de las plantas. Se podría destacar la mayor concentración de nitrato encontrada en rúcula con respecto a canónigo.
5. El espectro de la luz con mayor relación rojo:azul (G2) generalmente aumentó la concentración de azúcares y ácidos orgánicos principalmente los mayoritarios, malato y citrato.

Cultivo de espinaca bajo tres intensidades y cuatro espectros lumínicos.

1. Las plantas de espinaca aumentaron su crecimiento, peso seco y área foliar en proporción a la intensidad lumínica. En ausencia de luz UV, una alta relación rojo:azul mejoró el crecimiento de espinaca.
2. La concentración más alta de nitrato se encontró a alta intensidad lumínica. La concentración más baja se alcanzó con 6R/A, seguida de 2R/A. No hubo diferencias estadísticamente significativas entre 5R/A y 10R/A.
3. Glutamina, glutamato y aspartato fueron los aminoácidos mayoritarios en espinaca, contribuyendo al 70 % de los aminoácidos determinados. La máxima concentración de ácido ascórbico en espinaca se obtuvo a intensidades bajas o medias y en el tratamiento 6R/A.
4. Los valores más bajos de sacarosa y fructosa se obtuvieron en el tratamiento con alta intensidad. En relación a los diferentes espectros, la concentración de sacarosa más baja se obtuvo en el tratamiento 6R/A y la de fructosa en el 5R/A.

Respuesta de canónigo, espinaca y rúcula a la aplicación de dos bioestimulantes.

1. El uso de los bioestimulantes Mimetic y Ceres incrementó el porcentaje de materia seca en rúcula, aunque no se observó un aumento significativo en el peso fresco.
2. En canónigo los dos bioestimulantes aumentaron significativamente la clorofila a y b. La vitamina C aumentó significativamente en espinaca y rúcula con la aplicación de los bioestimulantes Mimetic y Ceres. Canónigo presentó la mayor concentración de vitamina C con la aplicación de Ceres. La concentración de polifenoles fue mayor en canónigo, no observándose un efecto claro de los bioestimulantes. La aplicación de Mimetic y Ceres condujo a aumentos significativos de la capacidad antioxidante en espinaca.
3. La aplicación de Ceres aumentó la concentración de magnesio en canónigo y de calcio en rúcula. La aplicación de ambos bioestimulantes aumentó la concentración de magnesio en rúcula. La aplicación de Mimetic aumentó la concentración de B en canónigo y espinaca. La aplicación de Ceres aumentó la concentración de Mn en las tres especies, y de Zn y Mo en espinaca y rúcula, y de Cu en rúcula.
4. Ambos bioestimulantes aumentaron la concentración de N total con respecto a 1/10 H en canónigo y rúcula. En espinaca, la concentración de N total aumentó con la aplicación de Ceres.

6. Bibliografía

- Adams SR, Langton FA** (2005) Photoperiod and plant growth: A review. *J Hortic Sci Biotechnol* **80**: 2–10
- AESAN/BEDCA** (2007) Base de datos española de composición de alimentos. V 1.0, <http://www.bedca.net>
- Alam MZ, Braun G, Norrie J, Hodges DM** (2013) Effect of *Ascophyllum* extract application on plant growth, fruit yield and soil microbial communities of strawberry. *Can J Plant Sci* **93**: 23–36
- Alfosea-Simón M, Simón-Grao S, Zavala-Gonzalez EA, Navarro-Morillo I, Martínez-Nicolás JJ, Alfosea-Simón FJ, Simón I, García-Sánchez F** (2022) Ionomic, metabolic and hormonal characterization of the phenological phases of different tomato genotypes using omics tools. *Sci Hortic* (Amsterdam). doi: 10.1016/J.SCIENTA.2021.110697
- Ali MB, Khandaker L, Oba S** (2009) Comparative study on functional components, antioxidant activity and color parameters of selected colored leafy vegetables as affected by photoperiods. *J Food, Agric Environ* **7**: 392–398
- Andrade F, Cirilio A, Uhart S, Otegui M** (1996) *Ecofisiología del cultivo de maíz*. Editorial La Barrosa. Buenos Aires
- Antón-Herrero R, García-Delgado C, Antón-Herrero G, Mayans B, Delgado-Moreno L, Eymar E** (2022) Design of a hydroponic test to evaluate the biostimulant potential of new organic and organomineral products. doi: 10.1016/j.scienta.2022.111753
- Apone F, Tito A, Carola A, Arciello S, Tortora A, Filippini L, Monoli I, Cucchiara M, Gibertoni S, Chrispeels MJ, et al** (2010) A mixture of peptides and sugars derived from plant cell walls increases plant defense responses to stress and attenuates ageing-associated molecular changes in cultured skin cells. *J Biotechnol* **145**: 367–376
- Ashraf M, Foolad MR** (2007) Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environ Exp Bot* **59**: 206–216
- Asli S, Neumann PM** (2010) Rhizosphere humic acid interacts with root cell walls to reduce hydraulic conductivity and plant development. *Plant Soil* **336**: 313–322

- Azcón-Bieto J, Talón M** (2003) Fundamentos de fisiología vegetal.
- Baldassarre V, Cabassi G, Ferrante A** (2011) Use of chlorophyll a fluorescence for evaluating the quality of leafy vegetables. *Aust J Crop Sci* **5**: 735
- Banerjee MR, Yesmin L, Vessey JK** (2006) Plant growth-promoting rhizobacteria as biofertilizers and biopesticide BT - Handbook of microbial biofertilizers.
- Bantis F** (2021) Light Spectrum Differentially Affects the Yield and Phytochemical Content of Microgreen Vegetables in a Plant Factory. *Plants* 2021, Vol 10, Page 2182 **10**: 2182
- Bantis F, Fotelli M, Ilić ZS, Koukounaras A** (2020) Physiological and phytochemical responses of spinach baby leaves grown in a PFAL system with leds and saline nutrient solution. *Agric* **10**: 1–12
- Bantis F, Ouzounis T, Radoglou K** (2016) Artificial LED lighting enhances growth characteristics and total phenolic content of *Ocimum basilicum*, but variably affects transplant success. *Sci Hortic (Amsterdam)* **198**: 277–283
- Barbieri G, Bottino A, Orsini F, de Pascale S** (2009) Sulfur fertilization and light exposure during storage are critical determinants of the nutritional value of ready-to-eat friariello campano (*Brassica rapa* L. subsp. *sylvestris*). *J Sci Food Agric* **89**: 2261–2266
- Barillari J, Canistro D, Paolini M, Ferroni F, Pedulli GF, Iori R, Valgimigli L** (2005) Direct antioxidant activity of purified glucoerucin, the dietary secondary metabolite contained in rocket (*Eruca sativa* Mill.) seeds and sprouts. *J Agric Food Chem* **53**: 2475–2482
- Bartucca ML, Guiducci M, Falcinelli B, Del Buono D, Benincasa P** (2020) Blue:Red LED Light Proportion Affects Vegetative Parameters, Pigment Content, and Oxidative Status of Einkorn (*Triticum monococcum* L. ssp. *monococcum*) Wheatgrass. *J Agric Food Chem* **68**: 8757–8763
- Basak A** (2008) Effect of preharvest treatment with seaweed products, kelpak® and goëmar BM 86®, on fruit quality in apple. *Int J Fruit Sci* **8**: 1–14
- Bashan Y, De-Bashan LE** (2010) How the plant growth-promoting bacterium *azospirillum*

- promotes plant growth-a critical assessment. *Adv Agron.* doi: 10.1016/S0065-2113(10)08002-8
- Bashan Y, Holguin G, De-Bashan LE** (2004) Azospirillum-plant relationships: Physiological, molecular, agricultural, and environmental advances (1997-2003). *Can J Microbiol* **50**: 521–577
- Beacham AM, Vickers LH, Monaghan JM** (2019) Vertical farming: a summary of approaches to growing skywards. *J Hortic Sci Biotechnol* **94**: 277–283
- Belimov AA, Dodd IC, Hontzeas N, Theobald JC, Safronova VI, Davies WJ** (2009) Rhizosphere bacteria containing 1-aminocyclopropane-1-carboxylate deaminase increase yield of plants grown in drying soil via both local and systemic hormone signalling. *New Phytol* **181**: 413–423
- Bell L, Methven L, Signore A, Oruna-Concha MJ, Wagstaff C** (2017) Analysis of seven salad rocket (*Eruca sativa*) accessions: The relationships between sensory attributes and volatile and non-volatile compounds. *Food Chem* **218**: 181–191
- Berbara RLL, García AC** (2014) Humic substances and plant defense metabolism. *Physiol. Mech. Adapt. Strateg. Plants Under Chang. Environ.* Springer, New York, NY, pp 297–319
- Bhattacharyya PN, Jha DK** (2012) Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): Emergence in agriculture. *World J Microbiol Biotechnol* **28**: 1327–1350
- Bian ZH, Yang QC, Liu WK** (2015) Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals in vegetables produced in controlled environments: A review. *J Sci Food Agric* **95**: 869–877
- Boddey RM, Urquiaga S, Reis V, Döbereiner J** (1991) Biological nitrogen fixation associated with sugar cane. *Nitrogen Fixat.* Springer, Dordrecht, pp 105–111
- Brazaityte A, Sakalauskiene S, Samuoliene G, Jankauskiene J, Viršile A, Novičkovas A, Sirtautas R, Miliauskiene J, Vaštakaite V, Dabašinskas L, et al** (2015) The effects of LED illumination spectra and intensity on carotenoid content in Brassicaceae microgreens. *Food Chem* **173**: 600–606
- Briggs WR, Christie JM** (2002) Phototropins 1 and 2: Versatile plant blue-light receptors.

- Trends Plant Sci **7**: 204–210
- Bronick CJ, Lal R** (2005) Soil structure and management: A review. *Geoderma* **124**: 3–22
- Brown AF, Yousef GG, Jeffery EH, Klein BP, Wallig MA, Kushad MM, Juvik JA** (2002) Glucosinolate Profiles in Broccoli: Variation in Levels and Implications in Breeding for Cancer Chemoprotection. *J Am Soc Hortic Sci* **127**: 807–813
- Buchanan BB, Gruissem W, Jones RL** (2015) *Biochemistry and molecular biology of plants*. John Wiley & sons
- Calvo P, Nelson L, Kloepper JW** (2014) Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant Soil* **383**: 3–41
- Carillo P, Colla G, Fusco GM, Dell'Aversana E, El-Nakhel C, Giordano M, Pannico A, Cozzolino E, Mori M, Reynaud H, et al** (2019) Morphological and Physiological Responses Induced by Protein Hydrolysate-Based Biostimulant and Nitrogen Rates in Greenhouse Spinach. *Agron* 2019, Vol 9, Page 450 **9**: 450
- Casal JJ, Candia AN, Sellaro R** (2014) Light perception and signalling by phytochrome A. *J Exp Bot* **65**: 2835–2845
- Castenmiller JJM** (2000) Spinach as a source of carotenoids, folate and antioxidant activity.
- Chang CL, Chang KP** (2014) The growth response of leaf lettuce at different stages to multiple wavelength-band light-emitting diode lighting. *Sci Hortic (Amsterdam)* **179**: 78–84
- Chang X, Alderson PG, Wright CJ** (2008) Solar irradiance level alters the growth of basil (*Ocimum basilicum* L.) and its content of volatile oils. *Environ Exp Bot* **63**: 216–223
- Chaudhari N, Pereira E, Roper SD** (2009) Taste receptors for umami: the case for multiple receptors. *Am J Clin Nutr* **90**: 738S
- Chen THH, Murata N** (2008) Glycinebetaine: an effective protectant against abiotic stress in plants. *Trends Plant Sci* **13**: 499–505
- Chen X** (2012) Effects of different light emitting diode sources on physiological characteristics and quality in Chinese chive. Shandong Agricultural University

- Chen X li, Guo W zhong, Xue X zhang, Wang L chun, Qiao X jun** (2014) Growth and quality responses of 'Green Oak Leaf' lettuce as affected by monochromic or mixed radiation provided by fluorescent lamp (FL) and light-emitting diode (LED). *Sci Hortic (Amsterdam)* **172**: 168–175
- Chen X li, Wang L chun, Li T, Yang Q chang, Guo W zhong** (2019) Sugar accumulation and growth of lettuce exposed to different lighting modes of red and blue LED light. *Sci Reports* 2019 91 **9**: 1–10
- Chen X, Yao Q, Gao X, Jiang C, Harberd NP, Fu X** (2016) Shoot-to-Root Mobile Transcription Factor HY5 Coordinates Plant Carbon and Nitrogen Acquisition. *Curr Biol* **26**: 640–646
- Choi HG, Moon BY, Kang NJ** (2015) Effects of LED light on the production of strawberry during cultivation in a plastic greenhouse and in a growth chamber. *Sci Hortic (Amsterdam)* **189**: 22–31
- Chouliaras V, Tasioula M, Chatzissavvidis C, Therios I, Tsabolatidou E** (2009) The effects of a seaweed extract in addition to nitrogen and boron fertilization on productivity, fruit maturation, leaf nutritional status and oil quality of the olive (*Olea europaea* L.) cultivar Koroneiki. *J Sci Food Agric* **89**: 984–988
- Ciccarese A, Stellacci AM, Gentile G, Rubino P** (2013) Effectiveness of pre-and post-veraison calcium applications to control decay and maintain table grape fruit quality during storage. *Postharvest Biol Technol* **75**: 135–141
- Colonna E, Rouphael Y, Barbieri G, De Pascale S** (2016) Nutritional quality of ten leafy vegetables harvested at two light intensities. *Food Chem* **199**: 702–710
- Cömert ED, Mogol BA, Gökmen V** (2019) Relationship between color and antioxidant capacity of fruits and vegetables. *Curr Res food Sci* **2**: 1–10
- Craigie JS** (2011) Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. *J Appl Phycol* **23**:
- Crouch IJ, Beckett RP, Staden J** (1990) Effect of seaweed concentrate on the growth and mineral nutrition of nutrient-stressed lettuce. *J Appl Phycol* **2**:
- Dehkordi RA, Roghani SR, Mafakheri S, Asghari B** (2021) Effect of biostimulants on

- morpho-physiological traits of various ecotypes of fenugreek (*Trigonella foenum-graecum* L.) under water deficit stress. *Sci Hortic* (Amsterdam) **283**: 110077
- Demotes-Mainard S, Péron T, Corot A, Bertheloot J, Gourrierc J, Travier S, Crespel L, Morel P, Huché-Thélier L, Boumaza R, et al** (2015) Plant responses to red and far-red lights, applications in horticulture. *Environ Exp Bot.* doi: 10.1016/j.envexpbot.2015.05.010
- Despommier D** (2013) Farming up the city: The rise of urban vertical farms. *Trends Biotechnol* **31**: 388–389
- Devesa Alcaraz JA, López Martínez J** (2007) *Valerianella*.
- Długosz-Grochowska O, Wojciechowska R, Kruczek M, Habela A** (2017) Supplemental lighting with LEDs improves the biochemical composition of two *Valerianella locusta* (L.) cultivars. *Hortic Environ Biotechnol* **58**: 441–449
- Dodd IC, Zinovkina NY, Safronova VI, Belimov AA** (2010) Rhizobacterial mediation of plant hormone status. *Ann Appl Biol* **157**: 361–379
- Dong J, Gruda N, Lam SK, Li X, Duan Z** (2018) Effects of elevated CO₂ on nutritional quality of vegetables: A review. *Front Plant Sci.* doi: 10.3389/fpls.2018.00924
- Dorneanu SA, Coman V, Popescu IC, Fabry P** (2005) Computer-controlled system for ISEs automatic calibration. *Sensors Actuators, B Chem* **105**: 521–531
- Dou H, Niu G** (2019) Plant responses to light. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod.* Second Ed. Academic Press, pp 153–166
- Dou H, Niu G** (2020) Plant responses to light. *Plant Fact An Indoor Vert Farming Syst Effic Qual Food Prod Second Ed.* doi: 10.1016/B978-0-12-816691-8.00009-1
- Dou H, Niu G, Gu M, Masabni JG** (2018) Responses of Sweet Basil to Different Daily Light Integrals in Photosynthesis, Morphology, Yield, and Nutritional Quality. *HortScience* **53**: 496–503
- Downs RJ, Krizek DT** (1997) Air movement. *Plant Growth Chamb. Handb.* pp 87–104
- Ebisawa M, Shoji K, Kato M, Shimomura K, Goto F, Yoshihara T** (2008) Supplementary Ultraviolet Radiation B Together with Blue Light at Night Increased Quercetin

- Content and Flavonol Synthase Gene Expression in Leaf Lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Environ Control Biol* **46**: 1–11
- Eigenbrod C, Gruda N** (2015) Urban vegetable for food security in cities. A review. *Agron Sustain Dev* **35**: 483–498
- Elmardy NA, Yousef AF, Lin K, Zhang X, Ali MM, Lamlom SF, Kalaji HM, Kowalczyk K, Xu Y** (2021) Photosynthetic performance of rocket (*Eruca sativa* Mill.) grown under different regimes of light intensity, quality, and photoperiod. *PLoS One* **16**: 1–19
- Eprintsev AT, Anokhina GB, Fedorin DN** (2021) Regulation of Glutamate Dehydrogenase Activity in Maize Leaves (*Zea mays* L.) with Change in the Light Conditions. *Biol Bull* **48**: S38–S44
- Ertani A, Cavani L, Pizzeghello D, Brandellero E, Altissimo A, Ciavatta C, Nardi S** (2009) Biostimulant activity of two protein hydrolyzates in the growth and nitrogen metabolism of maize seedlings. *J Plant Nutr Soil Sci* **172**: 237–244
- Ertani A, Pizzeghello D, Altissimo A, Nardi S** (2013) Use of meat hydrolyzate derived from tanning residues as plant biostimulant for hydroponically grown maize. *J Plant Nutr Soil Sci* **176**:
- European Parliament C of the EU** (2019) EUR-Lex - 32019R1009 - EN - EUR-Lex. Off. J. Eur. Union, <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/EN/TXT/?uri=CELEX%3A32019R1009>
- F. Maathuis** (2009) Physiological functions of mineral macronutrients. *Curr Opin Plant Biol* **12**: 250–258
- Fallovo C, Roupael Y, Cardarelli M, Rea E, Battistelli A, Colla G** (2009) Yield and quality of leafy lettuce in response to nutrient solution composition and growing season. *J Food Agric Env* **7**: 456–462
- Fan D, Hodges DM, Critchley AT, Prithiviraj B** (2013a) A Commercial Extract of Brown Macroalga (*Ascophyllum nodosum*) Affects Yield and the Nutritional Quality of Spinach In Vitro. *Commun Soil Sci Plant Anal* **44**: 1873–1884
- Fan X-X, Xue F, Song B, Chen L-Z, Xu G, Xu H** (2019) Effects of Blue and Red Light On Growth And Nitrate Metabolism In Pakchoi. *Open Chem* **17**: 456–464

- Fan X, Zang J, Xu Z, Guo S, Jiao X, Liu X, Gao Y** (2013b) Effects of different light quality on growth, chlorophyll concentration and chlorophyll biosynthesis precursors of non-heading Chinese cabbage (*Brassica campestris* L.). *Acta Physiol Plant* **35**: 2721–2726
- FAO** (2002) World agriculture: towards 2015/2030.
- FAO** (2018) FAOSTAT DATABASE. <http://www.fao.org/faostat/es/#home>
- FAOSTAT** (2020) Food and Agriculture Organization of the United Nations database. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Access 22/06/2022.
- De Feo V, Senatore F** (1993) Medicinal plants and phytotherapy in the Amalfitan Coast, Salerno Province, Campania, southern Italy. *J Ethnopharmacol* **39**: 39–51
- Ferri M, Franceschetti M, Naldrett MJ, Saalbach G, Tassoni A** (2014) Effects of chitosan on the protein profile of grape cell culture subcellular fractions. *Electrophoresis* **35**: 1685–1692
- Flores M, Urrestarazu M, Amorós A, Escalona V** (2022) High intensity and red enriched LED lights increased the growth of lettuce and endive. *Ital J Agron.* doi: 10.4081/IJA.2021.1915
- Folta KM, Maruhnich SA** (2007) Green light: A signal to slow down or stop. *J Exp Bot* **58**: 3099–3111
- Folta KM, Spalding EP** (2001) Unexpected roles for cryptochrome 2 and phototropin revealed by high-resolution analysis of blue light-mediated hypocotyl growth inhibition. *Plant J* **26**: 471–478
- Frantz JM, Ritchie G, Cometti NN, Robinson J, Bugbee B** (2004) Exploring the limits of crop productivity: Beyond the limits of tipburn in lettuce. *J Am Soc Hortic Sci* **129**: 331–338
- Frede K, Schreiner M, Baldermann S** (2019) Light quality-induced changes of carotenoid composition in pak choi *Brassica rapa* ssp. *chinensis*. *J Photochem Photobiol B* **193**: 18–30
- Fu Y, Li HY, Yu J, Liu H, Cao ZY, Manukovsky NS, Liu H** (2017) Interaction effects of light intensity and nitrogen concentration on growth, photosynthetic characteristics and

- quality of lettuce (*Lactuca sativa* L. Var. youmaicai). *Sci Hortic (Amsterdam)* **214**: 51–57
- Fujiwara K** (2020) Light sources. *Plant Fact An Indoor Vert Farming Syst Effic Qual Food Prod Second Ed.* doi: 10.1016/B978-0-12-816691-8.00008-X
- García-Martínez AM, Díaz A, Tejada M** (2010) Enzymatic production of an organic soil biostimulant from wheat-condensed distiller solubles: effects on soil biochemistry and biodiversity. *Process Biochem* **45**:
- Genty B, Briantais JM, Baker NR** (1989) The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. *Biochim Biophys Acta - Gen Subj* **990**: 87–92
- Ghasemi S, Khoshgoftarmanesh AH, Hadadzadeh H, Jafari M** (2012) Synthesis of Iron-Amino Acid Chelates and Evaluation of Their Efficacy as Iron Source and Growth Stimulator for Tomato in Nutrient Solution Culture. *J Plant Growth Regul* **31**: 498–508
- Gill SS, Tuteja N** (2010) Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiol Biochem* **48**: 909–930
- Gillespie KM, Ainsworth EA** (2007) Measurement of reduced, oxidized and total ascorbate content in plants. *Nat Protoc* **2**: 871–874
- Giovenzana V, Casson A, Beghi R, Pampuri A, Fiorindo I, Tugnolo A, Guidetti R** (2021) Evaluation of consumer domestic habits on the environmental impact of ready-to-eat and minimally processed fresh-cut lamb's lettuce. *Sustain Prod Consum* **28**: 925–935
- Giri B, Mukerji KG** (2004) Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: Evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza* **14**: 307–312
- Gómez-Campo C, Prakash S** (1999) Biology of Brassica Coenospecies. *Dev. Plant Genet. Breed.* Elsevier, Amsterdam, pp 33–58
- Gómez Campo C** (2003) *Eruca*.
- Goto E, Takakura T** (1992) Prevention of Lettuce Tipburn by Supplying Air to Inner

- Leaves. Trans ASAE **35**: 641–645
- Gruda N** (2005) Impact of Environmental Factors on Product Quality of Greenhouse Vegetables for Fresh Consumption. CRC Crit Rev Plant Sci **24**: 227–247
- Grygoray EE, Tabalenkova GN, Dalke I V, Golovko TK** (2015) Mineral nutrition and productivity of the greenhouse cucumber crop depending on lighting. Agrokhimiya **4**: 74–79
- Guichard S, Gary C, Leonardi C, Bertin N** (2005) Analysis of growth and water relations of tomato fruits in relation to air vapor pressure deficit and plant fruit load. J Plant Growth Regul **24**: 201–213
- Gulcin İ** (2020) Antioxidants and antioxidant methods: an updated overview. Arch Toxicol **94**: 651–715
- Gutierrez Bustillo AM** (1991) Spinacia.
- Gutiérrez DR, Chaves AR, Rodríguez SDC** (2017) Use of UV-C and Gaseous Ozone as Sanitizing Agents for Keeping the Quality of Fresh-Cut Rocket (*Eruca sativa* mill). J Food Process Preserv **41**: e12968
- Gutiérrez M, Alegret S, Cáceres R, Casadesús J, Marfà O, del Valle M** (2007) Application of a potentiometric electronic tongue to fertigation strategy in greenhouse cultivation. Comput Electron Agric **57**: 12–22
- El Hadrami A, Adam LR, El Hadrami I, Daayf F** (2010) Chitosan in plant protection. Mar Drugs **8**: 968–987
- Hadwiger LA** (2013) Plant science review: Multiple effects of chitosan on plant systems: Solid science or hype. Plant Sci **208**: 42–49
- Halpern M, Bar-Tal A, Ofek M, Minz D, Muller T, Yermiyahu U** (2015) The Use of Biostimulants for Enhancing Nutrient Uptake. Adv Agron **130**: 141–174
- Han HS, Lee KD** (2005) Phosphate and potassium solubilizing bacteria effect on mineral uptake , soil availability and growth of eggplant. Res J Agriculture Biol Sci **1**: 176–180
- Hartmann A, Bashan Y** (2009) Ecology and application of Azospirillum and other plant growth-promoting bacteria (PGPB) - Special Issue. Eur J Soil Biol **45**: 1–2

- Hasan MM, Bashir T, Ghosh R, Lee SK, Bae H** (2017) An Overview of LEDs' Effects on the Production of Bioactive Compounds and Crop Quality. *Molecules*. doi: 10.3390/MOLECULES22091420
- Hayat R, Ali S, Amara U, Khalid R, Ahmed I** (2010) Soil beneficial bacteria and their role in plant growth promotion: A review. *Ann Microbiol* **60**: 579–598
- He D, Kozai T, Niu G, Zhang X** (2019) Light-Emitting Diodes for Horticulture. 513–547
- Hernández-Adasme C, Silva H, Escalona V** (2022) In-door germination and seedling growth of green and red lettuce under LED-light spectrum and subsequent effect on baby leaf lettuce. *Ital J Agron*. doi: 10.4081/IJA.2022.1982
- Hernández R** (2022) Plant responses to the environment. *Plant Fact. Basics, Appl. Adv.* Academic Press, pp 181–194
- Hernández R, Kubota C** (2016) Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environ Exp Bot* **121**: 66–74
- Hernández V, Ángeles Botella M, Hellín P, Cava J, Fenoll J, Mestre T, Martínez V, Flores P** (2021) Phenolic and Carotenoid Profile of Lamb's Lettuce and Improvement of the Bioactive Content by Preharvest Conditions. *Foods* (Basel, Switzerland). doi: 10.3390/FOODS10010188
- Hildebrandt TM, Nesi AN, Araújo WL, Braun H-P** (2015) Amino acid catabolism in plants. *Mol Plant* **8**: 1563–1579
- Hoch G, Owens O v. H, Kok B** (1963) Photosynthesis and respiration. *Arch Biochem Biophys* **101**: 171–180
- Hogewoning SW, Trouwborst G, Maljaars H, Poorter H, van Ieperen W, Harbinson J** (2010) Blue light dose-responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *J Exp Bot* **61**: 3107–3117
- Holb IJ, Balla B, Vámos A, Gáll JM** (2012) Influence of preharvest calcium applications, fruit injury, and storage atmospheres on postharvest brown rot of apple. *Postharvest Biol Technol* **67**: 29–36
- Hong DD, Hien HM, Son PN** (2007) Seaweeds from Vietnam used for functional food,

medicine and biofertilizer. *J Appl Phycol* **19**:

- Hosotani S, Yamauchi S, Kobayashi H, Fuji S, Koya S, Shimazaki KI, Takemiya A** (2021) A BLUS1 kinase signal and a decrease in intercellular CO₂ concentration are necessary for stomatal opening in response to blue light. *Plant Cell* **33**: 1813–1827
- Huché-Thélier L, Crespel L, Gourrierc J Le, Morel P, Sakr S, Leduc N** (2016) Light signaling and plant responses to blue and UV radiations—Perspectives for applications in horticulture. *Environ Exp Bot* **121**: 22–38
- Idris ESE, Iglesias DJ, Talon M, Borriss R** (2007) Tryptophan-dependent production of Indole-3-Acetic Acid (IAA) affects level of plant growth promotion by *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Mol Plant-Microbe Interact* **20**: 619–626
- Igamberdiev AU, Eprintsev AT** (2016) Organic acids: The pools of fixed carbon involved in redox regulation and energy balance in higher plants. *Front Plant Sci* **7**: 205704
- Jannin L, Arkoun M, Etienne P, Laîné P, Goux D, Garnica M, Fuentes M, Francisco SS, Baigorri R, Cruz F, et al** (2013) *Brassica napus* Growth is Promoted by *Ascomyces nodosum* (L.) Le Jol. Seaweed Extract: Microarray Analysis and Physiological Characterization of N, C, and S Metabolisms. *J Plant Growth Regul* **32**: 31–52
- Jansen MAK, Bornman JF** (2012) UV-B radiation: From generic stressor to specific regulator. *Physiol Plant* **145**: 501–504
- du Jardin P** (2012) ~The Science of Plant Biostimulants --.
- du Jardin P** (2015) Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Sci Hortic (Amsterdam)* **196**: 3–14
- Jędrszczyk E, Ambroszczyk AM** (2016) The influence of NANO-GRO® organic stimulator on the yielding and fruit quality of field tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Folia Horti* **28**: 87–94
- Jędrszczyk E, Kopeć A, Bucki P, Ambroszczyk AM, Skowera B** (2019) The enhancing effect of plants growth biostimulants in garlic cultivation on the chemical composition and level of bioactive compounds in the garlic leaves, stems and bulbs. *Not Bot Horti Agrobot Cluj-Napoca* **47**: 81–91
- Jimenez Suancha S, Alvarado-Sanabria O, Balaguera-López H** (2015) Fluorescencia

- como indicador de estrés en *Helianthus annuus* L. Una revisión. *Rev Colomb Ciencias Hortícolas* **9**: 149
- Jindo K, Martim SA, Navarro EC** (2012) Root growth promotion by humic acids from composted and non-composted urban organic wastes. *Plant Soil* 353:
- Jishi T** (2018) LED Lighting Technique to Control Plant Growth and Morphology. *Smart Plant Fact*. Springer, Singapore, pp 211–222
- Jones H** (2013a) Plants and Microclimate: A Quantitative Approach to Environmental Plant Physiology. *Plants Microclim A Quant Approach to Environ Plant Physiol* 1–407
- Jones HG** (2013b) Plants and Microclimate. *Plants Microclim A Quant Approach to Environ Plant Physiol*. doi: 10.1017/CBO9780511845727
- Joniyas A, Surif M, Dehghi R** (2016) Effect of Nutrient and Light Intensity on Nutrient Uptakes of *Gracilaria manilaensis*. *Int J Sci Res Environ Scien* **4**: 173–185
- Kabange NR, Lee SM, Shin D, Lee JY, Kwon Y, Kang JW, Cha JK, Park H, Alibu S, Lee JH** (2022) Multiple Facets of Nitrogen: From Atmospheric Gas to Indispensable Agricultural Input. *Life*. doi: 10.3390/life12081272
- Kami C, Lorrain S, Hornitschek P, Fankhauser C** (2010) Light-Regulated Plant Growth and Development. *In* MCP Timmermans, ed, *Plant Dev*. Elsevier Academic Press Inc, San Diego, pp 29–66
- Kang JH, KrishnaKumar S, Atulba SLS, Jeong BR, Hwang SJ** (2013) Light intensity and photoperiod influence the growth and development of hydroponically grown leaf lettuce in a closed-type plant factory system. *Hortic Environ Biotechnol* **54**: 501–509
- Kasperbauer M, Loughrin J, Wang S** (2001) Light Reflected from Red Mulch to Ripening Strawberries Affects Aroma, Sugar and Organic Acid Concentrations¶. *Photochem Photobiol* **74**: 103–107
- Katiyar D, Hemantaranjan A, Singh B** (2015) Chitosan as a promising natural compound to enhance potential physiological responses in plant: a review. *Indian J Plant Physiol* **20**: 1–9

- Katkat AV, Çelik H, Turan MA, Asyk BB** (2009) Effects of Soil and Foliar Applications of Humic Substances on Dry Weight and Mineral Nutrients Uptake of Wheat under Calcareous Soil Conditions. *Aust J Basic Appl Sci* **3**: 1266–1273
- Kauffman GL, Kneivel DP, Watschke TL** (2007) Effects of a biostimulant on the heat tolerance associated with photosynthetic capacity, membrane thermostability, and polyphenol production of perennial ryegrass. *Crop Sci* **47**: 261–267
- Kerkeb L, Krämer U** (2003) The role of free histidine in xylem loading of nickel in *Alyssum lesbiacum* and *Brassica juncea*. *Plant Physiol* **131**: 716–724
- Khalid A, Arshad M, Zahir ZA** (2004) Screening plant growth-promoting rhizobacteria for improving growth and yield of wheat. *J Appl Microbiol* **96**: 473–480
- Khan AG** (2005) Role of soil microbes in the rhizospheres of plants growing on trace metal contaminated soils in phytoremediation. *J. Trace Elem. Med. Biol. Elsevier GmbH*, pp 355–364
- Khan I, Azam A, Mahmood A** (2013) The impact of enhanced atmospheric carbon dioxide on yield, proximate composition, elemental concentration, fatty acid and vitamin C contents of tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Environ Monit Assess* **185**: 205–214
- Khan W, Hiltz D, Critchley AT, Prithiviraj B** (2011a) Bioassay to detect *Ascophyllum nodosum* extract-induced cytokinin-like activity in *Arabidopsis thaliana*. *J Appl Phycol* **23**:
- Khan W, Rayirath UP, Subramanian S, Jithesh MN, Rayorath P, Hodges DM, Critchley AT, Craigie JS, Norrie J, Prithiviraj B** (2009) Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *J Plant Growth Regul* **28**: 386–399
- Khan ZH, Kahn MA, Aftab T, Idrees M, Naeem M** (2011b) Influence of alginate oligosaccharides on growth, yield and alkaloid production of opium poppy (*Papaver somniferum* L.). *Front Agric China* **5**:
- Kim HJ, Kim WK, Roh MY, Kang CI, Park JM, Sudduth KA** (2013) Automated sensing of hydroponic macronutrients using a computer-controlled system with an array of ion-selective electrodes. *Comput Electron Agric* **93**: 46–54

- Kircher S, Schopfer P** (2012) Photosynthetic sucrose acts as cotyledon-derived long-distance signal to control root growth during early seedling development in *Arabidopsis*. *Proc Natl Acad Sci* **109**: 11217–11221
- Kirschbaum MUF** (2011) Does enhanced photosynthesis enhance growth? Lessons learned from CO₂ enrichment studies. *Plant Physiol* **155**: 117–124
- Kitaya Y, Tsuruyama J, Kawai M, Shibuya T, Kiyota M** (2000) Effects of Air Current on Transpiration and Net Photosynthetic Rates of Plants in a Closed Plant Production System. *Transpl. Prod. 21st Century*. Springer, Dordrecht, pp 83–90
- Ko MT, Ahn TI, Cho YY, Son JE** (2013) Uptake of nutrients and water by paprika (*Capsicum annuum* L.) as affected by renewal period of recycled nutrient solution in closed soilless culture. *Hortic Environ Biotechnol* **54**: 412–421
- Kocira A, Kocira S, Złotek U, Kornas R, Swieca M** (2015) Effects of nano-gro preparation applications on yield components and antioxidant properties of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Fresenius Environ Bull* **24**: 4034–4041
- Kohler J, Hernández JA, Caravaca F, Roldán A** (2008) Plant-growth-promoting rhizobacteria and arbuscular mycorrhizal fungi modify alleviation biochemical mechanisms in water-stressed plants. *Funct Plant Biol* **35**: 141–151
- Köhler M** (2008) Green facades-a view back and some visions. *Urban Ecosyst* **11**: 423–436
- Koleva II, Van Beek TA, Linssen JPH, De Groot A, Evstatieva LN** (2002) Screening of plant extracts for antioxidant activity: A comparative study on three testing methods. *Phytochem Anal* **13**: 8–17
- Koukounaras A, Bantis F, Karatolos N, Melissas C, Vezyroglou A** (2020) Influence of Pre-Harvest Factors on Postharvest Quality of Fresh-Cut and Baby Leafy Vegetables. *Agron* 2020, Vol 10, Page 172 **10**: 172
- Kozai T** (2018) Current Status of Plant Factories with Artificial Lighting (PFALs) and Smart PFALs. *Smart Plant Fact*. Springer, Singapore, pp 3–13
- Kozai T, Niu G** (2020a) Introduction. *Plant Fact An Indoor Vert Farming Syst Effic Qual Food Prod Second Ed* 3–6

- Kozai T, Niu G** (2020b) Role of the plant factory with artificial lighting (PFAL) in urban areas. *Plant Fact An Indoor Vert Farming Syst Effic Qual Food Prod Second Ed.* doi: 10.1016/B978-0-12-816691-8.00002-9
- Kozai T, Niu G** (2019a) Introduction. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod. Second Ed.* Academic Press, pp 3–6
- Kozai T, Niu G** (2019b) Plant factory as a resource-efficient closed plant production system. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod. Second Ed.* Academic Press, pp 93–115
- Kozai T, Niu G** (2019c) Role of the plant factory with artificial lighting (PFAL) in urban areas. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod. Second Ed.* Academic Press, pp 7–34
- Kpombrekou-A K, Tabatabai MA** (1994) EFFECT OF ORGANIC ACIDS ON RELEASE OF PHOSPHORUS FROM PHOSPHATE ROCKS1. *Soil Sci.* 158:
- Kubota C** (2020) Growth, development, transpiration, and translocation as affected by abiotic environmental factors. *Plant Fact An Indoor Vert Farming Syst Effic Qual Food Prod Second Ed.* doi: 10.1016/B978-0-12-816691-8.00013-3
- Kubota C** (2019) Growth, development, transpiration, and translocation as affected by abiotic environmental factors. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod. Second Ed.* Academic Press, pp 207–220
- Kumar G, Sahoo D** (2011) Effect of seaweed liquid extract on growth and yield of *Triticum aestivum* var. Pusa Gold *J Appl Phycol* 23:
- Kumari R, Kaur I, Bhatnagar AK** (2011) Effect of aqueous extract of *Sargassum johnstonii* Setchell & Gardner on growth, yield and quality of *Lycopersicon esculentum* Mill. *J Appl Phycol* 23: 623–633
- Kusuma P, Pattison PM, Bugbee B** (2020) From physics to fixtures to food: current and potential LED efficacy. *Hortic Res* 2020 71 7: 1–9
- Kuwada K, Wamochi LS, Utamura M, Matsushita I, Ishii T** (2006) Effect of red and green algal extracts on hyphal growth of arbuscular mycorrhizal fungi, and on mycorrhizal development and growth of papaya and passionfruit. *Agron J* 98: 1340–1344

- Lambers L, Ehrig H, Prange U, Orejas F** (2008) Parallelism and Concurrency in Adhesive High-Level Replacement Systems with Negative Application Conditions. *Electron Notes Theor Comput Sci* **203**: 43–66
- Langton FA, Adams SR, Cockshull KE** (2003) Effects of photoperiod on leaf greenness of four bedding plant species. *J Hortic Sci Biotechnol* **78**: 400–404
- Lanoue J, Leonardos ED, Khosla S, Hao X, Grodzinski B** (2018) Effect of elevated CO₂ and spectral quality on whole plant gas exchange patterns in tomatoes. *PLoS One*. doi: 10.1371/journal.pone.0205861
- Lea PJ, Sodek L, Parry MAJ, Shewry PR, Halford NG** (2007) Asparagine in plants. *Ann Appl Biol* **150**: 1–26
- Lee JH, Oh MM, Son KH** (2019a) Short-Term Ultraviolet (UV)-A Light-Emitting Diode (LED) Radiation Improves Biomass and Bioactive Compounds of Kale. *Front Plant Sci* **10**: 464319
- Lee RJ, Bhandari SR, Lee G, Lee JG** (2019b) Optimization of temperature and light, and cultivar selection for the production of high-quality head lettuce in a closed-type plant factory. *Hortic Environ Biotechnol* **60**: 207–216
- Lefsrud MG, Kopsell DA, Augé RM, Both AJ** (2006) Biomass Production and Pigment Accumulation in Kale Grown Under Increasing Photoperiods. *Masuda and Murage*
- Legendre R, van Iersel MW** (2021) Supplemental Far-Red Light Stimulates Lettuce Growth: Disentangling Morphological and Physiological Effects. *Plants (Basel, Switzerland)* **10**: 1–21
- Van Iersel M** (2017) Light, photosynthesis, and plant growth. *Light Manag. Control. Environ.*
- Li J, Wu T, Huang K, Liu Y, Liu M, Wang J** (2021) Effect of LED Spectrum on the Quality and Nitrogen Metabolism of Lettuce Under Recycled Hydroponics. *Front Plant Sci*. doi: 10.3389/FPLS.2021.678197/FULL
- LI J, ZHOU JM, DUAN ZQ, DU CW, WANG HY** (2007) Effect of CO₂ Enrichment on the Growth and Nutrient Uptake of Tomato Seedlings1 1 Project supported by the National Natural Science Foundation of China (No. 30230250). *Pedosphere* **17**:

343–351

- Li Q, Kubota C** (2009) Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environ Exp Bot* **67**: 59–64
- Li QH, Yang HQ** (2007) Cryptochrome Signaling in Plants†. *Photochem Photobiol* **83**: 94–101
- Li W, Li H, Shi L, Shen P, Li Y** (2022) Leaf color formation mechanisms in *Alternanthera bettzickiana* elucidated by metabolite and transcriptome analyses. *Planta*. doi: 10.1007/S00425-022-03840-3
- Lichtenthaler H, Buschmann C, Knapp M** (2005) How to correctly determine the different chlorophyll fluorescence parameters and the chlorophyll fluorescence decrease ratio R_{Fd} of leaves with the PAM fluorometer. *Photosynthetica* **43**: 379–393
- Lichtenthaler HK, Buschmann C** (2001) Chlorophylls and Carotenoids: Measurement and Characterization by UV-VIS Spectroscopy. *Curr Protoc Food Anal Chem* **1**: F4.3.1-F4.3.8
- Lin K-H, Huang M-Y, Huang W-D, Hsu M-H, Yang Z-W, Yang C-M** (2013) The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. *capitata*). *Sci Hortic* (Amsterdam) **150**: 86–91
- Lin K, Huang Z, Xu Y** (2018) Influence of Light Quality and Intensity on Biomass and Biochemical Contents of Hydroponically Grown Lettuce. *HortScience* **53**: 1157–1163
- Linneo C** (1753) *Species plantarum*.
- Linneo C** (1754) *Genera Plantarum*, 5th ed.
- Lisiewska Z, Kmiecik W, Gbczyński P, Sobczyńska L** (2011) Amino acid profile of raw and as-eaten products of spinach (*Spinacia oleracea* L.). *Food Chem* **126**: 460–465
- Liu A, Hamel C, Hamilton RI, Ma BL, Smith DL** (2000) Acquisition of Cu, Zn, Mn and Fe by mycorrhizal maize (*Zea mays* L.) grown in soil at different P and micronutrient levels. *Mycorrhiza* **9**: 331–336

- Liu H, Liu B, Zhao C, Pepper M, Lin C** (2011) The action mechanisms of plant cryptochromes. *Trends Plant Sci* **16**: 684
- Liu X, Ardo S, Bunning M, Parry J, Zhou K, Stushnoff C, Stoniker F, Yu L, Kendall P** (2007) Total phenolic content and DPPH radical scavenging activity of lettuce (*Lactuca sativa* L.) grown in Colorado. *LWT - Food Sci Technol* **40**: 552–557
- Liu X, Li Y, Zhong S** (2017) Interplay between Light and Plant Hormones in the Control of Arabidopsis Seedling Chlorophyll Biosynthesis. *Front Plant Sci*. doi: 10.3389/FPLS.2017.01433
- Liu Y, Qian C, Ding S, Shang X, Yang W, Fang S** (2016) Effect of light regime and provenance on leaf characteristics, growth and flavonoid accumulation in *Cyclocarya paliurus* (Batal) Iljinskaja coppices. *Bot Stud* **57**: 1–13
- López R, Fisher P, Runkle E** (2017) Introduction to specialty crop lighting. *Light Manag. Control. Environ.*
- Mamatha H, Srinivasa Rao NK, Laxman RH, Shivashankara KS, Bhatt RM, Pavithra KC** (2014) Impact of elevated CO₂ on growth, physiology, yield, and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) cv. Arka Ashish. *Photosynthetica* **52**: 519–528
- Mancuso S, Azzarello E, Mugnai S, Briand X** (2006) Marine bioactive substances (IPA extract) improve foliar ion uptake and water stress tolerance in potted *Vitis vinifera* plants. *Adv Hortic Sci* **20**: 156–161
- Mao J, Zhang YC, Sang Y, Li QH, Yang HQ** (2005) A role for Arabidopsis cryptochromes and COP1 in the regulation of stomatal opening. *Proc Natl Acad Sci U S A* **102**: 12270–12275
- MAPA** (2018) Base de datos de estadística agroalimentaria en España. <https://www.mapa.gob.es/es/estadistica/temas/estadisticas-agrarias/agricultura/superficies-producciones-anuales-cultivos/>
- Maroto JV** (2002) *Horticultura herbácea especial*, 5ª. Mundi-Prensa
- Marschner H** (1995) *Mineral nutrition of higher plants* 2nd edn. Inst. Plant Nutr. Univ. Hohenheim Ger.
- Martínez-Ispizua E, Calatayud Á, Marsal JI, Cannata C, Basile F, Abdelkhalik A, Soler S,**

- Valcárcel JV, Martínez-Cuenca M-R** (2022) The Nutritional Quality Potential of Microgreens, Baby Leaves, and Adult Lettuce: An Underexploited Nutraceutical Source. doi: 10.3390/foods11030423
- Martínez-Sánchez A, Luna MC, Selma M V., Tudela JA, Abad J, Gil MI** (2012) Baby-leaf and multi-leaf of green and red lettuces are suitable raw materials for the fresh-cut industry. *Postharvest Biol Technol* **63**: 1–10
- Mason P** (1995) Atmospheric boundary layer flows: Their structure and measurement. *Boundary-Layer Meteorol* 1995 721 **72**: 213–214
- Massa G, Emmerich J, Mick M, Kennedy R, Morrow R, Mitchell C** (2005) Development and testing of an efficient LED intracanopy lighting design for minimizing Equivalent System Mass in an advanced life-support system. *Gravit Space Biol Bull* **18**: 87–88
- Mattner SW, Wite D, Riches DA, Porter IJ, Arioli T** (2013) The effect of kelp extract on seedling establishment of broccoli on contrasting soil types in southern Victoria, Australia. *Biol Agric Hortic* **29**: 258–270
- McKeehen JD, Smart DJ, Mackowiak CL, Wheeler RM, Nielsen SS** (1996) Effect of CO₂ levels on nutrient content of lettuce and radish. *Adv Sp Res* **18**: 85–92
- Meng Q, Boldt J, Runkle ES, Hamby D, Pereyra R, Brunault C, Sarkisian A** (2020) Blue Radiation Interacts with Green Radiation to Influence Growth and Predominantly Controls Quality Attributes of Lettuce. *J Am Soc Hortic Sci* **145**: 75–87
- Miller P** (1768) *The Gardeners Dictionary*, 8th ed.
- Mir SA, Shah MA, Mir MM** (2017) Microgreens: Production, shelf life, and bioactive components. *Crit Rev Food Sci Nutr* **57**: 2730–2736
- Mitchell BC, Stutte G** (2017) *Sole-Source Lighting for Controlled Environment Agriculture. Light Manag. Control. Environ.* Meister Media Worldwide, Ohio, United States, pp 48–58
- Mittler R** (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends Plant Sci* **7**: 405–410
- Miyazaki Y, Takase T, Kiyosue T** (2015) ZEITLUPE positively regulates hypocotyl elongation at warm temperature under light in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Signal*

Behav **10**: 1–3

Moing A, Maucourt M, Renaud C, Gaudillère M, Brouquisse R, Lebouteiller B, Gousset-Dupont A, Vidal J, Granot D, Denoyes-Rothan B, et al (2004) Quantitative metabolic profiling by 1-dimensional ¹H-NMR analyses: Application to plant genetics and functional genomics. *Funct Plant Biol* **31**: 889–902

Di Mola I, Cozzolino E, Ottaiano L, Nocerino S, Rouphael Y, Colla G, El-Nakhel C, Mori M (2020) Nitrogen use and uptake efficiency and crop performance of baby spinach (*Spinacia oleracea* L.) and Lamb's Lettuce (*Valerianella locusta* L.) grown under variable sub-optimal N regimes combined with plant-based biostimulant application. *Agronomy*. doi: 10.3390/AGRONOMY10020278

Monteith J (1965) Evaporation and environment. 19th Symposia of the Society for Experimental Biology. University Press, Cambridge, 205-234. *Symp Soc Exp Biol* **19**: 205–234

Mou B (2009) Nutrient Content of Lettuce and its Improvement. *Curr Nutr Food Sci* **5**: 242–248

Muneer S, Kim EJ, Park JS, Lee JH (2014) Influence of green, red and blue light emitting diodes on multiprotein complex proteins and photosynthetic activity under different light intensities in lettuce leaves (*Lactuca sativa* L.). *Int J Mol Sci* **15**: 4657–4670

Murchie EH, Lawson T (2013) Chlorophyll fluorescence analysis: a guide to good practice and understanding some new applications. *J Exp Bot* **64**: 3983–3998

Muscolo A, Sidari M, Attinà E, Francioso O, Tugnoli V, Nardi S (2007) Biological Activity of Humic Substances Is Related to Their Chemical Structure. *Soil Sci Soc Am J* **71**: 75–85

Nakonechnaya O V., Grishchenko O V., Khrolenko YA, Bulgakov VP, Burkovskaya E V., Grigorchuk VP, Prokuda NA, Kholin AS, Gafitskaya I V., Mikheeva A V., et al (2021) Effect of LED Lighting on Morphogenesis and Content of Ascorbic Acid, P, K, and Ca in *Eruca sativa* Plants. *Russ J Plant Physiol* **68**: 356–366

Nelson N, Yocum CF (2006) Structure and function of photosystems I and II. *Annu Rev*

Plant Biol **57**: 521–565

Nguyen TPD, Jang DC, Tran TTH, Nguyen QT, Kim IS, Hoang TLH, Vu NT (2021) Influence of green light added with red and blue leds on the growth, leaf microstructure and quality of spinach (*Spinacia oleracea* L.). *Agronomy*. doi: 10.3390/agronomy11091724

Nguyen TPD, Vu NT, Tran TTH, Nguyen QT, Cao PB, Kim IS, Jang DC (2022) Growth and Quality of Hydroponic Cultivated Spinach (*Spinacia oleracea* L.) Affected by the Light Intensity of Red and Blue LEDs. *Sains Malaysiana* **51**: 473–483

Ning Y, Ai XZ, Li QM, Bi HG (2019) [Effects of light quality on carbon-nitrogen metabolism, growth, and quality of Chinese chives]. *Ying yong sheng tai xue bao = J Appl Ecol* **30**: 251–258

Nisar N, Li L, Lu S, Khin NC, Pogson BJ (2015) Carotenoid metabolism in plants. *Mol Plant* **8**: 68–82

Niu G, Kozai T, Sabeh N (2020) Physical environmental factors and their properties. *Plant Fact*. Elsevier, pp 185–195

Niu G, Kozai T, Sabeh N (2019) Physical environmental factors and their properties. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod. Second Ed.* Academic Press, pp 185–195

Nunes TP, Martins CG, Faria AF, Bíscola V, de Oliveira Souza KL, Mercadante AZ, Cordenunsi BR, Landgraf M (2013) Changes in total ascorbic acid and carotenoids in minimally processed irradiated Arugula (*Eruca sativa* Mill) stored under refrigeration. *Radiat Phys Chem* **90**: 125–130

Oka Y, Yamamoto K (2018) Photoreceptor-Mediated Plant Development. *Plant Fact. Using Artif. Light Adapt. to Environ. Disrupt. Clues to Agric. Innov.* Elsevier, pp 111–117

Okazaki K, Oka N, Shinano T, Osaki M, Takebe M (2008) Differences in the Metabolite Profiles of Spinach (*Spinacia oleracea* L.) Leaf in Different Concentrations of Nitrate in the Culture Solution. *Plant Cell Physiol* **49**: 170–177

Olaetxea M, De Hita D, Garcia CA, Fuentes M, Baigorri R, Mora V, Garnica M, Urrutia

- O, Erro J, Zamarreño AM, et al** (2018) Hypothetical framework integrating the main mechanisms involved in the promoting action of rhizospheric humic substances on plant root- and shoot- growth. *Appl Soil Ecol* **123**: 521–537
- Van Os EA** (2017) Recent advances in soilless culture in Europe. *Acta Hort* **1176**: 1–8
- Van Os EA, Gieling TH, Heinrich Lieth J** (2019) Technical equipment in soilless production systems. *Soil. Cult. Theory Pract. Theory Pract.* Elsevier, pp 587–635
- Ouzounis T, Rosenqvist E, Ottosen CO** (2015) Spectral Effects of Artificial Light on Plant Physiology and Secondary Metabolism: A Review. *HortScience* **50**: 1128–1135
- Palmitessa OD, Gadaleta A, Leoni B, Renna M, Signore A, Paradiso VM, Santamaria P** (2022) Effects of Greenhouse vs. Growth Chamber and Different Blue-Light Percentages on the Growth Performance and Quality of Broccoli Microgreens. *Agron* 2022, Vol 12, Page 1161 **12**: 1161
- Paradiso R, Di Mola I, Conti S, Ottaiano L, Cozzolino E, Rippa M, Mormile P, Melchionna G, Testa A, Beltrame L, et al** (2023) Photosynthesis, Yield and Quality in Wild Rocket (*Diplotaxis tenuifolia* L.) under Photoluminescent Greenhouse Covers. *Agronomy* **13**: 2372
- Paradiso R, Proietti S** (2022) Light-Quality Manipulation to Control Plant Growth and Photomorphogenesis in Greenhouse Horticulture: The State of the Art and the Opportunities of Modern LED Systems. *J Plant Growth Regul* **41**: 742–780
- Park M, Kim C, Yang J, Lee H, Shin W, Kim S, Sa T** (2005) Isolation and characterization of diazotrophic growth promoting bacteria from rhizosphere of agricultural crops of Korea. *Microbiol Res* **160**: 127–133
- Parmar P, Sindhu SS** (2013) Potassium Solubilization by Rhizosphere Bacteria: Influence of Nutritional and Environmental Conditions. *J Microbiol Res* **3**: 25–31
- Paucek I, Appolloni E, Pennisi G, Quaini S, Gianquinto G, Orsini F** (2020) LED Lighting Systems for Horticulture: Business Growth and Global Distribution. *Sustain* 2020, Vol 12, Page 7516 **12**: 7516
- Pennisi G, Pistillo A, Orsini F, Cellini A, Spinelli F, Nicola S, Fernandez JA, Crepaldi A, Gianquinto G, Marcelis LFM** (2020) Optimal light intensity for sustainable water

- and energy use in indoor cultivation of lettuce and basil under red and blue LEDs. *Sci Hortic (Amsterdam)* **272**: 109508
- Pérez-López U, Miranda-Apodaca J, Lacuesta M, Mena-Petite A, Muñoz-Rueda A** (2015) Growth and nutritional quality improvement in two differently pigmented lettuce cultivars grown under elevated CO₂ and/or salinity. *Sci Hortic (Amsterdam)* **195**: 56–66
- Perez Amaro JA, Enriquez-Quiroz J, Moya E, Garay A, Pérez J, Quero-Carrillo A** (2004) Análisis de crecimiento, área foliar específica y concentración de nitrógeno en hojas de pasto. *Técnica Pecu en México* **42**: 447 a 458
- Pérez AR, Quintero EM** (2015) Funciones del calcio en la calidad poscosecha de frutas y hortalizas: una revisión. *Aliment hoy* **23**: 13–25
- Péron JY, Rees DC** (1998) High-tech production of Corn Salad (*Valerianella locusta* (L) Laterr.), a local, French vegetable crop. *Acta Hortic* **467**: 259–268
- Piovene C, Orsini F, Bosi S, Sanoubar R, Bregola V, Dinelli G, Gianquinto G** (2015) Optimal red: Blue ratio in led lighting for nutraceutical indoor horticulture. *Sci Hortic (Amsterdam)* **193**: 202–208
- Pokorny R, Klar T, Hennecke U, Carell T, Batschauer A, Essen LO** (2008) Recognition and repair of UV lesions in loop structures of duplex DNA by DASH-type cryptochrome. *Proc Natl Acad Sci U S A* **105**: 21023–21027
- Poorter H, Niinemets Ü, Ntagkas N, Siebenkäs A, Mäenpää M, Matsubara S, Pons TL** (2019) A meta-analysis of plant responses to light intensity for 70 traits ranging from molecules to whole plant performance. *New Phytol* **223**: 1073–1105
- Popov VN, Eprintsev AT, Fedorin DN, Igamberdiev AU** (2010) Succinate dehydrogenase in *Arabidopsis thaliana* is regulated by light via phytochrome A. *FEBS Lett* **584**: 199–202
- Possart A, Fleck C, Hiltbrunner A** (2014) Shedding (far-red) light on phytochrome mechanisms and responses in land plants. *Plant Sci* **217–218**: 36–46
- Povero G, Loreti E, Pucciariello C, Santaniello A, Di Tommaso D, Di Tommaso G, Kapetis D, Zolezzi F, Piaggese A, Perata P** (2011) Transcript profiling of chitosan-treated

- Arabidopsis seedlings. *J Plant Res* **124**: 619–629
- Pritchard SG, Rogers HH, Prior SA, Peterson CM** (1999) Elevated CO₂ and plant structure: A review. *Glob Chang Biol* **5**: 807–837
- Proietti S, Moscatello S, Riccio F, Downey P, Battistelli A** (2021) Continuous Lighting Promotes Plant Growth, Light Conversion Efficiency, and Nutritional Quality of *Eruca vesicaria* (L.) Cav. in Controlled Environment With Minor Effects Due to Light Quality. *Front Plant Sci*. doi: 10.3389/fpls.2021.730119
- Rady MM, Rehman H ur** (2016) Supplementing organic biostimulants into growing media enhances growth and nutrient uptake of tomato transplants. *Sci Hortic (Amsterdam)* **203**: 192–198
- Ragaert P, Verbeke W, Devlieghere F, Debevere J** (2004) Consumer perception and choice of minimally processed vegetables and packaged fruits. *Food Qual Prefer* **15**: 259–270
- Rathore SS, Chaudhary DR, Boricha GN, Ghosh A, Bhatt BP, Zodape ST, Patolia JS** (2009) Effect of seaweed extract on the growth, yield and nutrient uptake of soybean (*Glycine max*) under rainfed conditions. *South African J Bot* **75**: 351–355
- Rejeb K Ben, Abdelly C, Savouré A** (2014) How reactive oxygen species and proline face stress together. *Plant Physiol Biochem* **80**: 278–284
- Remans R, Beebe S, Blair M, Manrique G, Tovar E, Rao I, Croonenborghs A, Torres-Gutierrez R, El-Howeity M, Michiels J, et al** (2008) Physiological and genetic analysis of root responsiveness to auxin-producing plant growth-promoting bacteria in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant Soil* **302**: 149–161
- Rennenberg H, Herschbach C** (2014) A detailed view on sulphur metabolism at the cellular and whole-plant level illustrates challenges in metabolite flux analyses. *J Exp Bot* **65**: 5711–5724
- Ribera A, van Treuren R, Kik C, Bai Y, Wolters AMA** (2020) On the origin and dispersal of cultivated spinach (*Spinacia oleracea* L.). *Genet Resour Crop Evol*. doi: 10.1007/s10722-020-01042-y
- Richard S** (2016) Abiotic Issues Affect Vegetable Production And Quality - Growing

- Produce. <https://www.growingproduce.com/vegetables/abiotic-issues-affect-vegetable-production-and-quality/>
- Rodríguez H, Fraga R** (1999) Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnol Adv* **17**: 319–339
- Rouchaud J, Moons C, Meyer JA, Benoit F, Ceustermans N, Van Linden F** (1984) Effects of soil fertilization and covering of the culture with plastic film on the provitamin A content of early lettuces. *Plant Soil* **80**: 139–141
- Rungin S, Indananda C, Suttiviriya P, Kruasuwan W, Jaemsaeng R, Thamchaipenet A** (2012) Plant growth enhancing effects by a siderophore-producing endophytic streptomycete isolated from a Thai jasmine rice plant (*Oryza sativa* L. cv. KDML105). *Antonie van Leeuwenhoek, Int J Gen Mol Microbiol* **102**: 463–472
- Ryu CM, Faragt MA, Hu CH, Reddy MS, Wei HX, Paré PW, Kloepper JW** (2003) Bacterial volatiles promote growth in *Arabidopsis*. *Proc Natl Acad Sci U S A* **100**: 4927–4932
- Sabzalain MR, Heydarizadeh P, Zahedi M, Boroomand A, Agharokh M, Sahba MR, Schoefs B** (2014) High performance of vegetables, flowers, and medicinal plants in a red-blue LED incubator for indoor plant production. *Agron Sustain Dev* **34**: 879–886
- Sager JC, Smith WO, Edwards JL, Cyr KL** (1988) Photosynthetic efficiency and phytochrome photoequilibria determination using spectral data. *Trans Am Soc Agric Eng* **31**: 1882–1889
- Saini RK, Nile SH, Park SW** (2015) Carotenoids from fruits and vegetables: Chemistry, analysis, occurrence, bioavailability and biological activities. *Food Res Int* **76**: 735–750
- Sakalauskaite J, Viskelis P, Dambrauskiene E, Sakalauskiene S, Samuoliene G, Brazaityte A, Duchovskis P, Urbonavičiene D** (2013) The effects of different UV-B radiation intensities on morphological and biochemical characteristics in *Ocimum basilicum* L. *J Sci Food Agric* **93**: 1266–1271
- Sakuraba Y, Yanagisawa S** (2018) Light signalling-induced regulation of nutrient acquisition and utilisation in plants. *Semin Cell Dev Biol* **83**: 123–132

- Salman SR, Abou-Hussein SD, Abdel-Mawgoud AMR, El-Nemr MA** (2005) Fruit Yield and Quality of Watermelon as Affected by Hybrids and Humic Acid Application.
- Samuolienė G, Viršilė A, Brazaitytė A, Jankauskienė J, Sakalauskienė S, Vaštakaitė V, Novičkovas A, Viškelienė A, Sasnauskas A, Duchovskis P** (2017) Blue light dosage affects carotenoids and tocopherols in microgreens. *Food Chem* **228**: 50–56
- Samuolienė G, Viršilė A, Miliauskienė J, Haimi PJ, Laužikė K, Brazaitytė A, Duchovskis P** (2021) The Physiological Response of Lettuce to Red and Blue Light Dynamics Over Different Photoperiods. *Front Plant Sci* **11**: 610174
- San Bautista A, López-Galarza S, Martínez A, Pascual B, Maroto J V.** (2009) Influence of Cation Proportions of the Nutrient Solution on Tipburn Incidence in Strawberry Plants. *J Plant Nutr* **32**: 1527–1539
- Sánchez-Lamas M, Lorenzo CD, Cerdán PD** (2016) Bottom-up Assembly of the Phytochrome Network. *PLoS Genet.* doi: 10.1371/JOURNAL.PGEN.1006413
- dos Santos CM, Verissimo V, Wanderley Filho HC de L, Ferreira VM, Cavalcante PG da S, Rolim EV, Endres L** (2013) Seasonal variations of photosynthesis, gas exchange, quantum efficiency of photosystem II and biochemical responses of *Jatropha curcas* L. grown in semi-humid and semi-arid areas subject to water stress. *Ind Crops Prod* **41**: 203–213
- Schenkels L, Saeys W, Lauwers A, De Proft MP** (2020) Green light induces shade avoidance to alter plant morphology and increases biomass production in *Ocimum basilicum* L. *Sci Hortic (Amsterdam)* **261**: 109002
- Schiavon M, Ertani A, Nardi S** (2008) Effects of an alfalfa protein hydrolysate on the gene expression and activity of enzymes of the tricarboxylic acid (TCA) cycle and nitrogen metabolism in *Zea mays* L. *J Agric Food Chem* **56**:
- Schiavon M, Pizzeghello D, Muscolo A, Vaccaro S, Francioso O, Nardi S** (2010) High molecular size humic substances enhance phenylpropanoid metabolism in maize (*Zea mays* L.). *J Chem Ecol* **36**: 662–669
- Schnitzler WH, Habegger R** (2004) *Perilla frutescens* - Perilla red and its secondary plant metabolism. *Acta Hortic. International Society for Horticultural Science*, pp 371–

- Schreiner M, Mewis I, Huyskens-Keil S, Jansen MAK, Zrenner R, Winkler JB, O'Brien N, Krumbein A** (2012) UV-B-Induced Secondary Plant Metabolites - Potential Benefits for Plant and Human Health. *CRC Crit Rev Plant Sci* **31**: 229–240
- Senger H** (1982) THE EFFECT OF BLUE LIGHT ON PLANTS AND MICROORGANISMS. *Photochem Photobiol* **35**: 911–920
- Shamshiri RR, Jones JW, Thorp KR, Ahmad D, Man HC, Taheri S** (2018) Review of optimum temperature, humidity, and vapour pressure deficit for microclimate evaluation and control in greenhouse cultivation of tomato: A review. *Int Agrophysics* **32**: 287–302
- Sharma A, Shankhdhar D, Shankhdhar SC** (2013) Enhancing grain iron content of rice by the application of plant growth promoting rhizobacteria. *Plant, Soil Environ* **59**: 89–94
- Sharma SHS, Lyons G, McRoberts C** (2012) Biostimulant activity of brown seaweed species from Strangford Lough: compositional analyses of polysaccharides and bioassay of extracts using mung bean (*Vigna mungo* L.) and pak choi (*Brassica rapa chinensis* L.). *J Appl Phycol* **24**:
- Sharma SS, Dietz KJ** (2006) The significance of amino acids and amino acid-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. *J Exp Bot* **57**: 711–726
- Sharrock RA** (2008) The phytochrome red/far-red photoreceptor superfamily. *Genome Biol* **9**: 1–7
- Signore A, Bell L, Santamaria P, Wagstaff C, Van Labeke MC** (2020) Red Light Is Effective in Reducing Nitrate Concentration in Rocket by Increasing Nitrate Reductase Activity, and Contributes to Increased Total Glucosinolates Content. *Front Plant Sci* **11**: 1–12
- Simanavičius L, Viršilė A** (2018) The effects of led lighting on nitrates, nitrites and organic acids in tatsoi. doi: 10.22616/rrd.24.2018.057
- Sivasankari S, Venkatesalu V, Anantharaj M, Chandrasekaran M** (2006) Effect of

- seaweed extracts on the growth and biochemical constituents of *Vigna sinensis*. *Bioresour Technol* 97:
- Son JE, Kim HJ, Ahn TI** (2019) Hydroponic systems. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod. Second Ed.* Academic Press, pp 273–283
- Son K-H, Oh M-M** (2013) Leaf Shape, Growth, and Antioxidant Phenolic Compounds of Two Lettuce Cultivars Grown under Various Combinations of Blue and Red Light-emitting Diodes. *HortScience horts* **48**: 988–995
- Song J, Huang H, Hao Y, Song S, Zhang Y, Su W, Liu H** (2020) Nutritional quality, mineral and antioxidant content in lettuce affected by interaction of light intensity and nutrient solution concentration. *Sci Reports 2020 101* **10**: 1–9
- Song XP, Tan HTW, Tan PY** (2018) Assessment of light adequacy for vertical farming in a tropical city. *Urban For Urban Green* **29**: 49–57
- Sood S, Gupta V, Tripathy BC** (2005) Photoregulation of the greening process of wheat seedlings grown in red light. *Plant Mol Biol* **59**: 269–287
- Spaepen S, Vanderleyden J, Okon Y** (2009) Chapter 7 Plant Growth-Promoting Actions of Rhizobacteria. *Adv Bot Res* **51**: 283–320
- Spinelli F, Fiori G, Noferini M, Sprocatti M, Costa G** (2010) A novel type of seaweed extract as a natural alternative to the use of iron chelates in strawberry production. *Sci Hortic* 125:
- Sun P, Mantri N, Lou H, Hu Y, Sun D, Zhu Y, Dong T, Lu H** (2012) Effects of elevated CO₂ and temperature on yield and fruit quality of strawberry (*Fragaria × ananassa* Duch.) at two levels of nitrogen application. *PLoS One*. doi: 10.1371/journal.pone.0041000
- Sutton R, Sposito G** (2005) Molecular structure in soil humic substances: The new view. *Environ Sci Technol* **39**: 9009–9015
- Sutulienė R, Laužikė K, Pukas T, Samuolienė G** (2022) Effect of Light Intensity on the Growth and Antioxidant Activity of Sweet Basil and Lettuce. *Plants* 2022, Vol 11, Page 1709 **11**: 1709
- Suzuki A, Rioual S, Lemarchand S, Godfroy N, Roux Y, Boutin JP, Rothstein S** (2001)

- Regulation by light and metabolites of ferredoxin-dependent glutamate synthase in maize. *Physiol Plant* **112**: 524–530
- Sytar O, Kumar A, Latowski D, Kuczynska P, Strzałka K, Prasad MNV** (2013) Heavy metal-induced oxidative damage, defense reactions, and detoxification mechanisms in plants. *Acta Physiol Plant* **35**: 985–999
- Tai C, Sawada Y, Masuda J, Daimon H, Fukao Y** (2020) Cultivation of spinach in hot seasons using a micro-mist-based temperature-control system. *Sci Hortic (Amsterdam)* **273**: 109603
- Taiz L, Zeiger E, Møller IM, Murphy A** (2015) *Plant physiology and development*. Sinauer Associates Incorporated
- Teixeira WF, Fagan EB, Soares LH, Umburanas RC, Reichardt K, Neto DD** (2017) Foliar and seed application of amino acids affects the antioxidant metabolism of the soybean crop. *Front Plant Sci* **8**: 245273
- Temirov Y V., Esikova TZ, Kashparov IA, Balashova TA, Vinokurov LM, Alakhov YB** (2003) A catecholic siderophore produced by the thermoresistant *Bacillus licheniformis* VK21 strain. *Russ J Bioorganic Chem* **29**: 542–549
- Terashima I, Fujita T, Inoue T, Chow WS, Oguchi R** (2009) Green light drives leaf photosynthesis more efficiently than red light in strong white light: Revisiting the enigmatic question of why leaves are green. *Plant Cell Physiol* **50**: 684–697
- Thomaier S, Specht K, Henckel D, Dierich A, Siebert R, Freisinger UB, Sawicka M** (2015) Farming in and on urban buildings: Present practice and specific novelties of zero-acreage farming (ZFarming). *Renew Agric Food Syst* **30**: 43–54
- Thum KE, Shin MJ, Palenchar PM, Kouranov A, Coruzzi GM** (2004) Genome-wide investigation of light and carbon signaling interactions in *Arabidopsis*. *Genome Biol* **5**: R10
- Tsouvaltzis P, Kasampalis DS, Aktsoğlu D-C, Barbayiannis N, Siomos AS** (2020) Effect of reduced nitrogen and supplemented amino acids nutrient solution on the nutritional quality of baby green and red lettuce grown in a floating system. *Agronomy* **10**: 922

- Urbanek Krajnc A, Ivanuš A, Kristl J, Šušek A** (2012) Seaweed extract elicits the metabolic responses in leaves and enhances growth of pelargonium cuttings. *Eur J Hort Sci* **77**: 170–181
- Utasi L, Monostori I, Balázs V, Pék Z, Darkó É** (2019) Effects of light intensity and spectral composition on the growth and metabolism of spinach (*SPINACIA OLERACEA* L.). *Acta Biol Plant Agriensis* 3–18
- Varanini Z, Pinton R** (2001) Direct versus indirect effects of soil humic substances on plant growth and nutrition BT - The rhizosphere.
- Verma VC, Singh SK, Prakash S** (2011) Bio-control and plant growth promotion potential of siderophore producing endophytic *Streptomyces* from *Azadirachta indica* A. Juss. *J Basic Microbiol* **51**: 550–556
- Viršilė A, Brazaitytė A, Vaštakaitė-Kairienė V, Jankauskienė J, Miliauskienė J, Samuolienė G, Novičkovas A, Duchovskis P** (2019) Nitrate, nitrite, protein, amino acid contents, and photosynthetic and growth characteristics of tatsoi cultivated under various photon flux densities and spectral light compositions. *Sci Hortic (Amsterdam)* **258**: 108781
- Voogt W, Bar-Yosef B** (2019) Water and nutrient management and crops response to nutrient solution recycling in soilless growing systems in greenhouses. *Soil. Cult. Theory Pract. Theory Pract.* Elsevier, pp 425–507
- Voutsinos O, Mastoraki M, Ntatsi G, Liakopoulos G, Savvas D** (2021) Comparative Assessment of Hydroponic Lettuce Production Either under Artificial Lighting, or in a Mediterranean Greenhouse during Wintertime. *Agriculture* **11**: 503
- Walch-Liu P, Liu L.-H, Remans T, Tester M, Forde BG** (2006) Evidence that L-Glutamate can act as an exogenous signal to modulate root growth and branching in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Cell Physiol* **47**:
- Walker MC, van der Donk WA** (2016) The Many Roles of Glutamate in Metabolism. *J Ind Microbiol Biotechnol* **43**: 419
- Wang J, Lu W, Tong Y, Yang Q** (2016) Leaf morphology, photosynthetic performance, chlorophyll fluorescence, stomatal development of lettuce (*Lactuca sativa* L.)

- exposed to different ratios of red light to blue light. *Front Plant Sci* **7**: 176122
- Wang W, Zheng W, Lv H, Liang B, Jin S, Li J, Zhou W** (2022) Animal-derived plant biostimulant alleviates drought stress by regulating photosynthesis, osmotic adjustment, and antioxidant systems in tomato plants. *Sci Hortic (Amsterdam)* **305**: 111365
- Wang X, Cai X, Xu C, Zhao Q, Ge C, Dai S, Wang Q** (2018) Diversity of nitrate, oxalate, vitamin C and carotenoid contents in different spinach accessions and their correlation with various morphological traits. *J Hortic Sci Biotechnol* **93**: 409–415
- Wang Y, Folta KM** (2013) Contributions of green light to plant growth and development. *Am J Bot* **100**: 70–78
- Warwick SI, Gugel RK, Gómez-Campo C, James T** (2007) Genetic variation in *Eruca vesicaria* (L.) Cav. *Plant Genet Resour Characterisation Util* **5**: 142–153
- Wilson MK, Abergel RJ, Raymond KN, Arceneaux JEL, Byers BR** (2006) Siderophores of *Bacillus anthracis*, *Bacillus cereus*, and *Bacillus thuringiensis*. *Biochem Biophys Res Commun* **348**: 320–325
- Winkler S, Faragher J, Franz P, Imsic M, Jones R** (2007) Glucoraphanin and flavonoid levels remain stable during simulated transport and marketing of broccoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) heads. *Postharvest Biol Technol* **43**: 89–94
- Wojciechowska R, Dugosz-Grochowska O, Koton A, Zupnik M** (2015) Effects of LED supplemental lighting on yield and some quality parameters of lamb's lettuce grown in two winter cycles. *Sci Hortic (Amsterdam)* **187**: 80–86
- Wojciechowska R, Kołton A, Długosz-Grochowska O, Knop E** (2016a) Nitrate content in *Valerianella locusta* L. plants is affected by supplemental LED lighting. *Sci Hortic (Amsterdam)* **211**: 179–186
- Wojciechowska R, Kołton A, Długosz-Grochowska O, Żupnik M, Grzesiak W** (2013) The effect of LED lighting on photosynthetic parameters and weight of lamb's lettuce (*Valerianella locusta*). *Folia Hortic*. doi: 10.2478/fhort-2013-0005
- Wojciechowska R, Kurpaska S, Malinowski M, Sikora J, Krakowiak-Bal A, Długosz-Grochowska O** (2016b) Effect of supplemental LED lighting on growth and quality

- of *Valerianella locusta* L. and economic aspects of cultivation in autumn cycle. *Acta Sci Pol Hortorum cultus = Ogrod* **15**: 233–244
- Wong CE, Teo ZWN, Shen L, Yu H** (2020) Seeing the lights for leafy greens in indoor vertical farming. *Trends Food Sci Technol* **106**: 48–63
- Xu J, Guo Z, Jiang X, Ahammed GJ, Zhou Y** (2021) Light regulation of horticultural crop nutrient uptake and utilization. *Hortic Plant J* **7**: 367–379
- Xu L** (2007) Effect of light quality on physiological characteristics and quality of leaf lettuce. Shandong Agricultural University
- Yamori W** (2019) Photosynthesis and respiration. *Plant Fact. An Indoor Vert. Farming Syst. Effic. Qual. Food Prod.* Second Ed. Academic Press, pp 197–206
- Yan Z, He D, Niu G, Zhai H** (2019) Evaluation of growth and quality of hydroponic lettuce at harvest as affected by the light intensity, photoperiod and light quality at seedling stage. *Sci Hortic (Amsterdam)* **248**: 138–144
- Yang C, Li L** (2017) Hormonal regulation in shade avoidance. *Front Plant Sci* **8**: 1–8
- Yang XJ** (2011) Effects of light quality on the physiological characteristics and quality in garlic seedling. Shandong Agricultural University
- YAO X yang, LIU X ying, XU Z gang, JIAO X lei** (2017) Effects of light intensity on leaf microstructure and growth of rape seedlings cultivated under a combination of red and blue LEDs. *J Integr Agric* **16**: 97–105
- Yin H, Zhao X, Du Y** (2010) Oligochitosan: A plant diseases vaccine-A review. *Carbohydr Polym* **82**: 1–8
- Ying Q, Kong Y, Zheng Y** (2020) Applying Blue Light Alone, or in Combination with Far-red Light, during Nighttime Increases Elongation without Compromising Yield and Quality of Indoor-grown Microgreens. *HortScience* **55**: 1–6
- Yoneyama T, Suzuki A** (2020) Light-Independent Nitrogen Assimilation in Plant Leaves: Nitrate Incorporation into Glutamine, Glutamate, Aspartate, and Asparagine Traced by ¹⁵N. *Plants (Basel, Switzerland)* **9**: 1–12
- Young AJ** (1991) The photoprotective role of carotenoids in higher plants. *Physiol Plant*

83: 702–708

- Yue C, Wang Z, Yang P** (2021) Review: the effect of light on the key pigment compounds of photosensitive etiolated tea plant. *Bot Stud* **62**: 1–15
- Zhang D, Du Q, Zhang Z, Jiao X, Song X, Li J** (2017) Vapour pressure deficit control in relation to water transport and water productivity in greenhouse tomato production during summer. *Sci Rep*. doi: 10.1038/srep43461
- Zhang X, Ervin EH** (2004) Cytokinin-containing seaweed and humic acid extracts associated with creeping bentgrass leaf cytokinins and drought resistance. *Crop Sci* **44**:
- Zhang X, He D, Niu G, Yan Z, Song J** (2018) Effects of environment lighting on the growth, photosynthesis, and quality of hydroponic lettuce in a plant factory. *Int J Agric Biol Eng* **11**: 33–40
- Zhen S, Haidekker M, van Iersel MW** (2019) Far-red light enhances photochemical efficiency in a wavelength-dependent manner. *Physiol Plant* **167**: 21–33
- Zhen S, van Iersel MW** (2017) Far-red light is needed for efficient photochemistry and photosynthesis. *J Plant Physiol* **209**: 115–122
- Zheng Y, Li F, Hao L, Yu J, Guo L, Zhou H, Ma C, Zhang X, Xu M** (2019) Elevated CO₂ concentration induces photosynthetic down-regulation with changes in leaf structure, non-structural carbohydrates and nitrogen content of soybean. *BMC Plant Biol*. doi: 10.1186/s12870-019-1788-9
- Zhou W, Liu W, Wen J, Yang Q** (2011) Changes in and correlation analysis of quality indices of hydroponic lettuce under short-term continuous light. *Zhongguo Shengtai Nongye Xuebao/Chinese J Eco-Agriculture* **19**: 1319–1323
- Zhuang X, Chen J, Shim H, Bai Z** (2007) New advances in plant growth-promoting rhizobacteria for bioremediation. *Environ Int* **33**: 406–413
- Zodape ST, Gupta A, Bhandari SC, Rawat US, Chaudhary DR, Eswaran K, Chikara J** (2011) Foliar application of seaweed sap as biostimulant for enhancement of yield and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *J Sci Ind Res (India)* **70**: 215–219

Zodape ST, Kawarkhe VJ, Patolia JS, Warade AD (2008) Effect of liquid seaweed fertilizer on yield and quality of okra (*Abelmoschus esculentus* L.). *J Sci Ind Res (India)* **67**: 1115–1117

Zou T, Huang C, Wu P, Ge L, Xu Y (2020) Optimization of Artificial Light for Spinach Growth in Plant Factory Based on Orthogonal Test. *Plants*. doi: 10.3390/PLANTS9040490