



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA



**COORDINACIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
DOCTORADO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

**FUENTES DE NUTRIMENTOS Y LUZ SUPLEMENTARIA
EN LA FLORACIÓN DE JITOMATE**

T E S I S

Que como requisito parcial
para obtener el grado de:

**Doctor en Ciencias en
Horticultura**

Presenta:

Tranquilino De Jesús Prado

Bajo la supervisión de:

Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez



APROBADA



Chapingo, México, diciembre de 2025.

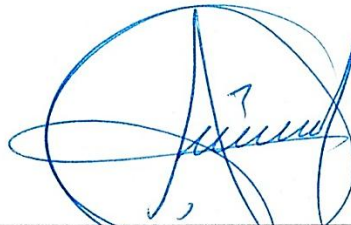


FUENTES DE NUTRIMENTOS Y LUZ SUPLEMENTARIA EN LA FLORACIÓN DE JITOMATE

Tesis realizada por **TRANQUILINO DE JESÚS PRADO** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR:



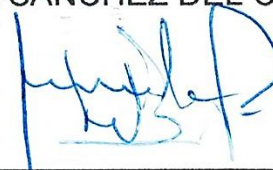
DR. ESAÚ DEL CARMEN MORENO PÉREZ

ASESOR:



DR. FELIPE SÁNCHEZ DEL CASTILLO

ASESOR:



DR. JOEL PINEDA PINEDA

ASESOR:



DR. NATANAEL MAGAÑA LIRA

LECTOR EXTERNO:



DR. OSCAR JAVIER AYALA GARAY

Chapingo, México, diciembre de 2025.

CONTENIDO

LISTA DE CUADROS	v
LISTA DE FIGURAS	vi
DEDICATORIA	vii
AGRADECIMIENTOS	viii
DATOS BIOGRÁFICOS	ix
RESUMEN GENERAL	10
GENERAL ABSTRACT	11
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL	12
1.1. Literatura citada	15
CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA	19
2.1 Importancia del cultivo de jitomate	19
2.2 El cultivo de jitomate bajo agricultura protegida	20
2.3 Sistema de producción convencional de jitomate	21
2.4 Sistema de producción de jitomate en altas densidades de población	21
2.5 Morfogénesis y floración en jitomate	22
2.5.1 Desarrollo de primordios florales	23
2.5.2 Factores que determinan el número de flores e inflorescencias	25
2.6 Bioestimulación en horticultura	26
2.7 El papel de los azúcares en las plantas	28
2.7.1 Efectos de sacarosa en crecimiento y desarrollo	29
2.7.2 Efectos de glucosa en crecimiento y desarrollo	31
2.8 El papel fisiológico de los aminoácidos en las plantas	33
2.8.1 Ácido aspártico	35

2.8.2 Ácido glutámico	36
2.8.3 Glicina	37
2.8.4 Leucina.....	38
2.8.5 Metionina.....	39
2.9 Uso de la luz suplementaria en el cultivo de jitomate	40
2.9.1 La luz como señal en morfogénesis y floración.....	41
2.9.2 Efectos de la luz en densidades altas de cultivo	43
2.10 Literatura citada	44
CAPÍTULO III. APLICACIÓN DE AZÚCARES Y LUZ SUPLEMENTARIA SOBRE CALIDAD DE PLÁNTULA Y FLORACIÓN EN JITOMATE.....	52
Resumen	53
Introducción	54
Materiales y métodos.....	56
Resultados y discusión	58
Conclusiones	68
Referencias	68
CAPÍTULO IV. APLICACIÓN DE AMINOÁCIDOS Y LUZ SUPLEMENTARIA SOBRE CALIDAD DE PLÁNTULA Y FLORACIÓN EN JITOMATE.....	72
Resumen	73
Introducción	74
Materiales y métodos.....	76
Resultados y discusión	79
Conclusiones	85
Referencias	86
CAPÍTULO V. CONCLUSIONES GENERALES	90

LISTA DE CUADROS

Capítulo III. Aplicación de azúcares y luz suplementaria sobre calidad de plántula y floración en jitomate

Cuadro 1. Cuadrados medios del análisis de varianza para variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad ‘Pai-pai’.59

Cuadro 2. Comparaciones de medias de variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad ‘Pai-pai’, en respuesta a la concentración de sacarosa, glucosa y condición de luz suplementaria.....60

Cuadro 3. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de rendimiento y sus componentes en plantas de jitomate variedad ‘Pai-pai’ podadas a tres racimos.66

Cuadro 4. Comparaciones de medias de variables de rendimiento y sus componentes en plantas de jitomate variedad ‘Pai-pai’ despuntadas al tercer racimo, en respuesta a la concentración de sacarosa.67

Capítulo IV. Aplicación de aminoácidos y luz suplementaria sobre calidad de plántula y floración en jitomate

Cuadro 1. Cuadrados medios del análisis de varianza para variables evaluadas en plántulas (50 dds) y flores por planta de jitomate variedad ‘Pai-pai’...79

Cuadro 2. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas (50 dds) y flores por planta de jitomate variedad ‘Pai-pai’, en respuesta a la aplicación de aminoácidos.81

Cuadro 3. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas (50 dds) y flores por planta de jitomate variedad ‘Pai-pai’, en respuesta a la aplicación de luz LED suplementaria.82

LISTA DE FIGURAS

Capítulo III. Aplicación de azúcares y luz suplementaria sobre calidad de plántula y floración en jitomate

Figura 1. Comparación de medias del factor glucosa en cada nivel del factor sacarosa de variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad 'Pai-pai'. a) altura ; b) grosor del tallo; c) área foliar; d) peso seco total.63

Figura 2. Comparación de medias del factor sacarosa en cada nivel del factor luz de variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad 'Pai-pai'. a) altura; b) área foliar; c) peso seco total.64

Figura 3. Comparación de medias del factor glucosa en cada nivel del factor luz de variables medidas en plántulas 45 d de edad, en jitomate variedad 'Pai-pai'. a) peso seco total; b) razón de área foliar.65

Capítulo IV. Aplicación de aminoácidos y luz suplementaria sobre calidad de plántula y floración en jitomate

Figura 1. Comparación de medias del efecto de condición de luz LED suplementaria en cada aminoácido sobre variables morfológicas de plántulas de jitomate variedad 'Pai-pai' a los 50 dds. a) Altura de plántula; b) Grosor del tallo; c) Peso seco total. Medias con la misma letra dentro de cada grupo no difieren estadísticamente (Tukey, $P \leq 0.05$).84

DEDICATORIA

A mis padres:

*Por su amor, formación y esfuerzo constante para hacer de mí
una persona de bien; este logro les pertenece.*

A mis hermanos:

*Por su afecto y apoyo incondicional a lo largo de este camino;
comparto con ustedes este logro.*

A mi familia:

Por su respaldo en cada decisión y proyecto.

A mis amigos:

Por su compañía y apoyo durante esta etapa.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por ser mi fortaleza y mi guía constante en este camino.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Posgrado en Horticultura, por la sólida formación académica y profesional recibida, y por el respaldo institucional durante mis estudios.

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT), por el financiamiento otorgado que hizo posible el desarrollo de mis estudios de doctorado.

Al Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez, por su asesoría constante y valiosa dirección. Agradezco profundamente el tiempo dedicado a la revisión y su apoyo fundamental para concluir esta investigación.

Al Dr. Felipe Sánchez del Castillo, por su disposición en la revisión de este trabajo, así como por su asesoría y sus acertadas sugerencias, que fueron clave para concluir esta investigación.

Al Dr. Joel Pineda Pineda, por su oportuna asesoría, su constante disposición y las facilidades brindadas para el desarrollo de esta investigación.

Al Dr. Natanael Magaña Lira, por su asesoría, sus valiosas recomendaciones y las facilidades otorgadas para la conclusión de esta investigación.

A Hedi Munguía Hernández, por su invaluable apoyo, compañía y amistad.

A Luis Ángel Romero Rivero, por su apoyo durante la fase experimental.

Al personal técnico y administrativo del Posgrado en Horticultura y a todas las personas que colaboraron directa o indirectamente en la realización de este trabajo, expreso mi más sincero agradecimiento.

DATOS BIOGRÁFICOS

Datos personales

Nombre completo: Tranquilino De Jesús Prado
Fecha de nacimiento: 04 de enero de 1995
Lugar de nacimiento: Cochoapa el Grande, Gro., México.
CURP: JEPT950104HGRSRR09
Profesión: Ingeniero Agrónomo
Cédula profesional: 11999884



Desarrollo académico

Licenciatura 2013-2018	Ingeniero Agrónomo Especialista en Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo.
Maestría 2020-2021	Maestría en Ciencias en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo.
Doctorado 2022-2025	Doctorado en Ciencias en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo.

RESUMEN GENERAL

FUENTES DE NUTRIMENTOS Y LUZ SUPLEMENTARIA EN LA FLORACIÓN DE JITOMATE¹

La disponibilidad de nutrientes y la radiación solar son factores determinantes del crecimiento y la floración del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). El objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de la aplicación foliar de azúcares y aminoácidos, en combinación con luz LED blanca suplementaria, sobre la calidad de plántulas y en la formación posterior de flores en el híbrido 'Pai-pai'. Se realizaron dos experimentos independientes en invernadero, ambos con un diseño en bloques completos al azar en arreglo factorial con cuatro repeticiones. Los tratamientos se aplicaron durante la fase de plántula, entre 18 y 50 d después de la siembra (dds) y los datos se analizaron mediante ANOVA y prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). En el primer experimento, se aplicó sacarosa o glucosa (0, 15 y 30 %), con o sin luz LED ($150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$; 12 h diarias, 7:00–19:00); los azúcares no modificaron el crecimiento, pero la luz redujo la altura y el área foliar e incrementó el diámetro del tallo, lo que produjo plántulas de mejor calidad para el trasplante a los 45 dds; ni los azúcares usados ni la luz LED suplementaria modificaron significativamente el número de flores por planta. En el segundo experimento, se aplicaron cinco aminoácidos (ácido aspártico, glutámico, glicina, leucina y metionina a $5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) y la mezcla de todos (2.5 y $5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$), con o sin luz LED en las mismas condiciones; las mezclas de aminoácidos incrementaron la altura, el grosor del tallo, el área foliar y la biomasa de las plántulas, mientras que la luz generó plántulas más compactas y robustas, aptas para el trasplante a los 54 dds. En la fase reproductiva, ninguno de los factores evaluados modificó de manera significativa el número de flores por planta. En conjunto, la luz LED optimizó la arquitectura vegetativa de las plántulas y los aminoácidos actuaron como bioestimulantes del crecimiento de las plántulas, sin traducirse en cambios en la floración.

Palabras clave: *Solanum lycopersicum*, nutrición vegetal, azúcares, aminoácidos, fotomorfogénesis.

¹Tesis de Doctorado en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo
Autor: Tranquilino De Jesús Prado
Director de tesis: Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez

GENERAL ABSTRACT

NUTRIENT SOURCES AND SUPPLEMENTAL LIGHT IN TOMATO FLOWERING²

Nutrient availability and solar radiation are key factors driving growth and flowering in tomato (*Solanum lycopersicum* L.). The objective of this study was to evaluate the effect of foliar application of sugars and amino acids, in combination with supplemental white LED lighting, on seedling quality and subsequent flower formation in the 'Pai-pai' hybrid. Two independent greenhouse experiments were conducted, both arranged in a randomized complete block design with a factorial arrangement of treatments and four replications. Treatments were applied during the seedling stage, between 18 and 50 days after sowing (DAS), and data were analyzed by ANOVA followed by Tukey's test ($P \leq 0.05$). In the first experiment, sucrose or glucose (0, 15, and 30 %) were applied with or without LED lighting ($150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$; 12 h per day, 7:00–19:00). Sugars did not affect growth, but LED lighting reduced height and leaf area and increased stem diameter, resulting in seedlings of higher transplant quality at 45 DAS; neither the sugars used nor supplemental LED lighting significantly affected the number of flowers per plant. In the second experiment, five amino acids (aspartic acid, glutamic acid, glycine, leucine, and methionine at $5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) and the mixtures of all of them (2.5 and $5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) were applied with or without LED lighting under the same conditions; amino acid mixtures increased seedling height, stem diameter, leaf area, and biomass, whereas supplemental lighting produced more compact and robust seedlings suitable for transplanting at 54 DAS. During the reproductive phase, neither factor significantly affected the number of flowers per plant. Overall, LED lighting optimized seedling vegetative architecture, and amino acids acted as biostimulants of seedling growth, without translating into changes in flowering.

Keywords: *Solanum lycopersicum*, plant nutrition, sugars, amino acids, photomorphogenesis.

²Doctoral Thesis in Horticultural Science, Universidad Autónoma Chapingo
Author: Tranquilino De Jesús Prado
Advisor: Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez

CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) está considerado entre las hortalizas de mayor relevancia económica en México y a nivel mundial. En 2023, la producción mundial alcanzó 192,317,973 t en una superficie de 5,412,458 ha, destacando entre los principales países productores China, India, Turquía y Estados Unidos (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2025). México, con una producción de 3,636,927 t, se posiciona en el séptimo lugar a nivel mundial (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2024). En el ámbito nacional, los estados con mayor producción de jitomate incluyen Sinaloa, San Luis Potosí, Michoacán, Jalisco, Morelos y Baja California Sur (SIAP, 2024).

En el sistema tradicional de producción de jitomate bajo invernadero se utilizan variedades de crecimiento indeterminado, conducidas en un solo ciclo al año, con densidades de plantación comprendidas entre 2 y 3 plantas·m⁻². Bajo este esquema, se cosechan hasta 25 racimos por planta y se alcanzan rendimientos de 300–500 t·ha⁻¹ en invernaderos de mediana a alta tecnología (Kubota et al., 2018; Castellanos & Borbón, 2009). No obstante, este sistema presenta dificultades operativas como el bajado de plantas y un manejo fitosanitario complejo debido al ciclo prolongado (Heuvelink et al., 2018; Sánchez & Moreno, 2017).

Como estrategia, se ha estudiado un sistema de producción intensivo que permite programar hasta cuatro ciclos de cultivo anuales, con rendimientos superiores a los del sistema convencional y sin incrementos significativos de los costos anuales de producción (Sánchez et al., 2012). Este sistema integra tres aspectos claves de manejo del cultivo: (i) trasplante de las plántulas entre 45 y 60 dds, en lugar de 30 d como comúnmente se realiza; (ii) despunte del ápice de crecimiento por encima del tercer racimo, para reducir el periodo desde el trasplante hasta la cosecha a 100 d; y (iii) establecimiento de las plantas en altas densidades de población. El despunte temprano permite que cada planta

desarrolle solamente 10 hojas, por lo que se conforma poca área foliar, lo que posibilita manejar una densidad de 8–10 plantas·m⁻², con un índice de área foliar (IAF) de 3–4, con lo cual se optimiza la fotosíntesis (Sánchez et al., 2012; Heuvelink et al., 2018). Con este manejo, se han reportado rendimientos de 16 kg·m⁻² por ciclo, con el potencial de alcanzar hasta 500 t·ha⁻¹·año⁻¹ en tres ciclos de producción (Moreno-Pérez et al., 2022; Sánchez et al., 2012).

Si bien el rendimiento alcanzado ya es alto, todavía puede incrementarse mediante un mayor número de frutos por planta (Sánchez et al., 2021). Dado que este sistema se basa en la producción de solo tres racimos por planta, el objetivo es favorecer una mayor formación y cuajado de frutos en cada uno, sin comprometer la calidad ni el peso medio (Moreno-Pérez et al., 2022; Sánchez et al., 2012).

El rendimiento de una planta, aunque está determinado por su genotipo, puede ser marcadamente influenciado por las variaciones ambientales y por el manejo de las relaciones fuente–demanda a lo largo del ciclo (Heuvelink et al., 2018). En jitomate, la iniciación de primordios florales por inflorescencia suele exceder el número final de flores y frutos. Aunque cada inflorescencia puede iniciar más de 20 primordios, típicamente solo entre 5–7 alcanzan el estado de flor funcional (Heuvelink & Okello, 2018; Heuvelink et al., 2018). La supervivencia de estos primordios y su desarrollo floral dependen críticamente de la disponibilidad de azúcares; con frecuencia, esta es insuficiente para todos los primordios en desarrollo debido a la competencia interna por fotoasimilados dentro de la inflorescencia y a la demanda concurrente de otros órganos (raíz, tallo, hojas). En términos temporales, la iniciación de la primera inflorescencia ocurre entre 18 y 28 dds, y la segunda y tercera se inician sucesivamente 10–20 d después de la anterior; por ello, el periodo crítico de diferenciación para los tres primeros racimos se concentra aproximadamente entre 18 y 50 dds (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

Por consiguiente, para estimular la inducción y la formación de un mayor número de flores y frutos por racimo durante la fase de diferenciación floral, es fundamental elevar la producción de fotoasimilados en la plántula. Esto puede lograrse optimizando factores ambientales como el CO₂, la radiación solar, la temperatura, la humedad relativa y la nutrición (Heuvelink et al., 2018; Mejía-Betancourt et al., 2024). Otras estrategias prometedoras incluyen la aplicación exógena de azúcares y aminoácidos, y el uso de luz suplementaria, las cuales pueden incrementar la disponibilidad de energía y nutrimentos y modular procesos clave de la diferenciación floral.

Los azúcares, como la sacarosa y la glucosa, son esenciales para el crecimiento y desarrollo vegetal, ya que participan en la germinación, el desarrollo de raíces y brotes, y en la acumulación de biomasa (Siddiqui et al., 2020; Sami & Hayat, 2019; Aluko et al., 2021). Su aplicación exógena ha demostrado favorecer la biogénesis de clorofila y la fotosíntesis, así como la inducción de la floración, lo que puede traducirse en un mayor cuajado de frutos por inflorescencia (Sami & Hayat, 2019; Cho et al., 2018). De manera similar, la aplicación de aminoácidos foliares es una estrategia efectiva para mejorar el crecimiento, el rendimiento y la calidad de los cultivos (Calvo et al., 2014; Henderson et al., 2025; Alfosea-Simón et al., 2021). Estos compuestos son precursores y reguladores de la síntesis de proteínas y metabolitos, mejoran la eficiencia fotosintética y contribuyen al vigor de las plántulas (Baqir et al., 2019; Kawade et al., 2023). En jitomate, los aminoácidos se han asociado con la acumulación de biomasa, la formación floral y el cuajado, destacando su papel en la diferenciación floral y en la calidad fisiológica de las plántulas (Serna-Rodríguez et al., 2011; Henderson et al., 2025; Alfosea-Simón et al., 2021).

Por otra parte, la radiación solar es esencial para la fotosíntesis y la fotomorfogénesis (Zhang et al., 2025). En sistemas de alta densidad en invernadero, la luz puede ser limitante, afectando particularmente las hojas internas del dosel (Jiang et al., 2017). La iluminación LED suplementaria ha demostrado aumentar la asimilación de CO₂, el crecimiento y, en ciertos casos,

el rendimiento (Nguyen et al., 2022; Appolloni et al., 2021). En este sentido, la luz LED blanca suplementaria puede mejorar la calidad de las plántulas, generando arquitecturas más compactas, mayor diámetro de tallo y mayor peso seco, al atenuar la elongación por sombreado, y producir plántulas de mejor calidad para el trasplante tardío (Moreno-Pérez et al., 2022; Taiz et al., 2018).

A pesar de los beneficios reportados de los azúcares, los aminoácidos y la luz suplementaria, persiste una limitada evidencia sobre efectos específicos de su aplicación en etapa de plántula de jitomate, lo que restringe una comprensión profunda de sus funciones diferenciadas y/o sinérgicas. Para contribuir a cerrar esta brecha de conocimiento, el objetivo de esta investigación fue obtener plántulas de alta calidad para el trasplante y favorecer un mayor cuajado de primordios florales, a fin de incrementar el número de flores y frutos en las primeras tres inflorescencias. Para ello, se diseñaron dos experimentos factoriales e independientes. En el primero, se evaluó la aplicación foliar de glucosa y sacarosa en diferentes concentraciones. En el segundo, se aplicaron cinco aminoácidos individuales (ácido glutámico, ácido aspártico, leucina, glicina y metionina) así como una mezcla de éstos a distintas concentraciones. En ambos casos, se evaluó además el efecto de la luz LED blanca suplementaria. Las aplicaciones se realizaron durante la etapa de plántula, específicamente en el periodo de diferenciación de las tres primeras inflorescencias (18–50 dds). Ambos experimentos constituyen la base de esta tesis y se presentan como artículos independientes, con sus respectivos materiales y métodos.

1.1. Literatura citada

Alfosea-Simón, M., Simón-Grao, S., Zavala-González, E. A., Cámara-Zapata, J. M., Simón, I., Martínez-Nicolás, J. J., Lidón, V., & García-Sánchez, F. (2021). Physiological, nutritional and metabolomic responses of tomato plants after the foliar application of amino acids aspartic acid, glutamic acid and alanine. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 581234. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.581234>

- Aluko, O. O., Li, C., Wang, Q., & Liu, H. (2021). Sucrose utilization for improved crop yields: A review article. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(9), Article 4704. <https://doi.org/10.3390/ijms22094704>
- Appolloni, E., Orsini, F., Pennisi, G., Gabarrell, X., Paucek, I., & Gianquinto, G. (2021). Supplemental LED lighting effectively enhances the yield and quality of greenhouse truss tomato production: Results of a meta-analysis. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 596927. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.596927>
- Baqir, H. A., Zeboon, N. H., & Al-behadili, A. J. (2019). The role and importance of amino acids within plants: A review. *Plant Archives*, 19(2), 1402-1410. <https://plantarchives.org/SPL%20ISSUE%20SUPP%202%2C2019/244%20%281402-1410%29.pdf>
- Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, 383, 3–41. <https://doi.org/10.1007/s11104-014-2131-8>
- Castellanos, J. Z., & Borbón, C. (2009). Panorama de la horticultura protegida en México. In Z. J. Castellanos (Ed.), *Manual de producción de tomate en invernadero* (pp. 1–18). INTAGRI.
- Cho, L., Pasriga, R., Yoon, J., Jeon, J., & An, G. (2018). Roles of sugars in controlling flowering time. *Journal of Plant Biology*, 61(3), 121–130. <https://doi.org/10.1007/s12374-018-0081-z>
- Contreras-Magaña, E., Arroyo-Pozos, H., Ayala-Arreola, J., Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2013). Caracterización morfológica de la diferenciación floral en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 19(4), 59-70. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1027-152X2013000400005
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2025, May 7). *Crops and livestock products*. FAOSTAT. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- Henderson, B. C. R., Sanderson, J. M., & Fowles, A. (2025). A review of the foliar application of individual amino acids as biostimulants in plants. *Discover Agriculture*, 3(1), Article 69. <https://doi.org/10.1007/s44279-025-00222-7>
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. (2018). Developmental processes. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 59-88). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0059>

- Heuvelink, E., Li, T., & Dorais, M. (2018). Crop growth and yield. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 89-136). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0089>
- Jiang, C., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ebihara, M., Nakaminami, A., & Maruo, T. (2017). Photosynthesis, plant growth, and fruit production of single-truss tomato improves with supplemental lighting provided from underneath or within the inner canopy. *Scientia Horticulturae*, 222, 221-229. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.04.026>
- Kawade, K., Takanashi, H., Fujiwara, A., & Hirai, M. Y. (2023). *The roles of functional amino acids in plant growth and development*. *Plant Cell Physiology*, 64(12), 1482–1493. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcad071>
- Kubota, C., de Gelder, A., & Peet, M. M. (2018). Greenhouse tomato production. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 276–314). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0276>
- Mejía-Betancourt, F. A., Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. del C., & Colinas-León, M. T. B. (2024). Enriquecimiento carbónico en plántulas de tomate para incrementar el número de flores y frutos por planta. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 47(3), 285-292. <https://doi.org/10.35196/rfm.2024.3.285>
- Moreno-Pérez, E., Sánchez-del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., & Vázquez-Rodríguez, C. (2022). Efectos de luz suplementaria aplicada en plántulas de tomate. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 45(3), 349-357. <https://doi.org/10.35196/rfm.2022.3.349>
- Nguyen, T. K., Cho, K. M., Lee, H. Y., Sim, H. S., Kim, J. H., & Son, K. H. (2022). Growth, fruit yield, and bioactive compounds of cherry tomato in response to specific, white-based full-spectrum supplemental LED lighting. *Horticulturae*, 8(4), Article 319. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8040319>
- Sami, F., & Hayat, S. (2019). Effect of glucose on the morpho-physiology, photosynthetic efficiency, antioxidant system, and carbohydrate metabolism in *Brassica juncea*. *Protoplasma*, 256(1), 213-226. <https://doi.org/10.1007/s00709-018-1291-4>
- Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2017). *Diseño agronómico y manejo de invernaderos*. Universidad Autónoma Chapingo.
- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., & Contreras-Magaña, E. (2012). Development of alternative crop systems for commercial production of

- vegetables in hydroponics - I: Tomato. *Acta Horticulturae*, 947, 179-187.
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.947.22>
- Sánchez-del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., Moreno-Pérez, E. C., Magdaleno-Villar, J. J., & Vázquez-Rodríguez, C. (2021). Efectos del volumen de contenedor y densidad de plántula sobre trasplante tardío y número de flores en jitomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 27(2), 71-84.
<https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2020.06.015>
- Serna-Rodríguez, J. R., Castro-Brindis, R., Colinas-León, M. T., Sahagún-Castellanos, J., & Rodríguez-Pérez, J. E. (2011). Aplicación foliar de ácido glutámico en plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 17(1), 9–13.
<https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2011.17.002>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2024). *Panorama Agroalimentario 2018-2024*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural.
<https://online.pubhtml5.com/rsarc/ywrn/>
- Siddiqui, H., Sami, F., & Hayat, S. (2020). Glucose: Sweet or bitter effects in plants-a review on current and future perspective. *Carbohydrate Research*, 487, Article 107884. <https://doi.org/10.1016/j.carres.2019.107884>
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2018). *Fundamentals of Plant Physiology*. Oxford University Press.
- Zhang, M., Cui, J., Ju, J., Hu, Y., Liu, X., He, R., Song, J., Huang, Y., & Liu, H. (2025). The impact of daily light integral from artificial lighting on tomato seedling cultivation in plant factory. *Agronomy*, 15(1), Article 70.
<https://doi.org/10.3390/agronomy15010070>

CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Importancia del cultivo de jitomate

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) se ha consolidado como la hortaliza de mayor importancia a nivel global por su elevado valor económico. Su relevancia tiene implicaciones tanto económicas y sociales, dada su amplia demanda para consumo en fresco e industrial, su alta participación en el comercio agroalimentario y la generación de empleo a lo largo de la cadena de valor (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2024). La producción mundial en 2023 se estimó en 192.3 millones de toneladas. Ese año, China, la Unión Europea, India, Turquía y Estados Unidos concentraron cerca del 71 %, mientras que, a escala regional, Asia aportó 63 % del total y América y Europa contribuyeron aproximadamente con 14 % y 11 %, respectivamente (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2025).

En México se cultivan diversas variedades comerciales, entre las que destacan saladette, bola y cherry. En 2023, la producción nacional alcanzó 3.64 millones de toneladas, lo que representó un incremento de 5.1 % respecto al año anterior. Este volumen fue la segunda cifra de producción más alta del último decenio, superada únicamente en 2018, cuando se registraron 3.87 millones de toneladas. México ocupó el séptimo lugar mundial en producción de jitomate, con un rendimiento superior al promedio global. La producción se concentró principalmente en los estados de Sinaloa (712,013 t), San Luis Potosí (436,097 t), Michoacán (356,776 t), Jalisco (211,716 t) y Morelos (201,721 t) (SIAP, 2024).

La alta exportación de jitomate mexicano lo ubica entre los cinco principales productos agrícolas generadores de divisas para el país. Las ventas externas están dominadas por la demanda de Estados Unidos, la cual define la tendencia del comercio hortícola: en 2023, los envíos a ese destino alcanzaron 1.793 millones de toneladas, con un valor de 2.182 millones de dólares estadounidenses, equivalentes a 99.8 % del volumen total exportado (SIAP, 2024).

2.2 El cultivo de jitomate bajo agricultura protegida

La agricultura protegida se define como el conjunto de técnicas y sistemas que modifican el ambiente del cultivo para favorecer el crecimiento y el desarrollo, reducir el riesgo productivo y posibilitar las cosechas fuera de época. Al controlar variables climáticas y edáficas, estas modalidades disminuyen la incertidumbre propia de la producción a campo abierto y permiten alcanzar rendimientos altos con mayor estabilidad temporal (Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017).

En México, existen limitaciones productivas como la saturación de la frontera agrícola extensiva, el relieve montañoso y la precipitación insuficiente e irregular en zonas de temporal. Además, las heladas impiden ciclos continuos; la presión demográfica con escasez de empleos de calidad, el predominio de pequeñas propiedades y las restricciones en cantidad y calidad del agua de riego dificultan la expansión. En este escenario, la adopción de tecnologías intensivas de protección ha aumentado de manera sostenida (Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017).

En la práctica, la agricultura protegida atenúa las restricciones ambientales mediante el manejo del clima y del medio edáfico para incrementar el rendimiento, asegurar productos de alta calidad y maximizar la rentabilidad por unidad de espacio y tiempo. Así, optimiza la eficiencia en el uso de agua, nutrientes y radiación, y mejora la sanidad y la uniformidad del cultivo (Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017). En México, la superficie bajo estas modalidades creció 35 % entre 2018 y 2023 (SIAP, 2024).

Las principales infraestructuras incluyen invernaderos, casas sombra, macrotúneles, microtúneles, techos sombra, pabellones y acolchado del suelo, con distintos niveles de control ambiental e inversión. En México, la superficie total estimada bajo agricultura protegida es de 58,000 ha; el jitomate predomina en casas sombra e invernaderos con 16,506 ha registradas (SIAP, 2024).

2.3 Sistema de producción convencional de jitomate

El sistema convencional de producción de jitomate en invernadero, en México y en regiones del Norte de Europa y Norteamérica, se basa en el uso de variedades de hábito indeterminado establecidas en suelo mejorado o, con mayor frecuencia, en sustratos hidropónicos, a densidades de 2 a 3 plantas·m⁻². Las plantas crecen a más de 7 m de longitud y, mediante bajado de plantas, lo que permite cosechar 15–25 racimos en un ciclo de 10–11 meses (periodo de cosecha de 7–8 meses) (Sánchez et al., 2012). En estas condiciones, los rendimientos anuales reportados en México varían de 200 a 300 t·ha⁻¹·año⁻¹ (Castellanos & Borbón, 2009) y, con invernaderos altamente tecnificados e hidroponía, pueden superar 500 t·ha⁻¹·año⁻¹ en Holanda y Canadá (Heuvelink et al., 2018).

2.4 Sistema de producción de jitomate en altas densidades de población

En la Universidad Autónoma Chapingo, se desarrolló un sistema alternativo de producción de jitomate hidropónico bajo invernadero, orientado a maximizar la productividad anual mediante el acortamiento del ciclo de cultivo y el aumento de la densidad de población. Este sistema se sustenta en tres estrategias clave: el trasplante con plántulas de 45–60 dds, el despunte temprano del ápice, dos hojas por encima de la tercera inflorescencia, para limitar la planta a tres racimos, y el incremento de la densidad de población a 8–10 plantas·m⁻² (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022). Con este manejo, el periodo del trasplante a fin de cosecha se reduce a 90–120 d, lo que permite establecer hasta tres ciclos anuales, e incluso cuatro, con un incremento estimado del 25 % en la productividad anual (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022). Con densidades de 8–9 plantas·m⁻² y tres racimos por planta, se han reportado rendimientos de 16–17 kg·m⁻² por ciclo (160–170 t·ha⁻¹·ciclo⁻¹), equivalentes a 450–500 t·ha⁻¹·año⁻¹ en tres ciclos y hasta 600 t·ha⁻¹·año⁻¹ en cuatro, sin requerir invernaderos de alta tecnología (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022).

El sistema de altas densidades y ciclo corto presenta ventajas operativas y económicas significativas. Al reducir la altura de las plantas y concentrar la cosecha en un periodo corto, disminuye la incidencia de plagas y enfermedades, lo que permite disminuir el uso de agroquímicos y los costos de manejo fitosanitario (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022; Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017). Además, el ciclo corto facilita programar cosechas en ventanas de mayor precio, optimizando la rentabilidad del productor (Sánchez et al., 2012). Al requerir infraestructura de menor altura y complejidad, los costos de inversión y operación disminuyen considerablemente, lo que lo hace más accesible a pequeños y medianos productores, que representan más del 90 % del total nacional (Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017). Su eficiencia productiva y la posibilidad de múltiples ciclos anuales lo posicionan como una alternativa viable frente al sistema convencional de ciclo largo, que demanda estructuras más costosas y periodos de mantenimiento prolongados (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022; Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017).

2.5 Morfogénesis y floración en jitomate

La flor del jitomate es hermafrodita, autocompatible, regular, hipógina y de color amarillo; presenta un cono de anteras poricidas que envuelve al pistilo (Contreras-Magaña et al., 2013). Las anteras se unen lateralmente mediante tricomas, formando el cono estaminal que envuelve al gineceo y mantiene el estigma dentro de una cámara (Contreras-Magaña et al., 2013). El cáliz suele estar formado por cinco sépalos y la corola por cinco pétalos dispuestos helicoidalmente en un ángulo espiral característico de 137°; el número de estambres es igual al de pétalos y se alterna con ellos (Heuvelink et al., 2020). La iniciación de los sépalos es alterna y helicoidal; durante el desarrollo, la corola aparece fusionada (gamopétala) previa a la antesis (Contreras-Magaña et al., 2013).

El gineceo es sincárpico y el estilo culmina en un estigma expandido que, por lo general, permanece incluido dentro del cono estaminal (Contreras-Magaña et al., 2013). La organogénesis floral es centripeta (cáliz → corola → androceo → gineceo) (Contreras-Magaña et al., 2013). En términos temporales, el androceo emerge aproximadamente a los 24–26 dds, y el gineceo a los 25–27 (Contreras-Magaña et al., 2013). El número de lóculos del ovario o del fruto, que deriva del número de carpelos, varía desde dos hasta más de ocho en materiales modernos y está fuertemente controlado por los loci *lc* y *fas* (Chu et al., 2019).

Las flores se disponen en inflorescencias cimosas axilares, y cada flor se inserta al eje floral mediante un pedicelo que presenta una zona de abscisión claramente diferenciada (Ito & Nakano, 2015). Dentro de la inflorescencia, la diferenciación de primordios es basípeta, pero el desarrollo visible hacia la antesis progresa acrópetamente; la primera inflorescencia completa entra en antesis alrededor de 55–60 dds (Contreras-Magaña et al., 2013). La primera inflorescencia se forma tras la aparición de la séptima hoja y, posteriormente, se diferencia aproximadamente una inflorescencia por cada tres fitómeros (Contreras-Magaña et al., 2013).

El número de flores por racimo depende tanto del genotipo como del ambiente: en los tipos roma o saladette predominan racimos cortos con pocos a varios botones, mientras que en los materiales cherry pueden desarrollarse racimos largos con varias decenas de flores bajo condiciones favorables. En los híbridos tipo bola y saladette empleados en invernadero se reportan alrededor de siete flores por inflorescencia (Contreras-Magaña et al., 2013).

2.5.1 Desarrollo de primordios florales

En las primeras etapas del desarrollo floral del jitomate, la formación y el destino de los primordios constituyen un punto crítico que define el potencial reproductivo de la planta. De forma consistente en cultivo, en cada inflorescencia se inician alrededor de 20 primordios florales o más (Heuvelink & Okello, 2018). Sin embargo, solo entre 5 y 7 flores completan su desarrollo, porque una fracción

considerable de estos primordios aborta por insuficiencia de azúcares para completar su diferenciación (Heuvelink et al., 2018; Moreno-Pérez et al., 2022). Esta limitación obedece tanto al área foliar aún reducida durante los primeros 45 d de crecimiento como a la competencia por carbohidratos entre órganos en crecimiento (raíz, tallo, hojas e inflorescencias) (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink & Okello, 2018; Moreno-Pérez et al., 2022). El desarrollo vegetal resulta de la coordinación de proliferación, expansión y diferenciación celulares; por ello, comprender con precisión la cronología y la morfogénesis de la diferenciación floral permite ajustar el ambiente de cultivo para favorecer la productividad (Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017; Contreras-Magaña et al., 2013).

El inicio de la diferenciación floral se expresa tres semanas posteriores a la expansión de los cotiledones (Contreras-Magaña et al., 2013). En el primer racimo floral, esta fase se presenta aproximadamente entre 15 y 20 dds, cuando el meristemo transita del estado vegetativo al reproductivo y emergen protuberancias que originarán los primordios florales; cada nuevo primordio se forma en la base del precedente hasta completar el número de la inflorescencia (Contreras-Magaña et al., 2013). La organogénesis floral inicia con el primer primordio de sépalo y concluye en la antesis; el cambio completo del meristemo hacia la condición reproductiva se reconoce cuando todos los órganos florales están estructurados y en desarrollo activo, proceso que ocurre entre 22 y 26 dds (Contreras-Magaña et al., 2013). Dentro de una misma inflorescencia, los primordios progresan de manera asincrónica; una vez diferenciadas todas las flores se configura el ramillete, y entre 45 y 55 dds se presenta la antesis de las primeras flores (Contreras-Magaña et al., 2013). Una vez instaurado el crecimiento reproductivo, un suministro suficiente de fotosintatos favorece una alta proporción de amarre y el desarrollo adecuado del fruto (Moreno-Pérez et al., 2022; Contreras-Magaña et al., 2013).

La floración del jitomate ocurre en racimos simples o ramificados, con inflorescencias descritas como corimbos o cimas racimosas; en las

inflorescencias simples suelen formarse entre 3 y 10 flores, aunque bajo condiciones favorables puede observarse un número mayor (Moreno-Pérez et al., 2022; Heuvelink & Okello, 2018).

2.5.2 Factores que determinan el número de flores e inflorescencias

El número de flores por inflorescencia en jitomate tiene base genética, cuya expresión está modulada por el ambiente y por la relación fuente–demanda, que condiciona el suministro de azúcares a los primordios durante la diferenciación (Heuvelink et al., 2018). El tránsito del meristemo vegetativo al reproductivo y su progreso hasta la antesis demandan un flujo continuo y oportuno de fotoasimilados en interacción con las condiciones de cultivo (Heuvelink & Okello, 2018). Cuando la disponibilidad de carbohidratos es limitante durante la iniciación y el desarrollo floral, disminuye el número de primordios que alcanza la antesis y se incrementa el aborto floral (Heuvelink & Okello, 2018; Moreno-Pérez et al., 2022).

En ese contexto, son estratégicas las prácticas de manejo que incrementan la capacidad fotosintética y priorizan la partición de asimilados hacia los órganos reproductivos: enriquecimiento con CO₂; manejo de la radiación, la temperatura y la humedad relativa; manejo hídrico; podas dirigidas; aplicación de reguladores del crecimiento y uso de bioestimulantes (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink et al., 2018; Moreno-Pérez et al., 2022).

Los azúcares, en particular sacarosa y glucosa, aportan carbono estructural y energético y funcionan como señales que coordinan redes hormonales y de fotopercepción durante la transición reproductiva y el desarrollo temprano de primordios (Cho et al., 2018). La disponibilidad sostenida de azúcares favorece la iniciación, la diferenciación y la supervivencia al garantizar un suministro estable de fotoasimilados a los tejidos en crecimiento. En jitomate, el fortalecimiento del estado carbonado mediante la aplicación exógena de sacarosa mejora el desempeño fisiológico y la capacidad fotosintética de

plántulas, lo que favorece la formación y el cuajado posterior de flores y frutos (Gómez-Cabezas & España, 2024).

La aplicación foliar de aminoácidos puede reforzar el estado metabólico de los meristemas y modular señales asociadas con la iniciación y la diferenciación floral, lo que puede mejorar la competencia por fotoasimilados y la supervivencia de primordios (Kawade et al., 2023). En jitomate, las aspersiones de ácido aspártico y de ácido glutámico han mostrado incrementar el desempeño fisiológico y configurar un entorno favorable para la ontogenia floral y el cuajado al asegurar recursos y señales metabólicas adecuadas (Alfosea-Simón et al., 2021).

Desde la perspectiva fuente–demanda, optimizar simultáneamente la disponibilidad y la señalización de azúcares, junto con el soporte metabólico de aminoácidos aplicados en ventanas fisiológicas sensibles, favorece un flujo continuo de fotoasimilados hacia los meristemas florales e incrementa la proporción de primordios que alcanzan la floración. Si bien el cultivar impone un potencial floral (Heuvelink & Okello, 2018), su expresión depende del ambiente y de prácticas que modulan la competencia entre crecimiento vegetativo y estructuras reproductivas mediante el manejo coordinado de la radiación, la temperatura, la nutrición mineral y carbónica, el estado hídrico y los bioestimulantes (Contreras-Magaña et al., 2013; Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017; Heuvelink & Okello, 2018; Heuvelink et al., 2018; Alfosea-Simón et al., 2021).

2.6 Bioestimulación en horticultura

Un bioestimulante vegetal es una sustancia o un microorganismo aplicado a las plantas que favorece una mayor eficiencia nutricional (Jardin, 2015). A diferencia de fertilizantes y plaguicidas, su objetivo no es el aporte directo de nutrientes ni la acción fitosanitaria, sino estimular procesos fisiológicos propios de la planta o de su rizosfera para potenciar el desempeño del cultivo (Jardin, 2015). En este marco, la bioestimulación se define como la aplicación dirigida de sustancias,

microorganismos o sus combinaciones sobre plantas, semillas o suelo para activar rutas de señalización, optimizar la captación y el uso de nutrientes, modular respuestas de defensa y aumentar la resiliencia al estrés abiótico, con efectos positivos en calidad y rendimiento (Jardin, 2015).

Desde la perspectiva técnica y regulatoria, los bioestimulantes son productos que promueven procesos de nutrición vegetal sin depender de su composición nutritiva; su función es mejorar la eficiencia en el uso de nutrientes, incrementar la tolerancia al estrés abiótico, favorecer atributos de calidad y movilizar nutrientes retenidos en el suelo o la rizosfera (Jardin, 2015). Entre los tipos más comunes se encuentran ácidos húmicos, hidrolizados de proteínas, extractos de algas, quitosano y otros biopolímeros, compuestos inorgánicos (incluidos elementos benéficos), hongos y bacterias benéficas. Sus efectos derivan de señalización con actividad tipo hormonal, mejora de la arquitectura radical, aumento de la capacidad antioxidante, ajuste osmótico y modulación de la microbiota de la rizosfera, lo cual sustenta su eficacia en distintos cultivos y ambientes (Jardin, 2015).

En los últimos años se ha incrementado el uso de aminoácidos libres en formulaciones comerciales por beneficios como mejorar la disponibilidad de nutrientes y la calidad, aumentar la tolerancia al estrés ambiental, actuar como precursores de hormonas, regular procesos fisiológicos, intervenir en la absorción y asimilación de nitrógeno, favorecer el desarrollo radical y fortalecer el metabolismo antioxidante (Alfosea-Simón et al., 2020). No obstante, persisten vacíos de evidencia respecto al papel específico de cada molécula en los procesos fisiológicos y metabólicos.

Los resultados de la bioestimulación con aminoácidos dependen del cultivo, la dosis, las condiciones ambientales y la forma y el momento de aplicación. Por ello, al formular productos que combinan aminoácidos es necesario conocer las funciones individuales y anticipar sus interacciones para maximizar la eficiencia y reducir la variabilidad de respuesta (Alfosea-Simón et al., 2020; Jardin, 2015).

2.7 El papel de los azúcares en las plantas

Los azúcares son productos primarios de la fotosíntesis y metabolitos centrales para la vida vegetal. Actúan como fuente principal de energía y de carbono para el metabolismo celular y sirven de sustratos para la síntesis de macromoléculas estructurales y compuestos de reserva. Además, cumplen funciones osmóticas y de señalización con efectos de tipo regulador del crecimiento. Entre los azúcares libres destacan la sacarosa, principal forma de transporte y fuente energética en plantas, así como sus productos de hidrólisis glucosa y fructosa (Aluko et al., 2021).

Desde la perspectiva fisiológica, los carbohidratos son sustratos respiratorios indispensables para la generación de energía y la formación de intermediarios que sostienen la biosíntesis de macromoléculas. Asimismo, se incorporan a la arquitectura celular al formar parte de paredes y membranas, contribuyendo a la integridad y funcionalidad de los tejidos. Adicionalmente, median el transporte de carbono entre órganos fuente y sumidero, asegurando la continuidad del crecimiento y el desarrollo. Las modificaciones por glicosilación vinculan el estado del carbono con la estabilidad y la actividad de proteínas y lípidos (Morkunas et al., 2012; Aluko et al., 2021).

Los azúcares también operan como señales capaces de activar o reprimir la expresión génica e interactuar con otras rutas de señalización. Estas redes regulan de forma directa la transcripción y se entrelazan con programas hormonales de desarrollo, modulando el crecimiento de órganos, la diferenciación celular y las respuestas a variaciones ambientales. La percepción puede ocurrir en el apoplasto (durante el transporte a través de membranas) o en el citoplasma, lo que evidencia mecanismos distribuidos en los tejidos (Morkunas et al., 2012).

El metabolismo de los carbohidratos es dinámico y dependiente del contexto, por lo que síntesis, transporte, utilización y almacenamiento varían según el tipo de célula, órgano, etapa fenológica y condiciones externas; en consecuencia, la

planta integra los niveles internos de carbohidratos con señales de luz, disponibilidad de nutrientes y presencia de estrés, y ajusta la asignación de recursos entre estructuras fuente y sumidero. En el transporte a larga distancia, la sacarosa es el principal azúcar movilizado por el floema hacia órganos con alta demanda, reforzando su papel central en la economía de carbono (Morkunas et al., 2012; Ciereszko, 2018). Bajo estrés biótico o abiótico, los carbohidratos sostienen procesos metabólicos esenciales y canalizan recursos hacia la síntesis de aminoácidos y metabolitos secundarios, contribuyendo a atenuar los efectos adversos del ambiente (Morkunas et al., 2012; Ciereszko, 2018).

Finalmente, la disponibilidad y la distribución de azúcares coordinan el crecimiento, el desarrollo y la transición reproductiva. La integración de señales de azúcar con vías hormonales y con los programas de desarrollo define el momento y la calidad de procesos determinantes para la productividad, como la diferenciación de meristemas y la formación de órganos reproductivos (Morkunas et al., 2012; Ciereszko, 2018).

2.7.1 Efectos de sacarosa en crecimiento y desarrollo

La sacarosa es el principal fotoasimilado exportado desde órganos fuente y cumple una doble función: proveer carbono y actuar como señal integradora que ajusta el crecimiento, la diferenciación y la partición de recursos según la disponibilidad y el ambiente (Ciereszko, 2018; Cho et al., 2018). Predomina en el transporte floemático hacia tejidos en crecimiento, coordina la relación fuente–sumidero y contribuye al vigor de plántulas mediante acumulación de clorofila, mantenimiento osmótico y mejora en la absorción mineral (Le et al., 2001; Javanmardi & Emami, 2013; El-Aidy et al., 2020; Gómez-Cabezas & España, 2024).

La concentración foliar de sacarosa regula la exportación de asimilados y realinea la relación fuente–sumidero en hojas, brotes y raíces; su aporte exógeno modula las respuestas a irradiancia y nutrición a través de genes sensibles al azúcar (Ciereszko, 2018). Cuando la fijación de carbono es limitante, la aplicación de

sacarosa mejora la calidad fisiológica de plántulas, particularmente con luz reducida (Javanmardi & Emami, 2013; Gómez-Cabezas & España, 2024).

En jitomate in vitro, 10–30 g·L⁻¹ favorecen el crecimiento, el contenido de clorofila y la actividad de sacarosa sintasa (SuSy) y sacarosa fosfato sintasa (SPS) cuando la luz y el CO₂ son limitantes; con alta irradiancia y CO₂ elevado pueden reducir biomasa y capacidad fotosintética por acumulación de carbohidratos (Le et al., 2001). En vivero e invernadero, aspersiones foliares de 15–40 g·L⁻¹ incrementan biomasa aérea y radical, proporción de materia seca y clorofila, y mejoran la tolerancia a oscuridad y bajas temperaturas; bajo estrés térmico aumentan N, P y K foliares (Javanmardi & Emami, 2013; El-Aidy et al., 2020). Con luz subóptima ($\leq 150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), 20 g·L⁻¹ elevaron área foliar, diámetro de tallo, biomasa, tasa neta de asimilación y el índice de calidad de Dickson (Gómez-Cabezas & España, 2024).

La sacarosa incide en la arquitectura vegetativa: tras la eliminación del brote apical, su transporte a yemas laterales precede cambios hormonales y condiciona la dominancia apical y la brotación (Ciereszko, 2018; Le et al., 2001). Este control vegetativo tiene implicaciones reproductivas, pues la oferta de fotoasimilados condiciona la floración y el cuajado (El-Aidy et al., 2020).

La transición reproductiva requiere suministro oportuno de sacarosa y regulación concertada de invertasas, SuSy y SPS, junto con transportadores que mantengan niveles adecuados en hojas y en el meristemo apical del brote (SAM). Durante esta fase aumenta el flujo floemático al SAM y se promueve la floración; en hojas, la sacarosa induce FLOWERING LOCUS T (FT), y mutantes defectuosos en FT no adelantan la floración ante sacarosa (Cho et al., 2018). La respuesta depende de dosis y momento; en plántulas de jitomate, concentraciones intermedias aplicadas al follaje adelantaron la floración (menos hojas hasta la primera inflorescencia y menor tiempo a emisión floral) sin cambios en cuajado ni rendimiento (Javanmardi & Emami, 2013).

En órganos reproductivos, la sacarosa es el principal fotoasimilado translocado al fruto; su partición y descarga sostienen la expansión celular y el metabolismo de cada fase (Beckles et al., 2012). Así, la disponibilidad y la partición de sacarosa hacia órganos reproductivos integran la dinámica fuente–sumidero que define la eficiencia de floración y el cuajado (Le et al., 2001).

En términos operativos, la evidencia indica que la aplicación foliar moderada (15–40 g·L⁻¹) mejora el vigor y la calidad de plántulas con baja irradiancia o estrés térmico, mientras que dosis altas en ambientes de alta luz y CO₂ pueden inducir retroinhibición fotosintética por acumulación de carbohidratos (Le et al., 2001; Javanmardi & Emami, 2013; El-Aidy et al., 2020; Gómez-Cabezas & España, 2024).

2.7.2 Efectos de glucosa en crecimiento y desarrollo

La glucosa, monosacárido derivado de la fotosíntesis, aporta energía y esqueletos de carbono, y actúa como molécula de señal que coordina crecimiento, metabolismo y defensa (Sami & Hayat, 2019). Su disponibilidad regula la actividad fotosintética y la exportación de asimilados mediante el control de la expresión de genes del metabolismo de azúcares (Sami & Hayat, 2019; Ciereszko, 2018). A concentraciones elevadas, puede disminuir la tasa fotosintética; además, ajustes a nivel de la raíz impactan la respiración y el almacenamiento de reservas (Sami & Hayat, 2019).

Como señal, la glucosa opera a través de la hexoquinasa, y modula la germinación, la elongación del hipocótilo, la floración, la senescencia, el crecimiento de hojas y raíces, y el metabolismo de carbono y nitrógeno mediante regulación génica (Sami & Hayat, 2019). En plántulas, la concentración de glucosa condiciona la división y la expansión celulares: niveles altos pueden inhibir el desarrollo de cotiledones y hojas verdaderas, así como el crecimiento radical, mientras que la adición exógena puede incrementar la tasa de crecimiento (Sami et al., 2016).

En los sistemas fotosintéticos y respiratorios, la glucosa acelera la transferencia de electrones hacia el fotosistema I y favorece la generación de poder reductor (NADH, NADPH); promueve la síntesis de clorofila en tejidos etiolados, pero a concentraciones altas inhibe el desarrollo de cloroplastos, la evolución de oxígeno y el transporte electrónico por represión de genes fotosintéticos (Siddiqui et al., 2020). Incrementa el contenido de RuBisCO y modula el perfil de carotenoides (Siddiqui et al., 2020). En respiración, estimula la glucólisis, el metabolismo del piruvato y el ciclo de Krebs, elevando la tasa respiratoria y redistribuyendo el carbono (Siddiqui et al., 2020).

El efecto es dependiente de la dosis en raíces: a bajas concentraciones promueve el alargamiento y a altas lo reduce; en la zona meristemática, acelera la diferenciación y el desplazamiento celular hacia elongación y maduración (Siddiqui et al., 2020). Estos ajustes morfogénicos se asocian con estados fotosintéticos y redox más estables bajo suministro exógeno de glucosa (Sami & Hayat, 2019).

Durante la transición reproductiva, los niveles de glucosa modulan el momento de la floración: en *Arabidopsis thaliana*, concentraciones elevadas la retrasan y niveles bajos la adelantan, lo que evidencia control del cambio de fase y de la asignación de recursos entre crecimiento y reproducción (Sami et al., 2016; Sami & Hayat, 2019).

En respuesta al estrés, la glucosa aumenta la tolerancia a factores abióticos al reforzar la homeostasis redox y la osmorregulación. Activa enzimas antioxidantes superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT) y peroxidasa (POX) y reduce peróxido de hidrógeno y malondialdehído, disminuyendo el daño oxidativo (Sami & Hayat, 2019). Como mecanismo complementario, la acumulación de azúcares puede reaccionar con radicales hidroxilo para generar ácido fórmico; bajo luz, este origina metabolitos afines a la fijación de CO₂ (azúcares, ésteres fosfato, ácidos orgánicos y aminoácidos compatibles) que estabilizan membranas y sostienen el metabolismo durante y después del estrés (Siddiqui et al., 2020).

La evidencia indica que la glucosa cumple una doble función como sustrato energético y como señal metabólica, con efectos que reajustan la fotosíntesis y la respiración e integran los acoplamientos entre carbono (C), nitrógeno (N) y dióxido de carbono (CO₂), modulan el crecimiento y la morfogénesis de manera dependiente de la dosis y del contexto, sincronizan la transición reproductiva y la floración, y refuerzan la tolerancia al estrés mediante la estabilización del estado redox y la osmorregulación (Sami & Hayat, 2019; Ciereszko, 2018; Siddiqui et al., 2020; Sami et al., 2016).

2.8 El papel fisiológico de los aminoácidos en las plantas

Los aminoácidos son unidades monoméricas de las proteínas y, en su forma libre, actúan como metabolitos y señales que regulan el crecimiento, la diferenciación y la partición de recursos a lo largo del ciclo de vida vegetal (Baqir et al., 2019; Kawade et al., 2023). Estructuralmente, son ácidos orgánicos con un grupo amino (NH₂), un grupo carboxilo (COOH) y una cadena lateral (R) enlazados al carbono α . Además de su función estructural, favorecen la absorción de agua y de nutrientes, la asimilación de carbono y la síntesis proteica; además, son precursores de vitaminas, nucleótidos y reguladores del crecimiento, con efectos en la acumulación de materia seca y en la capacidad de los sumideros (Kawade et al., 2023; Pattyn et al., 2021).

Su transporte vía xilema y floema los convierte en vehículos de nitrógeno orgánico hacia órganos de alta demanda. Glutamina y glutamato integran la señalización de carbono, nitrógeno y estrés (Pratelli & Pilot, 2014; Hildebrandt et al., 2015). La familia del aspartato ilustra esta interconexión: de ella derivan lisina, metionina, treonina e isoleucina, y su modulación impacta la biosíntesis de aminoácidos libres a escala de planta (Yang et al., 2020). Como osmolitos compatibles, los aminoácidos y las aminas cuaternarias contribuyen a la estabilidad macromolecular y al balance hídrico bajo sequía y salinidad; los perfiles metabolómicos muestran aumentos de aminoácidos libres y una reconfiguración de azúcares y ácidos orgánicos según la especie y el tipo de estrés (Ashraf & Foolad, 2007; Khan et al., 2020; Alfosea-Simón et al., 2021).

Las aplicaciones exógenas (foliares o radicales) pueden reducir el costo energético de la síntesis endógena e incorporarse a rutas metabólicas, y se asocian con mejor uso de recursos, activación de enzimas antioxidantes, ajuste osmótico, mayor estabilidad de membranas y mejor balance hídrico; se han reportado incrementos en calidad y rendimiento (Calvo et al., 2014; Colla et al., 2017; Henderson et al., 2025; Corella Caballero et al., 2024). La respuesta depende del cultivo, de la fase fenológica, del ambiente y de la especificidad de los transportadores; los mutantes con transporte deficiente presentan alteraciones de crecimiento (Pratelli & Pilot, 2014; Khan et al., 2020).

Como moléculas de señal, los aminoácidos modulan la captación y el aprovechamiento de nitrógeno e interactúan con redes hormonales y metabólicas, afectando crecimiento, arquitectura y transición reproductiva (Guo et al., 2021; Trovato et al., 2021; Hildebrandt et al., 2015). Forman conjugados con ácido indol-3-acético (AIA) y ácido jasmónico, regulando la elongación radicular (Guo et al., 2021). La aplicación edáfica de L-triptófano puede estimular la síntesis de auxinas mediada por la microbiota, y ciertos aminoácidos vinculan la disponibilidad de nitrógeno con la síntesis de citoquininas (Guo et al., 2021).

En el ámbito energético, glutamina, glutamato y aspartato alimentan el ciclo de los ácidos tricarboxílicos como sustratos oxidativos; derivados como poliaminas y etileno inciden en división y diferenciación celular, vinculando el metabolismo de aminoácidos con procesos reproductivos (Trovato et al., 2021; Dubois et al., 2018; Pattyn et al., 2021). Durante la germinación y la senescencia, la proteólisis y el reciclaje redistribuyen nitrógeno; bajo limitación de carbohidratos, la oxidación de aminoácidos sostiene la respiración y el balance redox (Hildebrandt et al., 2015).

En condiciones de cultivo, aplicaciones en ventanas fisiológicas críticas incrementan altura, área foliar y biomasa, mejoran parámetros fotosintéticos y activan rutas anabólicas relacionadas con proteínas, vitaminas y reguladores del crecimiento, con reportes de mayor rendimiento y calidad (Calvo et al., 2014; Colla et al., 2017; Baqir et al., 2019; Corella Caballero et al., 2024). La respuesta

depende de la identidad del aminoácido; por ejemplo, la treonina promueve la elongación del hipocótilo en *Arabidopsis*, mientras que cisteína, glicina o fenilalanina no lo hacen (Kawade et al., 2023). En jitomate, se han documentado aumentos de biomasa y área foliar, mejor asimilación de nitrógeno y mayor desempeño bajo frío, vinculando su uso con floración y cuajado (Serna-Rodríguez et al., 2011; Alfosea-Simón et al., 2021; Lee et al., 2021; Ramírez-Cruz et al., 2022; Borghi & Fernie, 2017; Corella Caballero et al., 2024).

2.8.1 Ácido aspártico

El ácido aspártico es un aminoácido proteinogénico con papel clave en el equilibrio carbono–nitrógeno y en la respuesta fisiológica de las plantas (Hildebrandt et al., 2015; Azevedo et al., 2006). Además de su función biosintética, se transporta por xilema y floema y se redistribuye hacia órganos con alta demanda de nitrógeno, contribuyendo al crecimiento y al aprovechamiento de recursos bajo diversas condiciones (Pratelli & Pilot, 2014).

En jitomate, la evidencia experimental se concentra en efectos vegetativos y de tolerancia al estrés tras aplicaciones foliares de ácido aspártico, solo o en mezcla con otros aminoácidos. Bajo salinidad inducida (4–16 %), 100 mg·L⁻¹ de ácido aspártico incrementó la altura, el área foliar y la biomasa de brotes y raíces; además, aumentó los antioxidantes no enzimáticos y la actividad de catalasa, peroxidasa y polifenoloxidasa, y mejoró la anatomía del tallo, con efectos más marcados en salinidades bajas–moderadas (Akladios & Abbas, 2013). Lo anterior apoya el uso de ácido aspártico para sostener el crecimiento y el estado fisiológico bajo estrés salino.

En el cultivar ‘Optima’, la aplicación de ácido aspártico a 15 mmol·L⁻¹ elevó la eficiencia de antenas del fotosistema II y el índice SPAD; la mezcla ácido aspártico + ácido glutámico incrementó el crecimiento y la asimilación neta de CO₂, y todos los tratamientos aumentaron la conductancia estomática (Alfosea-Simón et al., 2021). Ello indica que el ácido aspártico puede mejorar parámetros fotosintéticos de forma directa y potenciar formulaciones con otros aminoácidos.

En plántulas de jitomate, una formulación foliar con ácido aspártico (1.6 % m/m) y otros aminoácidos, aplicada semanalmente a $0.25 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$, mejoró el vigor (grosor y longitud de tallo, longitud radical, índice de área foliar, biomasa) (Calero Hurtado et al., 2025). Dado que no se aisló el efecto específico del ácido aspártico, los datos respaldan su valor como componente de formulaciones, aunque sin evaluar floración ni rendimiento.

Respecto a floración, cuajado y rendimiento, los estudios con ácido aspártico en jitomate son escasos. Los trabajos citados priorizan crecimiento, fotosíntesis y calidad de plántula, sin seguimiento a la fase reproductiva (Akladious & Abbas, 2013; Alfosea-Simón et al., 2021; Calero Hurtado et al., 2025). No obstante, la participación de la familia aspártica en rutas vinculadas con etapas reproductivas sugiere efectos indirectos plausibles; por ello, se requieren ensayos factoriales que incluyan floración, cuajado y rendimiento para establecer relaciones causales (Azevedo et al., 2006).

2.8.2 Ácido glutámico

El ácido glutámico ocupa un papel central en la fisiología vegetal por su doble condición de metabolito y molécula de señal, al integrar la asimilación de nitrógeno con el metabolismo del carbono (Pratelli & Pilot, 2014; Hildebrandt et al., 2015). Como señal, el ácido glutámico modula la apertura estomática, la arquitectura radical y los procesos reproductivos (desarrollo del polen y crecimiento del tubo polínico), conectándolo con la transición vegetativa–reproductiva (Guo et al., 2021; Borghi & Fernie, 2017; Kawade et al., 2023). Ante estrés por bajas temperaturas, la aplicación exógena de ácido glutámico incrementa la actividad de enzimas antioxidantes (SOD, CAT, POD), reduce la acumulación de especies reactivas de oxígeno (H_2O_2) y atenúa el daño oxidativo, contribuyendo a una mayor tolerancia al frío (Lee et al., 2017). En hortalizas, la aspersión foliar de ácido glutámico se asocia con mayor clorofila, mayor fotosíntesis y más biomasa, siempre que la concentración se calibre cuidadosamente (Lee et al., 2017; Lee et al., 2021).

En jitomate, los estudios reportan efectos fisiológicos y productivos. En invernadero e hidroponía, aspersiones foliares de 0–20 g·L⁻¹ aumentaron clorofila b, peso fresco y seco de fruto y actividad de glutamina sintetasa, con máximos a 5 g·L⁻¹, sin cambios consistentes en altura, área foliar o SPAD (Serna-Rodríguez et al., 2011). En ensayo hidropónico, la adición de 100 mg·L⁻¹ de ácido glutámico a la solución nutritiva incrementó azúcares del fruto y contenido proteico; la coaplicación con ácido húmico produjo el mayor rendimiento y valores elevados de SPAD (Haghighi & Teixeira da Silva, 2013). En plántulas, 15 mmol·L⁻¹ de ácido glutámico elevaron la conductancia estomática y el diámetro de tallo, con reconfiguración metabolómica; la mezcla aspartato + ácido glutámico superó al ácido glutámico solo en biomasa y asimilación neta de CO₂ (Alfosea-Simón et al., 2021). Operativamente, 6.0 g·L⁻¹ elevaron SPAD en 8.9 % y el rendimiento por planta en 27.4 %; 1.5 g·L⁻¹ incrementó el pH del fruto en 5.3 %, confirmando una respuesta dependiente de la dosis (Ramírez-Cruz et al., 2022).

Respecto a floración, cuajado y rendimiento, la evidencia en jitomate sugiere aumentos de rendimiento y mejoras de calidad del fruto, con sustento fisiológico en un mejor estado fotoquímico y enzimático; sin embargo, la cuantificación directa de rasgos florales no siempre se incluye, por lo que se requieren diseños que midan explícitamente floración y cuajado (Serna-Rodríguez et al., 2011; Haghighi & Teixeira da Silva, 2013; Alfosea-Simón et al., 2021; Ramírez-Cruz et al., 2022; Guo et al., 2021; Kawade et al., 2023).

2.8.3 Glicina

La glicina es un aminoácido proteinogénico cuya relevancia trasciende su función estructural y se extiende al metabolismo vegetal (Akram et al., 2011). Funciona como precursor de serina y participa en la síntesis de glutatión, purinas y del grupo hemo; a través de estas rutas contribuye a la defensa antioxidante, al metabolismo energético y a la biosíntesis de ácidos nucleicos. Además, interviene en el metabolismo de un carbono y en la homeostasis redox que sostienen la función celular (Hildebrandt et al., 2015). De manera

complementaria, se ha documentado que la glicina puede actuar como ligando en aminoquelatos, favoreciendo la movilidad de boro en los tejidos y reforzando la nutrición mineral y la protección frente a especies reactivas de oxígeno, con efectos dependientes de la dosis, la etapa fenológica y el ambiente (Noroozlo et al., 2019).

La participación de la glicina en la fotorrespiración contribuye al reciclaje de carbono y nitrógeno cuando esta ruta se intensifica (Hildebrandt et al., 2015). Su derivado, betaína de glicina, actúa como osmoprotector que estabiliza membranas y complejos fotosintéticos bajo salinidad, sequía o temperaturas elevadas, ayudando a mantener la eficiencia del fotosistema (Ashraf & Foolad, 2007). En hortalizas de hoja, como la lechuga, se han observado incrementos de la fotosíntesis y de la biomasa tras aplicaciones foliares de glicina (Noroozlo et al., 2019).

En jitomate no se reportan resultados experimentales que atribuyan efectos exclusivos a la glicina. No obstante, los mecanismos descritos, que incluyen la participación en glutatión y en rutas de un carbono, el papel en la fotorrespiración y la contribución al estado redox, ofrecen un marco fisiológico plausible para interpretar respuestas en crecimiento (Hildebrandt et al., 2015; Khan et al., 2020; Corella Caballero et al., 2024).

2.8.4 Leucina

La leucina es un aminoácido de cadena ramificada que, además de integrar proteínas, actúa como sustrato oxidativo y modulador de rutas anabólicas, acoplando el metabolismo del nitrógeno con el del carbono (Hildebrandt et al., 2015; Pratelli & Pilot, 2014). En condiciones de limitación de fotoasimilados, su catabolismo mitocondrial contribuye a sostener la respiración y el equilibrio energético celular, sustentando su relevancia fisiológica (Hildebrandt et al., 2015).

En aplicaciones exógenas, la leucina se ha asociado con incrementos de clorofila, mejoras en la eficiencia fotoquímica del fotosistema II y activación del sistema antioxidante enzimático, con respuestas dependientes de la dosis, la fase fenológica y el ambiente (Henderson et al., 2025). Estos efectos son coherentes con su función como fuente de esqueletos carbonados y de energía cuando el nitrógeno o los fotoasimilados son limitantes; sin embargo, dosis elevadas pueden desbalancear otros aminoácidos de cadena ramificada y perturbar el metabolismo global (Henderson et al., 2025; Hildebrandt et al., 2015).

En jitomate, la evidencia específica sobre aspersión foliar de leucina con seguimiento reproductivo es limitada. La vinculación con floración, cuajado y rendimiento es, por ahora, inferencial, a partir de fundamentos bioenergéticos y celulares: el catabolismo de leucina es necesario para un desarrollo normal y su bloqueo altera rasgos reproductivos y la viabilidad de semillas; en consecuencia, los efectos productivos deben considerarse hipótesis plausibles hasta contar con ensayos controlados que cuantifiquen explícitamente rasgos reproductivos y rendimiento. Se recomiendan diseños factoriales con gradientes de dosis y escenarios de estrés para delimitar umbrales efectivos y prevenir efectos adversos (Hildebrandt et al., 2015; Pratelli & Pilot, 2014; Henderson et al., 2025).

2.8.5 Metionina

La metionina es un aminoácido sulfurado y cumple funciones centrales en la fisiología vegetal por su papel como precursor de S-adenosilmetionina (SAM), el donador universal de grupos metilo en la célula (Pratelli & Pilot, 2014; Hildebrandt et al., 2015). Por su posición en el metabolismo del azufre, la metionina se interconvierte con homocisteína y cisteína y contribuye a la provisión de esqueletos carbonados y de energía cuando los recursos son limitantes (Pratelli & Pilot, 2014; Hildebrandt et al., 2015).

La distribución de SAM hacia etileno o hacia poliaminas ayuda a explicar respuestas fisiológicas contrastantes: las poliaminas se asocian con proliferación y expansión, mientras que el etileno regula maduración, senescencia y abscisión;

el reparto entre vías condiciona desarrollo y tolerancia al estrés (Dubois et al., 2018; Pattyn et al., 2021).

En jitomate, aplicaciones foliares moderadas de metionina, solas o en mezcla, han mejorado biomasa aérea, asimilación neta de CO₂, eficiencia en el uso del agua y contenido de clorofila; se han observado perfiles metabólicos compatibles con mayor energía y osmolitos, aunque sin medición directa de floración o cuajado (Alfosea-Simón et al., 2020; Almas et al., 2021). Bajo salinidad en hidroponía, las mezclas con aminoácidos mitigaron la reducción de crecimiento, preservaron pigmentos y aumentaron carbohidratos solubles sin evaluar rasgos reproductivos (Alfosea-Simón et al., 2020). En condiciones de 4–6 dS·m⁻¹, aplicaciones semanales en fase vegetativa incrementaron longitud de brotes, biomasa fresca y seca, número y peso de frutos, con más clorofila y menores niveles de malondialdehído y de fuga de electrolitos, lo que indica mayor estabilidad de membranas y mejor balance redox (Almas et al., 2021).

En conjunto, la evidencia apoya un patrón consistente de efectos sobre la fotoquímica, el metabolismo primario y las respuestas de defensa, con mejoras de rendimiento bajo salinidad cuando se midieron estas variables (Alfosea-Simón et al., 2020; Almas et al., 2021). El uso de mezclas con otros aminoácidos puede potenciar el crecimiento temprano; no obstante, la hipótesis de que ello minimice respuestas no deseadas relacionadas con el reparto de SAM requiere pruebas específicas (Calero Hurtado et al., 2025).

2.9 Uso de la luz suplementaria en el cultivo de jitomate

La luz suplementaria se define como la aplicación controlada de radiación fotosintéticamente activa para elevar la integral diaria de luz (IDL) y homogeneizar la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (DFFF) en el dosel, mediante el ajuste coordinado de la composición espectral, la intensidad y el fotoperiodo (Jiang et al., 2017). Su efecto agronómico obedece a un doble papel: suministra energía para la fijación de CO₂ y actúa como señal fotomorfogénica a

través de fotorreceptores (fitocromos, criptocromos), modulando la arquitectura de plántulas (Wei et al., 2023).

En jitomate, la composición espectral y la intensidad de la luz modulan los patrones diurnos de fotosíntesis, transpiración y translocación de fotoasimilados, con impactos en biomasa y eficiencia en el uso del agua (Jiang et al., 2017; Nguyen et al., 2022). La geometría de instalación es determinante: la interiluminación y la iluminación basal mejoran la DFFF en los estratos medios e inferiores, elevan la tasa fotosintética y aumentan el rendimiento frente a testigos sin suplementación (Jiang et al., 2017). En condiciones productivas, la iluminación LED suplementaria incrementa el rendimiento y mejora la calidad del fruto respecto a no aplicar luz (Appolloni et al., 2021). El periodo de suplementación (diurno o nocturno) puede modular la calidad del fruto, con respuestas diferenciadas en sólidos solubles (Wang et al., 2022). En invernaderos comerciales, LED de espectro blanco completo elevan la IDL y mejoran la eficiencia luminosa y energética frente a tecnologías convencionales, con aumentos de rendimiento (Nguyen et al., 2022).

En jitomate cultivado a un solo racimo, la interiluminación o la iluminación basal aumentan la irradiancia efectiva en capas sombreadas, elevan la fotosíntesis y mejoran el rendimiento frente al control (Jiang et al., 2017). En invernadero, LED de luz blanca fría colocados a 20 cm del follaje y aplicados en regímenes diurnos, nocturnos o combinados generaron plántulas compactas aptas para trasplantes tardíos; este manejo acortó el ciclo trasplante-cosecha a 85 d y permitió hasta cuatro ciclos anuales sin disminuir el rendimiento por planta, lo que confirma su eficacia en sistemas intensivos de jitomate (Moreno-Pérez et al., 2022).

2.9.1 La luz como señal en morfogénesis y floración

La luz es una señal fotomorfogénica clave en jitomate que, además de suministrar energía, regula el crecimiento y el desarrollo a través de fotorreceptores que integran la calidad espectral, la intensidad y el fotoperiodo (Craver & López, 2016; Appolloni et al., 2021). La razón rojo/rojo lejano (R/FR) regula respuestas

asociadas al síndrome de evitación de sombra y puede modular la arquitectura de la planta bajo esquemas de iluminación suplementaria, incluida la suplementación con FR (Zhang et al., 2019; Craver & López, 2016). En invernadero, el empleo de diodos emisores de luz (LED) permite dirigir la arquitectura y la dinámica de crecimiento y, en ciertos contextos, mejorar componentes de rendimiento y calidad (Appolloni et al., 2021; Craver & López, 2016).

En la morfogénesis, la radiación rojo lejano (FR) activa los fitocromos, promueve la elongación de entrenudos y modifica la relación largo–ancho foliar, generando doseles más abiertos sin comprometer la fotosíntesis de hojas superiores bajo iluminación suplementaria (Zhang et al., 2019). A IDL equivalentes, la calidad espectral modula rasgos morfológicos como altura, diámetro de tallo, área foliar y longitud del hipocótilo (Zhang et al., 2022). La inclusión de componentes en las regiones azul (~436 nm) y verde (524–585 nm), dentro de un espectro blanco calibrado, se asocia con mayor área foliar y con una distribución más eficiente de la luz hacia las capas internas del dosel, en coherencia con la contribución funcional del verde a la fotosíntesis y a la dinámica diurna de translocación (Nguyen et al., 2022).

El incremento de la IDL puede adelantar la primera flor e incidir en el número total de flores tras el trasplante, dependiendo del sistema de cultivo (Zhang et al., 2025). Bajo iluminación dirigida intradosel para reducir el sombreo natural, se han documentado mejoras en la calidad de plántula y en la sincronización del ciclo; sin embargo, no se observaron aumentos en el número de flores ni en el rendimiento (Moreno-Pérez et al., 2022). Con iluminación intradosel, la distribución de la luz entre estratos mejora, se reduce el sombreo y se incrementan el desempeño fisiológico y el crecimiento y, en determinados diseños, la producción de jitomate de un solo racimo (Jiang et al., 2017). La interiluminación, incluida su aplicación nocturna, ha mostrado sostener la fotosíntesis efectiva dentro del periodo operativo e incrementar crecimiento y rendimiento en condiciones de invierno y verano (Tewolde et al., 2016).

2.9.2 Efectos de la luz en densidades altas de cultivo

En sistemas intensivos de jitomate bajo invernadero, la alta densidad intensifica la competencia por luz, reduce la radiación incidente dentro del dosel y disminuye la eficiencia fotosintética de los estratos medio e inferior, con impacto en el rendimiento (Jiang et al., 2017; Appolloni et al., 2021). La iluminación suplementaria con diodos emisores de luz (LED) se usa para uniformar la distribución luminosa, sostener la asimilación de carbono y aumentar la productividad bajo sombreado mutuo (Appolloni et al., 2021; Jiang et al., 2017; Zhang et al., 2019).

Cuando la radiación es limitante, combinaciones de rojo y azul, con inclusión de rojo lejano según el objetivo, corrigen gradientes de irradiancia, mejoran la penetración del haz y estabilizan la asimilación en hojas no apicales; ello se refleja en aumentos de la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (DFFF, $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) en los estratos medios e inferiores (Jiang et al., 2017; Wei et al., 2023; Zhang et al., 2019). Estos ajustes se asocian con mayor acumulación de carbohidratos y con mejoras en compuestos bioactivos del fruto, favoreciendo la calidad (Nguyen et al., 2022; Appolloni et al., 2021).

En semilleros con aproximadamente $200\text{ plántulas}\cdot\text{m}^{-2}$, la iluminación dirigida hacia el interior del dosel compensa el autosombreado, reduce la elongación y, según el régimen de iluminación, puede disminuir el área foliar sin afectar el diámetro de tallo ni el peso seco; se obtienen plántulas compactas de mayor calidad para el trasplante (Moreno-Pérez et al., 2022; Wei et al., 2023). Con plántulas compactas resultan factibles trasplantes tardíos sin reducción del rendimiento (Moreno-Pérez et al., 2022; Appolloni et al., 2021).

La posición y el horario de las luminarias son determinantes para mitigar la competencia por luz y sostener la fotosíntesis en hojas no apicales: ubicaciones en la base o dentro del dosel, y esquemas diurnos o nocturnos, restablecen la distribución vertical de la radiación y mejoran la asimilación de CO_2 en tejidos basales (Jiang et al., 2017; Tewolde et al., 2016). En alta densidad (8–10

plantas·m⁻²), la interiluminación intradosel puede duplicar la radiación en hojas medias, incrementar la fotosíntesis diurna y mantener mayor clorofila en hojas no apicales, con incrementos del rendimiento por unidad de superficie (Tewolde et al., 2016; Jiang et al., 2017; Appolloni et al., 2021).

Con un diseño adecuado, la iluminación suplementaria uniforma la radiación, optimiza la fotosíntesis de hojas basales y mantiene la funcionalidad de tejidos sombreados. Se han reportado aumentos de fotosíntesis neta y de conductancia estomática, mejoras en la eficiencia del fotosistema II y mayor contenido de carbohidratos foliares, junto con ajustes hormonales (Yang et al., 2025; Tewolde et al., 2016; Wei et al., 2023). La evidencia respalda a los LED como herramienta eficaz para sostener la productividad y la estabilidad fisiológica en plantaciones de alta densidad (Appolloni et al., 2021; Zhang et al., 2019).

2.10 Literatura citada

- Akladios, S. A., & Abbas, S. M. (2013). Alleviation of sea water stress on tomato plants by foliar application of aspartic acid and glutathione. *Bangladesh Journal of Botany*, 42(1), 31–43. <https://doi.org/10.3329/bjb.v42i1.15822>
- Akram, M., Asif, H. M., Uzair, M., Naveed Akhtar, A., Madni, A., Ali Shah, S. M., ul Hasan, Z., & Ullah, A. (2011). Amino acids: A review article. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(17), 3997–4000.
- Alfosea-Simón, M., Simón-Grao, S., Zavala-Gonzalez, E. A., Cámara-Zapata, J. M., Simón, I., Martínez-Nicolás, J. J., Lidón, V., & García-Sánchez, F. (2021). Physiological, nutritional and metabolomic responses of tomato plants after the foliar application of amino acids aspartic acid, glutamic acid and alanine. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 581234. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.581234>
- Alfosea-Simón, M., Simón-Grao, S., Zavala-Gonzalez, E. A., Cámara-Zapata, J. M., Simón, I., Martínez-Nicolás, J. J., Lidón, V., Rodríguez-Ortega, W. M., & García-Sánchez, F. (2020). Application of biostimulants containing amino acids to tomatoes could favor sustainable cultivation: Implications for tyrosine, lysine, and methionine. *Sustainability*, 12(22), Article 9729. <https://doi.org/10.3390/su12229729>
- Almas, H. I., Zaib-un-Nisa, Anwar, S., Kausar, A., Farhat, F., Munawar, M., & Khalizadieh, R. (2021). Exogenous application of methionine and

- phenylalanine confers salinity tolerance in tomato by concerted regulation of metabolites and antioxidants. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 21, 3051–3064. <https://doi.org/10.1007/s42729-021-00588-9>
- Aluko, O. O., Li, C., Wang, Q., & Liu, H. (2021). Sucrose utilization for improved crop yields: A review article. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(9), Article 4704. <https://doi.org/10.3390/ijms22094704>
- Appolloni, E., Orsini, F., Pennisi, G., Gabarrell, X., Paucek, I., & Gianquinto, G. (2021). Supplemental LED lighting effectively enhances the yield and quality of greenhouse truss tomato production: Results of a meta-analysis. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 596927. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.596927>
- Ashraf, M., & Foolad, M. R. (2007). Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59(2), 206–216. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2005.12.006>
- Azevedo, R. A., Lancien, M., & Lea, P. J. (2006). The aspartic acid metabolic pathway, an exciting and essential pathway in plants. *Amino Acids*, 30(2), 143–162. <https://doi.org/10.1007/s00726-005-0245-2>
- Baqir, H. A., Zeboon, N. H., & Al-behadili, A. J. (2019). The role and importance of amino acids within plants: A review. *Plant Archives*, 19(2), 1402-1410. <https://plantarchives.org/SPL%20ISSUE%20SUPP%202%2C2019/244%20%281402-1410%29.pdf>
- Beckles, D. M., Hong, N., Stamova, L., & Luengwilai, K. (2012). Biochemical factors contributing to tomato fruit sugar content: A review. *Fruits*, 67(1), 49–64. <https://doi.org/10.1051/fruits/2011066>
- Borghi, M., & Fernie, A. R. (2017). Floral metabolism of sugars and amino acids: Implications for pollinators' preferences and seed and fruit set. *Plant Physiology*, 175(4), 1510-1524. <https://doi.org/10.1104/pp.17.01164>
- Calero Hurtado, A., Meléndrez Rodríguez, J. F., Peña Calzada, K., Pérez Díaz, Y., & Jiménez Medina, A. (2025). Foliar application of a mixture of amino acid-based growth promoters enhances tomato seedling production. *Horticulturae*, 11(6), Article 582. <https://doi.org/10.3390/horticulturae11060582>
- Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, 383, 3–41. <https://doi.org/10.1007/s11104-014-2131-8>

- Castellanos, J. Z., & Borbón, C. (2009). Panorama de la horticultura protegida en México. In Z. J. Castellanos (Ed.), *Manual de producción de tomate en invernadero* (pp. 1–18). INTAGRI.
- Cho, L.-H., Pasriga, R., Yoon, J., Jeon, J.-S., & An, G. (2018). Roles of sugars in controlling flowering time. *Journal of Plant Biology*, 61(3), 121–130. <https://doi.org/10.1007/s12374-018-0081-z>
- Chu, Y.-H., Jang, J.-C., Huang, Z., Vanavichit, A., & Jeng, S.-T. (2019). Tomato locule number and fruit size controlled by natural alleles of *lc* and *fas*. *Plant Direct*, 3(8), Article e00142. <https://doi.org/10.1002/pld3.142>
- Ciereszko, I. (2018). Regulatory roles of sugars in plant growth and development. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 87(2), Article 3583. <https://doi.org/10.5586/asbp.3583>
- Colla, G., Hoagland, L., Ruzzi, M., Cardarelli, M., Bonini, P., Canaguier, R., & Rouphael, Y. (2017). Biostimulant Action of Protein Hydrolysates: Unraveling Their Effects on Plant Physiology and Microbiome. *Frontiers in Plant Science*, 8, Article 2202. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.02202>
- Contreras-Magaña, E., Arroyo-Pozos, H., Ayala-Arreola, J., Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2013). Caracterización morfológica de la diferenciación floral en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 19(4), 59-70. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1027-152X2013000400005
- Corella Caballero, R. I., Littig Barker, D., & Gálvez Cerrud, F. G. (2024). Efectos de los aminoácidos en la producción de cultivos. *Revista Investigaciones Agropecuarias*, 6(2), 142–166. <https://doi.org/10.48204/j.ia.v6n2.a5180>
- Craver, J. K., & López, R. G. (2016). Control of morphology by manipulating light quality and daily light integral using LEDs. In T. Kozai, K. Fujiwara & E. Runkle (Eds.), *LED Lighting for Urban Agriculture* (pp. 203-217). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-1848-0_15
- Dubois, M., Van den Broeck, L., & Inzé, D. (2018). The pivotal role of ethylene in plant growth. *Trends in Plant Science*, 23(4), 311–323. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2018.01.003>
- El-Aidy, F., Abdalla, M., El-Sawy, M., El Kady, S. A., Bayoumi, Y., & El-Ramady, H. (2020). Role of plant probiotics, sucrose and silicon in the production of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) seedlings under heat stress in a greenhouse. *Applied Ecology and Environmental Research*, 18(6), 7685–7701. https://doi.org/10.15666/aeer/1806_76857701

- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2025, May 7). *Crops and livestock products*. FAOSTAT. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- Gómez-Cabezas, M., & España, Á. (2024). *Exogenous sucrose enhances growth and physiological performance of tomato seedlings under suboptimal light conditions in passive greenhouses*. *Horticulturae*, 10(12), Article 1337. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10121337>
- Guo, N., Zhang, S., Gu, M., & Xu, G. (2021). Function, transport, and regulation of amino acids: What is missing in rice? *The Crop Journal*, 9(3), 530-542. <https://doi.org/10.1016/j.cj.2021.04.002>
- Haghighi, M., & Teixeira da Silva, J. A. (2013). Amendment of hydroponic nutrient solution with humic acid and glutamic acid in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) culture. *Soil Science and Plant Nutrition*, 59(4), 642–648. <https://doi.org/10.1080/00380768.2013.809599>
- Henderson, B. C. R., Sanderson, J. M., & Fowles, A. (2025). A review of the foliar application of individual amino acids as biostimulants in plants. *Discover Agriculture*, 3, Article 69. <https://doi.org/10.1007/s44279-025-00222-7>
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. (2018). Developmental processes. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 59-88). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0059>
- Heuvelink, E., Li, T., & Dorais, M. (2018). Crop growth and yield. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 89-136). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0089>
- Heuvelink, E., Okello, R. C. O., Peet, M., Giovannoni, J. J., & Dorais, M. (2020). Tomato. En H. C. Wien (Ed.), *The Physiology of Vegetable Crops* (pp. 138–178). CABI. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/pdf/10.5555/20203203593>
- Hildebrandt, T. M., Nunes Nesi, A., Araújo, W. L., & Braun, H.-P. (2015). Amino acid catabolism in plants. *Molecular Plant*, 8(11), 1563–1579. <https://doi.org/10.1016/j.molp.2015.09.005>
- Ito, Y., & Nakano, T. (2015). Development and regulation of pedicel abscission in tomato. *Frontiers in Plant Science*, 6, Article 442. <https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00442>
- Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, 3-14. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>

- Javanmardi, J., & Emami, S. (2013). Application of sucrose on tomato seedlings improves transplant quality, crop establishment, cold and dark hardiness. *Advances in Horticultural Science*, 27(3), 122–126. <https://doi.org/10.36253/ahsc-18439>
- Jiang, C., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ebihara, M., Nakaminami, A., & Maruo, T. (2017). Photosynthesis, plant growth, and fruit production of single-truss tomato improves with supplemental lighting provided from underneath or within the inner canopy. *Scientia Horticulturae*, 222, 221–229. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.04.026>
- Kawade, K., Takanashi, H., Fujiwara, A., & Hirai, M. Y. (2023). *The roles of functional amino acids in plant growth and development*. *Plant Cell Physiology*, 64(12), 1482–1493. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcad071>
- Khan, N., Ali, S., Zandi, P., Mehmood, A., Ullah, S., Ikram, M., Ismail, M. I., Shahid, M. A., & Babar, M. A. (2020). Role of sugars, amino acids and organic acids in improving plant abiotic stress tolerance. *Pakistan Journal of Botany*, 52(2), 355–363. [https://doi.org/10.30848/PJB2020-2\(24\)](https://doi.org/10.30848/PJB2020-2(24))
- Le, V. Q., Samson, G., & Desjardins, Y. (2001). Opposite effects of exogenous sucrose on growth, photosynthesis and carbon metabolism of *in vitro* plantlets of tomato (*L. esculentum* Mill.) grown under two levels of irradiance and CO₂ concentration. *Journal of Plant Physiology*, 158, 599–605. <https://doi.org/10.1078/0176-1617-00315>
- Lee, H. J., Kim, J. S., Lee, S. G., Kim, S. K., Mun, B., & Choi, C. S. (2017). Glutamic acid foliar application enhances antioxidant enzyme activities in Kimchi cabbage leaves treated with low air temperature. *Horticultural Science and Technology*, 35(6), 700–706. <https://doi.org/10.12972/kjhst.20170074>
- Lee, H. J., Lee, J. H., Wi, S., Jang, Y., An, S., Choi, C., & Jang, S. (2021). Exogenously applied glutamic acid confers improved yield through increased photosynthesis efficiency and antioxidant defense system under chilling stress condition in *Solanum lycopersicum* L. cv. Dotaerang Dia. *Scientia Horticulturae*, 277, Article 109817. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109817>
- Moreno-Pérez, E., Sánchez-del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., & Vázquez-Rodríguez, C. (2022). Efectos de luz suplementaria aplicada en plántulas de tomate. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 45(3), 349–357. <https://doi.org/10.35196/rfm.2022.3.349>
- Morkunas, I., Borek, S., Formela, M., & Ratajczak, L. (2012). *Plant responses to sugar starvation*. In C.-F. Chang (Ed.), *Carbohydrates—Comprehensive*

Studies on Glycobiology and Glycotechnology (pp. 409–438). InTechOpen. <https://doi.org/10.5772/51569>

- Nguyen, T. K., Cho, K. M., Lee, H. Y., Sim, H. S., Kim, J. H., & Son, K. H. (2022). Growth, fruit yield, and bioactive compounds of cherry tomato in response to specific, white-based full-spectrum supplemental LED lighting. *Horticulturae*, 8(4), Article 319. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8040319>
- Noroozlo, Y. A., Souri, M. K., & Delshad, M. (2019). Stimulation effects of foliar applied glycine and glutamine amino acids on lettuce growth. *Open Agriculture*, 4(1), 164–172. <https://doi.org/10.1515/opag-2019-0016>
- Pattyn, J., Vaughan-Hirsch, J., & Van de Poel, B. (2021). The regulation of ethylene biosynthesis: A complex multilevel control circuitry. *New Phytologist*, 229(2), 770–782. <https://doi.org/10.1111/nph.16873>
- Pratelli, R., & Pilot, G. (2014). Regulation of amino acid metabolic enzymes and transporters in plants. *Journal of Experimental Botany*, 65(19), 5535–5556. <https://doi.org/10.1093/jxb/eru320>
- Ramírez-Cruz, M. Á., Bautista-Cruz, A., Báez-Pérez, A., Aquino-Bolaños, T., Morales, I., & García-Sánchez, E. (2022). La aplicación foliar de ácido glutámico mejora el rendimiento y algunos parámetros físicos y químicos de la calidad del fruto de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Interciencia*, 47(1-2), 31-38. <https://www.redalyc.org/journal/339/33970072005/html/>
- Sami, F., & Hayat, S. (2019). Effect of glucose on the morpho-physiology, photosynthetic efficiency, antioxidant system, and carbohydrate metabolism in *Brassica juncea*. *Protoplasma*, 256, 213–226. <https://doi.org/10.1007/s00709-018-1291-4>
- Sami, F., Yusuf, M., Faizan, M., Faraz, A., & Hayat, S. (2016). Role of sugars under abiotic stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 109, 54–61. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2016.09.005>
- Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2017). *Diseño agronómico y manejo de invernaderos*. Universidad Autónoma Chapingo.
- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., & Contreras-Magaña, E. (2012). Development of alternative crop systems for commercial production of vegetables in hydroponics - I: Tomato. *Acta Horticulturae*, 947, 179–187. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.947.22>
- Serna-Rodríguez, J. R., Castro-Brindis, R., Colinas-León, M. T., Sahagún-Castellanos, J., & Rodríguez-Pérez, J. E. (2011). Aplicación foliar de ácido glutámico en plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista*

- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2024). *Panorama Agroalimentario 2018-2024*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. <https://online.pubhtml5.com/rsarc/ywrn/>
- Siddiqui, H., Sami, F., & Hayat, S. (2020). Glucose: Sweet or bitter effects in plants—A review on current and future perspective. *Carbohydrate Research*, 487, Article 107884. <https://doi.org/10.1016/j.carres.2019.107884>
- Tewolde, F. T., Lu, N., Shiina, K., Maruo, T., Takagaki, M., Kozai, T., & Yamori, W. (2016). Nighttime supplemental LED inter-lighting improves growth and yield of single-truss tomatoes by enhancing photosynthesis in both winter and summer. *Frontiers in Plant Science*, 7, Article 448. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00448>
- Trovato, M., Funck, D., Forlani, G., Okumoto, S., & Amir, R. (2021). Editorial: Amino acids in plants: Regulation and functions in development and stress defense. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 772810. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.772810>
- Wang, S., Jin, N., Jin, L., Xiao, X., Hu, L., Liu, Z., Wu, Y., Xie, Y., Zhu, W., Lyu, J., & Yu, J. (2022). Response of tomato fruit quality depends on period of LED supplementary light. *Frontiers in Nutrition*, 9, Article 833723. <https://doi.org/10.3389/fnut.2022.833723>
- Wei, Y., Wang, S., & Yu, D. (2023). The role of light quality in regulating early seedling development. *Plants*, 12(14), Article 2746. <https://doi.org/10.3390/plants12142746>
- Yang, Q., Zhao, D., & Liu, Q. (2020). Connections between amino acid metabolisms in plants: Lysine as an example. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 928. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00928>
- Yang, X., Wang, S., Liu, W., Huang, S., Xie, Y., Meng, X., Li, Z., Jin, N., Jin, L., Lyu, J., & Yu, J. (2025). Different Spatial Configurations of LED Light Sources Enhance Growth in Tomato Seedlings by Influencing Photosynthesis, CO₂ Assimilation, and Endogenous Hormones. *Plants*, 14(9), Article 1369. <https://doi.org/10.3390/plants14091369>
- Zhang, G., Li, Z., Cheng, J., Cai, X., Cheng, F., Yang, Y., & Yan, Z. (2022). Morphological and Physiological Traits of Greenhouse-Grown Tomato Seedlings as Influenced by Supplemental White Plus Red versus Red Plus

Blue LEDs. *Agronomy*, 12(10), Article 2450.
<https://doi.org/10.3390/agronomy12102450>

Zhang, M., Cui, J., Ju, J., Hu, Y., Liu, X., He, R., Song, J., Huang, Y., & Liu, H. (2025). The impact of daily light integral from artificial lighting on tomato seedling cultivation in plant factory. *Agronomy*, 15(1), Article 70.
<https://doi.org/10.3390/agronomy15010070>

Zhang, Y., Zhang, Y., Yang, Q., & Li, T. (2019). Overhead supplemental far-red light stimulates tomato growth under intra-canopy lighting with LEDs. *Journal of Integrative Agriculture*, 18(1), 62–69.
[https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(18\)62130-6](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(18)62130-6)

CAPÍTULO III. APLICACIÓN DE AZÚCARES Y LUZ SUPLEMENTARIA SOBRE CALIDAD DE PLÁNTULA Y FLORACIÓN EN JITOMATE

Aplicación de azúcares y luz suplementaria sobre calidad de plántula y floración en jitomate³

Tranquilino De Jesús-Prado¹; Felipe Sánchez-del Castillo¹; Esaú del Carmen Moreno-Pérez^{1*}; Natanael Magaña-Lira¹; Joel Pineda-Pineda¹

¹Universidad Autónoma Chapingo. Carretera México-Texcoco km 38.5, Chapingo, Texcoco, Estado de México, C. P. 56230, MÉXICO. *Autor para correspondencia: esaump10@yahoo.com.mx, tel. 558 498 9167.

Resumen

Los azúcares (sacarosa y glucosa) y la luz son factores clave en el crecimiento y desarrollo vegetal, incluyendo la floración. El objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de la aplicación foliar de sacarosa y glucosa, combinada con luz suplementaria, sobre la calidad de plántulas de jitomate y la formación posterior de flores y frutos. Se cultivó el híbrido ‘Pai-pai’, tipo saladette, bajo invernadero. Se aplicaron tres concentraciones de sacarosa (0, 15 y 30 %) o de glucosa (0, 15 y 30 %), con y sin luz suplementaria, en plántulas de jitomate. La aplicación de los azúcares mediante aspersión foliar se realizó un día sí y un día no, desde los 18 hasta los 42 d después de la siembra (dds). La luz suplementaria se aplicó de forma continua durante el mismo periodo, durante 12 h diarias (7:00 am a 7:00 pm). El diseño fue bloques completos al azar, en arreglo factorial con cuatro repeticiones. Se midieron variables morfológicas, número de flores y rendimiento. Se realizó análisis de varianza y comparación de medias (Tukey, $P \leq 0.05$). La aplicación de azúcares no mejoró el desarrollo de las plántulas; la concentración de 30 % redujo significativamente las variables morfológicas. En contraste, la luz LED suplementaria indujo plántulas más compactas, con menor altura (46.69 a 34.00 cm) y área foliar (464.47 a 415.94 cm²), mayor grosor de tallo (5.85 a 6.26 mm) y sin cambios en el peso seco total, condición asociada con mejor calidad morfológica para el trasplante a los 45 dds. Las aplicaciones de azúcares o de luz suplementaria, no afectaron la formación de flores y frutos por planta.

Palabras clave: *Solanum lycopersicum* L., sacarosa, glucosa, nutrición vegetal.

³Sometido a: Revisa Chapingo Serie Horticultura
Estatus: Enviado

Introducción

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las especies hortícolas más cultivadas y consumidas en todo el mundo (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2025) y la más cultivada bajo invernadero en México (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2024), que, bajo estas condiciones, se puede producir durante todo el año (Nguyen et al., 2022).

El sistema convencional de producción de jitomate en invernadero consiste en el uso de variedades indeterminadas, en el que las plantas son establecidas a una densidad de 2 a 3 plantas·m⁻², y el tallo crece al menos 7 m de longitud para cosechar de 15 hasta 25 racimos por planta. El ciclo de cultivo dura un año, y con invernaderos de mediana tecnología se logran rendimientos de 200 a 300 t·ha⁻¹·año⁻¹ (Sánchez et al., 2012) y con invernaderos de alta tecnología acompañado de sistemas hidropónicos sofisticados, se han reportado rendimientos de más de 500 t·ha⁻¹·año⁻¹, pero con costos de producción muy elevados (Heuvelink et al., 2018; Sánchez-del Castillo & Moreno-Pérez, 2017). En la Universidad Autónoma Chapingo, se ha desarrollado un sistema de cultivo alternativo en el cual las plantas son despuntadas una o dos hojas después de que se forma la tercera inflorescencia y el trasplante se hace con plántulas de 45 a 60 d de edad, de tal forma que un ciclo de cultivo de trasplante a fin de cosecha dura entre 110 y 120 d, lo que permite obtener tres cosechas al año (Sánchez et al., 2012). Bajo este esquema, se han reportado rendimientos de 16 kg·m⁻² por ciclo de cultivo (160 t·ha⁻¹·año⁻¹), con potencial cercano a las 500 t·ha⁻¹·año⁻¹ al establecerse los tres ciclos (Sánchez et al., 2012; Moreno et al., 2022; Sánchez et al., 2021).

El rendimiento de una planta que se despunta para dejarle sólo tres racimos está definido por número de flores y frutos que se formen en las inflorescencias, así como del peso promedio de éstos. En una inflorescencia de jitomate se inician, a nivel microscópico, alrededor de 20 primordios florales o incluso más (Heuvelink & Okello, 2018). Sin embargo, con regularidad se desarrollan entre 5 y 7 flores, pues muchos primordios abortan, normalmente por la falta de azúcares para completar su desarrollo (Heuvelink et al., 2018). Esto se explica porque durante los primeros 45 d de crecimiento de una plántula, aún tiene poca área foliar, y los pocos fotoasimilados que se sintetizan, son distribuidos no sólo a los primordios en crecimiento, sino también a todas las estructuras que crecen y se desarrollan al mismo tiempo (raíz, tallo, hojas y flores), de éstos, los primordios de flor normalmente son los menos favorecidos (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

Aunque el rendimiento de $16 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-2}$ que se logra en un ciclo de cultivo con el sistema alternativo señalado es relativamente alto, se plantea que todavía es posible incrementarlo si se lograra una mayor fecundación y desarrollo de más flores y frutos en cada inflorescencia, desde luego sin una disminución equivalente del peso medio de fruto. Al respecto se sabe que el número de flores por inflorescencia tiene un componente genético, pero dicha característica puede ser modificada por cambios del ambiente durante la diferenciación floral (Heuvelink et al., 2018), el cual ocurre para la primera inflorescencia entre los 15 y 20 dds, y la diferenciación de la segunda y tercera inflorescencia ocurren entre 10 y 20 d después de la primera, respectivamente (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

Los azúcares, como la sacarosa y glucosa, son sustancias esenciales que intervienen en múltiples procesos vegetales (El-Aidy et al., 2020; Cho et al., 2018) y se ha demostrado su efecto en la germinación y en el crecimiento de raíces y brotes (Siddiqui et al., 2020; Sami & Hayat, 2019), lo que da lugar a plantas con mayor altura y peso seco (Aluko et al., 2021; El-Aidy, et al., 2020; Javanmardi & Emani, 2013). Además, se ha encontrado que la aplicación exógena de dichos azúcares mejora la biogénesis de la clorofila para una mayor fotosíntesis (Sami & Hayat, 2019; Gómez-Cabezas & España, 2024) y floración (Cho et al., 2018), lo que podría contribuir a un mayor amarre de flores en cada inflorescencia.

Por otra parte, la radiación solar incidente actúa como fuente de energía para la fotosíntesis y como señal que controla la floración, la diferenciación celular y la morfogénesis (Zhang et al., 2022). En particular, para el desarrollo de las plantas de jitomate en invernadero, manejadas en altas densidades de población, la disponibilidad de luz puede ser un factor limitante, especialmente para las hojas en el interior del dosel que son las más afectadas (Jiang et al., 2017). Al respecto, se ha encontrado que la iluminación suplementaria, tanto debajo como por arriba del dosel, aumenta la fotosíntesis de las hojas, lo que mejora el crecimiento (Nguyen et al., 2022; Appolloni et al., 2021). En este contexto, se plantea que el uso de luz LED blanca suplementaria durante el día puede contribuir al desarrollo de plántulas más compactas al reducir la elongación de los entrenudos causada por el sombreado mutuo en condiciones de alta densidad de población en el semillero, lo que a menudo resulta en plántulas de menor calidad después del trasplante (Kozai, 2016), y que la fotosíntesis adicional promovida por esta luz suplementaria puede favorecer el desarrollo de plántulas con mayor grosor del tallo y peso seco, lo que resulta en plántulas de mayor calidad al

trasplante, incluso cuando éste se realice en forma tardía (Moreno-Pérez et al., 2022; Taiz et al., 2018).

En esta investigación se plantea que la aplicación de sacarosa y glucosa, solas o en combinación con luz LED suplementaria, pueden contribuir en la formación de esqueletos carbonados, para obtener plántulas de jitomate con calidad al trasplante y una mayor cantidad de fotoasimilados disponibles que pueden coadyuvar al cuajado de un mayor número de flores en cada inflorescencia de jitomate (Heuvelink & Okello, 2018), por lo que se estableció este experimento con el objetivo de evaluar el efecto de la aplicación foliar de sacarosa y glucosa, así como de la adición de luz LED suplementaria aplicados en el periodo sensitivo de la diferenciación de las tres primeras inflorescencias de jitomate (entre los 18 y 40 dds), sobre la calidad de plántulas para ser trasplantadas hasta los 45 dds y sobre la formación de flores y frutos en plantas despuntadas inmediatamente encima de la tercera inflorescencia formada.

Materiales y métodos

La presente investigación se llevó a cabo en condiciones de invernadero e hidroponía ubicados en el campo experimental del Departamento de Fitotecnia, Chapingo, Texcoco, Estado de México, México, a 19° 29' de latitud norte, 98° 53' de longitud oeste, con una altitud de 2,250 m. El experimento se condujo durante el ciclo agrícola 2024; la siembra se efectuó el 20 de mayo de ese año y el ciclo experimental tuvo una duración de 145 dds.

En etapa de semillero, el invernadero utilizado estuvo cubierto con polietileno térmico y alta dispersión de luz; con ventanas laterales y frontales cubiertas con malla antiáfidos. Al interior del invernadero, la temperatura diurna osciló entre 20 y 30 °C y la nocturna entre 12 y 18 °C, mientras que la humedad relativa durante el día se mantuvo entre 50 a 70 %. Para lograr dichas condiciones ambientales, además de la apertura y cierre de ventanas, se contó con un sistema de calefacción que utilizaba gas LP como fuente de combustión, así como de una pared húmedo y extractores.

Como material vegetal que se utilizó fue el híbrido comercial Pai-pai, de la casa comercial Enza Zaden, el cual es una planta de hábito de crecimiento indeterminado, con frutos tipo saladette.

La siembra se realizó en charolas de poliestireno de 60 cavidades con una separación de 10 x 5 cm entre cavidades y un volumen de cepellón de 200 cm³, de las cuales se usaron 30 cavidades por charolas al sembrarse una hilera de cavidades sí y otra no. Como sustrato se utilizó una mezcla de turba con perlita en proporción 1:1 (v/v).

Durante los 10 primeros dds el riego fue con agua sola. De esta etapa hasta el trasplante, las plántulas fueron se irrigaron con una solución nutritiva al 50 % de su concentración. A partir de entonces y hasta finalizar la cosecha, se suministró la solución nutritiva completa, que contenía ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$): N = 200, P = 50, K = 200, Ca = 250, Mg = 50, S = 150, Fe = 2, Mn = 1, B = 0.5, Cu = 0.1 y Zn = 0.1 (Sánchez et al., 2012). Los fertilizantes utilizados fueron: nitrato de calcio, ácido fosfórico al 85 %, sulfato de potasio, sulfato de magnesio, sulfato ferroso, sulfato de manganeso, tetraborato de sodio, sulfato de cobre y sulfato de zinc.

Se evaluaron 18 tratamientos, que resultaron de combinar tres concentraciones de sacarosa (0, 15 y 30 % en base a volumen), tres concentraciones de glucosa (0, 15 y 30 % en base a volumen), y estas con y sin luz suplementaria. La sacarosa utilizada fue: S0389-500G de la empresa Sigma-Aldrich y para glucosa el producto Dextrosa Anhydrous ACS de la empresa Fermont PA Cert.

La aplicación de azúcares se realizó en la etapa de plántula mediante aspersión foliar, utilizando un volumen total de 6 mL por plántula con la que se cubría toda la plántula. Se efectuaron trece aplicaciones en total, un día sí y un día no, desde los 18 hasta los 42 dds. Para los tratamientos con luz suplementaria se utilizaron lámparas de tipo LED de luz blanca colocadas por debajo del dosel de plántulas que aportaban un flujo de fotones de $150\ \mu\text{mol}\ \text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a 15 cm de la fuente emisora. La aplicación se realizó durante 12 h diarias (de 7:00 am a 7:00 pm) desde los 18 hasta los 42 dds. El diseño experimental fue bloques completos al azar con cuatro repeticiones, en un arreglo factorial de tratamientos. En etapa de plántula, la unidad experimental consistió de 15 plántulas.

A los 45 dds, a las plántulas se les midieron las variables: a) altura (cm) tomada de la base del tallo hasta el meristemo apical con un flexómetro; b) diámetro de tallo (mm) entre la tercera y cuarta hoja con un vernier electrónico (CALDI-6MP, Truper®, China) ; c) área foliar por planta (cm^2), el cual se obtuvo al medir el área de cada hoja en un integrador de área foliar (LI-3100C, LI-COR®, EUA); d) peso seco total (g), usando las mismas plántulas para área foliar. El secado de las plántulas, se hizo con la ayuda de una estufa a 70 °C hasta obtener peso constante; y e) razón de área foliar ($\text{cm}^2\ \text{área foliar}\cdot\text{g}^{-1}$ de peso seco total).

Para evaluar la floración y fructificación, las plantas fueron manejadas en otro invernadero que daba condiciones ambientales similares al del semillero. El trasplante se llevó a cabo a los 45 dds, en camas de cultivo rellenas con arena de tezontle, manejando una densidad de población de $6.1\ \text{plantas}\cdot\text{m}^2$ de invernadero.

Se instaló un sistema de riego por goteo para aplicar la solución nutritiva al 100 % de concentración. El volumen de riego aplicado varió según las condiciones climáticas y etapa fenológica del cultivo, aportando un sobre riego de un 20 % adicional.

A los 15 d después del trasplante (ddt), se hizo el tutorado de las plantas. Este consistió de sujetar el tallo con un anillo de plástico y rafia amarrada a alambres a 1.5 m de altura. A partir de esta edad de la planta se podaron todos los brotes laterales conforme aparecían para dejarlas a un solo tallo. Cuando la tercera inflorescencia ya estaba formada, se procedió a eliminar la yema terminal dos hojas arriba de la tercera inflorescencia.

En esta etapa, el diseño experimental también fue bloques completos al azar en arreglo factorial con cuatro repeticiones, utilizándose ocho plantas como unidad experimental.

Las variables evaluadas fueron número de flores y frutos por planta, determinado mediante conteo directo; el peso medio de fruto (g), calculado a partir del peso individual de los frutos cosechados; y el rendimiento ($\text{g} \cdot \text{planta}^{-1}$), obtenido como la suma del peso total de frutos por planta al final del periodo de evaluación. Para el análisis estadístico, los valores se promediaron por unidad experimental.

Los datos obtenidos fueron analizados mediante análisis de varianza y comparación de medias (Tukey, $P \leq 0.05$), con ayuda del programa estadístico Statistical Analysis System versión 9.1 (SAS Institute Inc., 2002).

Resultados y discusión

En el Cuadro 1 se presenta el análisis de varianza de las variables evaluadas en etapa de plántula. Se observó efecto significativo de la aplicación de sacarosa y glucosa sobre todas las variables evaluadas, excepto para razón de área foliar. También se observó efecto significativo de la aplicación de luz suplementaria sobre todas las variables, excepto en peso seco. La interacción Sacarosa x Glucosa fue significativa para todas las variables, con excepción de la razón de área foliar, así como en la interacción Sacarosa x Luz para altura, área foliar y peso seco, y Glucosa x Luz para peso seco y razón de área foliar.

Se ha reportado que la sacarosa aplicada de forma exógena puede influir en el crecimiento y desarrollo de la planta al promover procesos asociados con la actividad meristemática (Cho et al., 2018; El-Aidy et al., 2020). Sin embargo, las medias de las variables morfológicas evaluadas en plántulas de jitomate en el presente estudio (Cuadro 2), muestran que, con la aplicación foliar de

sacarosa, se redujo la altura, grosor del tallo, área foliar y peso seco, particularmente con la concentración más alta probada (30 %), aunque El-Aidy et al. (2020) observaron un efecto máximo de aplicaciones foliares de sacarosa sobre el crecimiento vegetativo y en el contenido de clorofila y de NPK en las hojas a concentraciones del 10 %, que es menor al 15 y 30 % probados en este trabajo. Lo mismo ocurrió con la aplicación de glucosa (Cuadro 2), que disminuyó el crecimiento de las plántulas conforme se incrementó la concentración de glucosa asperjada; solamente en razón de área foliar no hubo diferencias al aplicar estos azúcares.

Cuadro 1. Cuadrados medios del análisis de varianza para variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad ‘Pai-pai’.

FV	GL	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	RAF (cm ² ·g ⁻¹)
Bloque	3	9.13	0.36	12058	0.90	14.18
Sacarosa (A)	2	76.01**	2.74**	120297**	6.42**	230.06
Glucosa (B)	2	38.93**	1.01**	82726**	3.76**	298.30
Luz (C)	1	2900.68**	3.01**	42405**	0.02	2354.58**
A*B	4	57.51**	0.53*	21420**	1.16*	190.79
A*C	2	35.93**	0.63	27580**	1.50*	76.10
B*C	2	6.01	0.87	12133	1.84*	375.21**
A*B*C	4	49.26	0.30	5574	0.13	151.41
Error	51	5.32	0.20	5041	0.41	114.12
Total	71					
CV (%)		5.72	7.38	16	16.87	9.24

FV: Fuentes de variación. GL: Grados de libertad. RAF: Razón de área foliar. CV: Coeficiente de variación. A*B: Interacción entre sacarosa y glucosa. A*C: Interacción entre sacarosa y luz suplementaria. B*C: Interacción entre glucosa y luz suplementaria. A*B*C: Interacción entre sacarosa, glucosa y luz suplementaria. **: Altamente significativo a una $P \leq 0.01$. *: Significativo a una $P \leq 0.05$.

Cuadro 2. Comparaciones de medias de variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad ‘Pai-pai’, en respuesta a la concentración de sacarosa, glucosa y condición de luz suplementaria.

Tratamientos	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	RAF (cm ² ·g ⁻¹)
Sacarosa (%)					
0	41.83 a ^z	6.20 a	500.88 a	4.26 a	117.17 a
15	40.83 a	6.29 a	457.32 a	3.91 a	117.66 a
30	38.38 b	5.66 b	362.42 b	3.24 b	112.07 a
DMSH	1.61	0.31	49.48	0.45	7.44
Glucosa (%)					
0	41.67 a	6.23 a	496.63 a	4.18 a	119.42 a
15	40.25 ab	6.09 ab	444.54 b	3.85 a	115.02 a
30	39.13 b	5.83 b	379.44 c	3.39 b	112.45 a
DMSH	1.61	0.31	49.48	0.45	7.44
Luz					
Sin luz	46.69 a	5.85 b	464.47 a	3.82 a	121.35 a
Con luz	34.00 b	6.26 a	415.94 b	3.79 a	109.91 b
DMSH	1.09	0.21	33.60	0.30	5.06

^zMedias con letras iguales en cada columna no difieren estadísticamente (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. RAF: Razón de área foliar.

La comparación de medias de los tratamientos de dosis de aplicación de glucosa y sacarosa (Cuadro 2) muestra resultados similares, donde la mayor dosis de cada azúcar ocasionó una disminución significativa en altura de planta, grosor del tallo, área foliar y peso seco total.

Se sabe que la glucosa, además de actuar como una molécula de señalización que controla el crecimiento y el desarrollo (Cho et al., 2018), está estrechamente relacionada con la acción de fitohormonas (Wang et al., 2019), por lo que es posible que la aplicación exógena de glucosa a concentraciones elevadas (15 % o más), provoque acumulación de ABA, inhibiendo las primeras etapas del crecimiento de las plántulas y entonces reduciendo el crecimiento como lo señalan Zahid et al., (2018). Por ejemplo, en Arabidopsis, la aplicación de glucosa en altas concentración impidió

el desarrollo de hojas verdaderas (Siddiqui et al., 2020), mientras que, en concentraciones bajas, la glucosa aumentó la longitud del hipocótilo y el crecimiento de raíces (Siddiqui et al., 2020; Wang et al., 2019). Este efecto inhibitorio del crecimiento por acumulación de ABA en glucosa pudo haber ocurrido también para las aplicaciones de sacarosa, ya que se ha reportado que la glucosa y la sacarosa inhiben la fotosíntesis y el desarrollo de plántulas a altas concentraciones, como 300 mM (54 % p/v) (Wang et al., 2019). Asimismo, las concentraciones más altas de sacarosa y glucosa evaluadas (30 %) pudieron provocar inhibición por producto, asociada a un proceso de represión catabólica inducido por la acumulación de azúcares exógenos, en el cual se reduce la actividad fotosintética y la expresión de genes relacionados con el metabolismo del carbono y el uso de asimilados, como ha sido documentado en plantas modelo y cultivos hortícolas (Aluko et al., 2021; Marquardt et al., 2021; Siddiqui et al., 2020; Cho et al., 2018).

La comparación de medias para la luz suplementaria (Cuadro 2) mostró diferencias estadísticas significativas en todas las variables morfológicas evaluadas en las plántulas de jitomate, excepto en el peso seco total. La altura de plántula, el área foliar y la razón de área foliar disminuyeron en 27 %, 10 % y 9 %, respectivamente al aplicar luz suplementaria, con respecto al testigo, sin luz, mientras que el grosor del tallo aumentó en 7 % (Cuadro 2).

La disminución en altura se puede explicar porque las lámparas LED usadas en este estudio, colocadas por debajo del dosel de plántulas, emiten una alta proporción de luz azul y luz roja respecto a rojo lejano estimulando a los fitocromos a activar procesos metabólicos que ocasionan efectos antiauxínicos, que favorecen la reducción de la elongación de los entrenudos, dando lugar a plántulas más compactas (Craver & López, 2016). Por la misma razón, con la iluminación por debajo del dosel, también disminuyó el área foliar formado en cada plántula (Kozai, 2016) y la poca luz extra absorbida por las hojas, seguramente contribuyó a un aumento en la fotosíntesis que se vio reflejado en un engrosamiento del tallo (Nguyen et al., 2022; Appolloni et al., 2021), lográndose así plántulas con mayor calidad al trasplante.

Estos resultados concuerdan con los de Moreno-Pérez et al. (2022) al encontrar que la luz suplementaria, aplicada durante el día y desde el interior del dosel, redujo la altura y el área foliar de las plántulas, y con Jiang et al. (2017) que también reportaron una reducción en la altura de las plántulas por efecto de la luz suplementaria aplicada desde debajo y dentro del dosel. Cabe señalar que la morfología de las hojas (área y grosor de la lámina), se correlaciona estrechamente con la interceptación de la luz y la fotosíntesis (Nguyen et al., 2022) y que las características morfológicas

y fisiológicas de las plantas pueden modificarse para aclimatarse a diferentes condiciones de luz (Zhang et al., 2022). La razón de área foliar baja en las plantas con luz suplementaria (Cuadro 2), indica un mayor grosor de las hojas (Zhang et al., 2022; Nguyen et al., 2022; Gómez-Cabezas & España, 2024), y es una característica ecofisiológica que permite maximizar la captura de luz disponible y satisfacer las demandas de fotosíntesis de las plantas cultivadas en condiciones de baja luminosidad (Jiang et al., 2017). En el presente estudio, se encontró que la iluminación suplementaria disminuyó la razón de área foliar en un 9 %, lo cual es similar a lo reportado en otros estudios (Zhang et al., 2022).

Cabe señalar que, plántulas de jitomate con menor altura y área foliar y con mayor grosor del tallo como las obtenidas en este experimento, facilitan el trasplante a edades más avanzadas, por ejemplo, en situaciones donde se busca retrasar el trasplante hasta los 60 dds, y con ello, lograr un ciclo de cultivo de trasplante a fin de cosecha en menos de 90 d, facilitando la implementación de hasta cuatro ciclos de producción al año y con ello, un eventual incremento potencial de hasta 25 % en el rendimiento anual comparado con el sistema de producción de jitomate de tres racimos y tres ciclos anuales mencionado (Sánchez-del Castillo et al., 2021; Moreno-Pérez et al., 2022).

La interacción significativa para altura de plántula, tanto entre la concentración de sacarosa como de glucosa (Figura 1) se explica porque cuando se aplicó glucosa o sacarosa sola a la concentración del 15 %, la altura se incrementó respecto al testigo (sin aplicación), pero cuando la concentración de cada azúcar se aumentó al 30 % o bien cuando dichos azúcares fueron aplicados ambos a la vez, la altura disminuyó significativamente, de tal forma que la mayor reducción en la altura de plántula se tuvo cuando ambos azúcares fueron aplicados a su mayor concentración probada (30 %), lo que sugiere que hay un efecto que favorece el crecimiento de las plántulas a la aplicación foliar a bajas concentraciones, pero cuando se utilizan concentraciones de 30 % seguramente ocurre ralentización de la fotosíntesis por exceso de azúcares aplicados en forma exógena, y sobre todo cuando ambos azúcares, glucosa y sacarosa se aplican a la vez. Lo mismo ocurrió con el grosor del tallo, área foliar y peso seco (Figura 1), solamente que, en estas variables, no hubo diferencia significativa respecto al testigo (sin aplicación).

Algunos autores mencionan que si la utilización de la sacarosa es lenta (limitación por la fuerza de demanda), los azúcares se acumulan y las tasas fotosintéticas se reducen (Gómez-Cabeza & España, 2024) debido a que, los productos finales de las reacciones fotosintéticas inhiben una o más enzimas que participan en las etapas iniciales del proceso (Aluko et al., 2021; Marquardt et

al., 2021; Siddiqui et al., 2020). En el presente experimento, al aumentar la concentración foliar de sacarosa y glucosa al 30 %, las tasas de crecimiento comenzaron a disminuir (Figura 1), lo que puede ser una posible inhibición de la fotosíntesis.

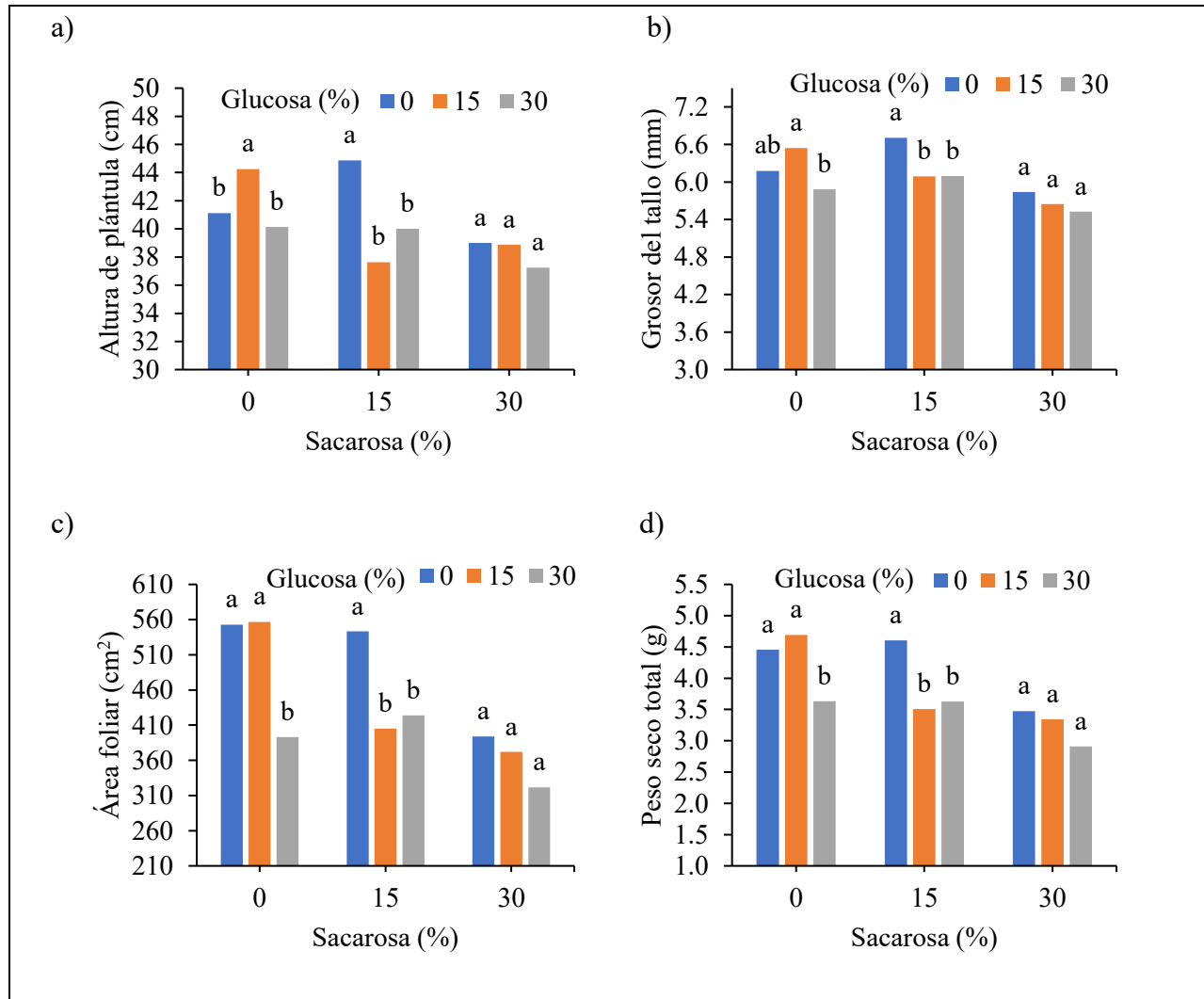


Figura 1. Comparación de medias del factor glucosa en cada nivel del factor sacarosa de variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad ‘Pai-pai’. a) altura ; b) grosor del tallo; c) área foliar; d) peso seco total.

La interacción significativa entre la luz suplementaria y sacarosa en la altura de plántula, área foliar y peso seco total (Figura 2) se explica por lo siguiente: las plántulas que no se les suministró luz suplementaria, sin aplicación de sacarosa o con aplicación foliar de sacarosa al 15 %, tuvieron igual altura, pero cuando la concentración de sacarosa se aumentó al 30 %, la altura disminuyó; en

cambio, en las plántulas que tuvieron luz LED suplementaria, bastó una aplicación de sacarosa al 15 % para que la altura disminuyera. En cuanto al área foliar, sin luz suplementaria el área disminuyó progresivamente y en forma significativa a medida que se aumentó la concentración de sacarosa aplicada, pero con luz adicional, el área fue la misma sin sacarosa que con sacarosa al 15 %. Para la variable peso seco, el comportamiento sin luz fue el mismo que para altura de plántula, es decir, que el peso seco disminuyó con la aplicación foliar de sacarosa al 30 % de concentración, pero con luz suplementaria el peso seco fue el mismo en todos los tratamientos. Este último resultado sugiere que la luz suplementaria contribuye a metabolizar en parte la sacarosa aplicada.

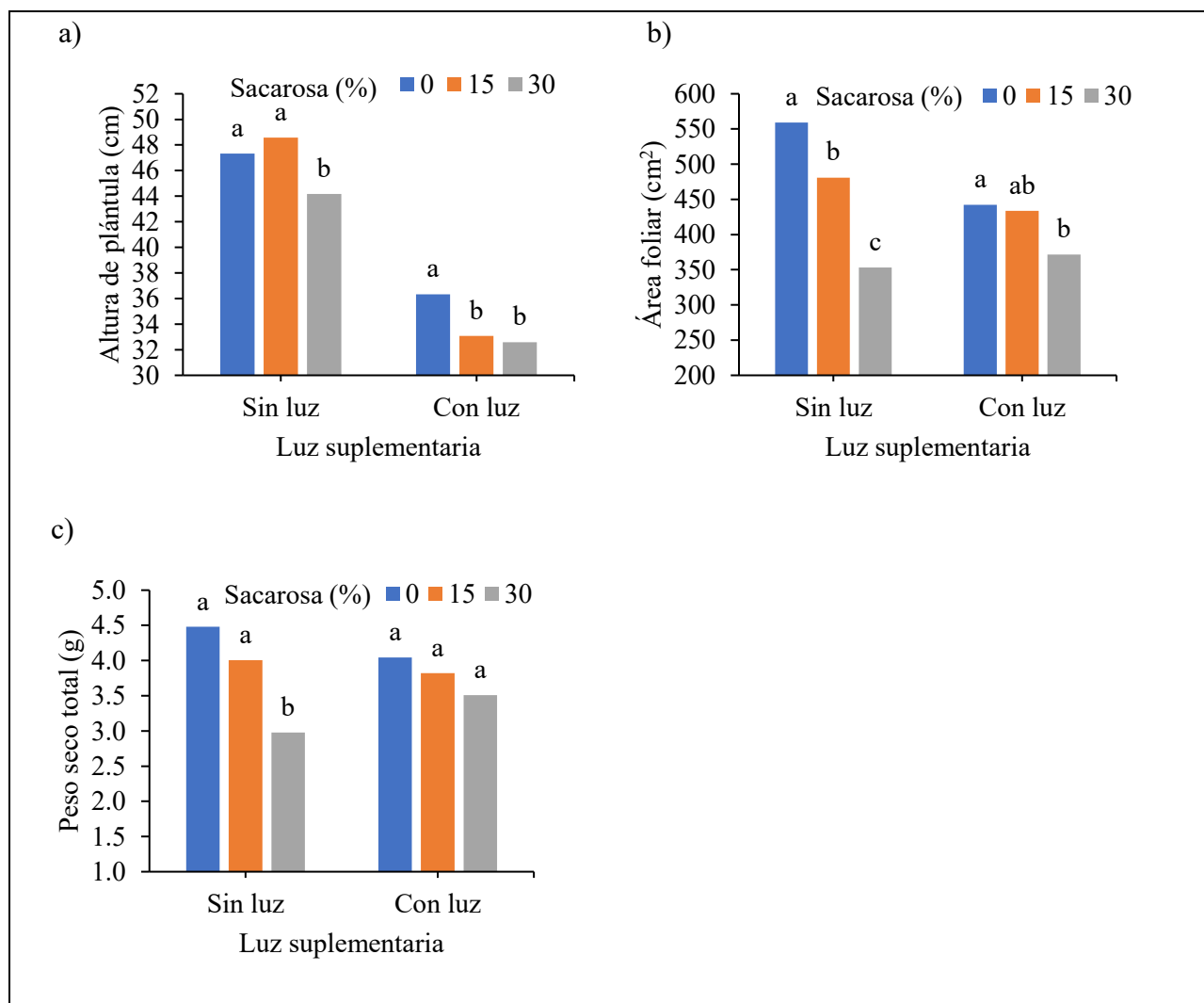


Figura 2. Comparación de medias del factor sacarosa en cada nivel del factor luz de variables medidas en plántulas de 45 d de edad, en jitomate variedad 'Pai-pai'. a) altura; b) área foliar; c) peso seco total.

La interacción significativa entre luz suplementaria y glucosa para peso seco (Figura 3) se debe a que, sin luz suplementaria, el peso seco disminuyó al aplicar glucosa al 30 %, en cambio con adición de luz, no hubo ningún efecto de aplicar dicho azúcar. En razón de área foliar, ocurrió lo contrario, es decir, sin luz suplementaria, la razón de área foliar fue la misma con y sin aplicación de glucosa, pero con luz adicional, la razón de área foliar disminuyó con cualquier concentración de glucosa aplicada.

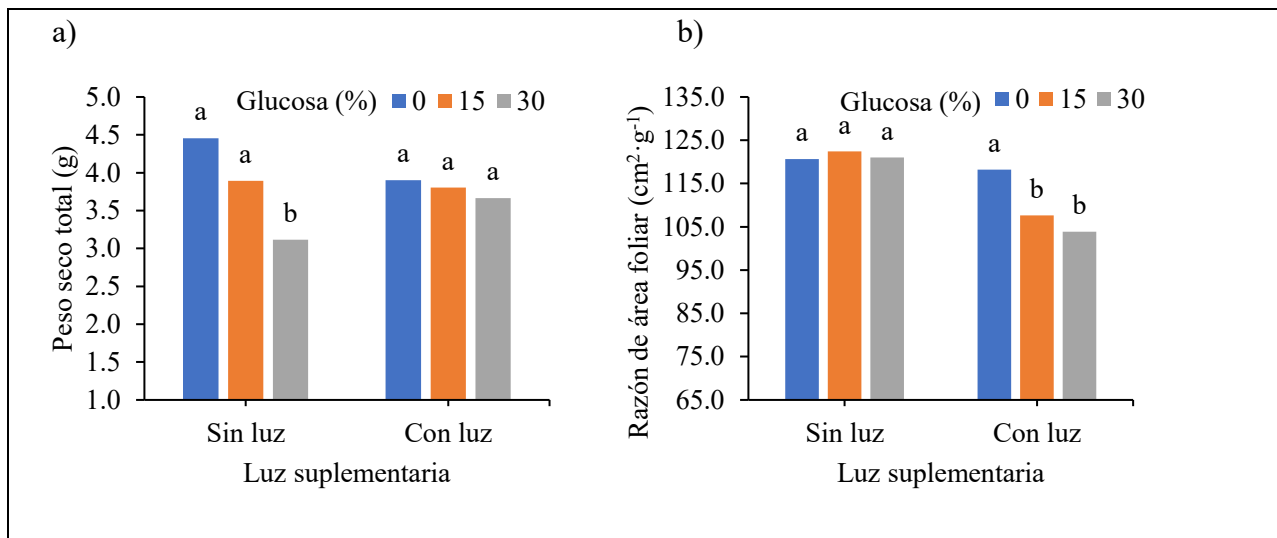


Figura 3. Comparación de medias del factor glucosa en cada nivel del factor luz de variables medidas en plántulas 45 d de edad, en jitomate variedad ‘Pai-pai. a) peso seco total; b) razón de área foliar.

Los resultados del análisis de varianza indicaron que la aplicación foliar de sacarosa y glucosa, así como la luz suplementaria, no tuvieron efectos significativos sobre las variables de rendimiento evaluadas en el cultivo de jitomate cultivado a tres racimos (Cuadro 3). Tampoco se tuvieron efectos de interacción.

Cuadro 3. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de rendimiento y sus componentes en plantas de jitomate variedad ‘Pai-pai’ podadas a tres racimos.

FV	GL	Flores por Planta	Frutos por Planta	Peso medio de fruto (g)	Rendimiento (g·planta ⁻¹)
Bloque	3	2.04	0.85	236.15	130099
Sacarosa (A)	2	3.72 ns	2.61 ns	194.73 ns	47245 ns
Glucosa (B)	2	1.06 ns	0.45 ns	67.94 ns	21847 ns
Luz (C)	1	4.50 ns	2.84 ns	105.68 ns	170066 ns
A*B	4	3.95 ns	2.59 ns	97.53 ns	44635 ns
A*C	2	0.17 ns	0.41 ns	67.11 ns	28695 ns
B*C	2	6.00 ns	0.98 ns	62.55 ns	59469 ns
A*B*C	4	0.48 ns	2.20 ns	48.08 ns	33522 ns
Error	51	3.15	1.77	73.49	48207
Total	71				
CV (%)		8.30	7.75	6.62	10

FV: Fuentes de variación. GL: Grados de libertad. CV: Coeficiente de variación. A*B: Interacción entre sacarosa y glucosa. A*C: Interacción entre sacarosa y luz suplementaria. B*C: Interacción entre glucosa y luz suplementaria. A*B*C: Interacción entre sacarosa, glucosa y luz suplementaria. ns: no significativo ($P \leq 0.05$).

Las comparaciones de medias entre concentraciones de sacarosa, glucosa y luz suplementaria (Cuadro 4), muestran resultados similares entre tratamientos.

Aunque algunos autores sugieren que la sacarosa es una señal clave en el control de la floración (Cho et al., 2018), y que las aplicaciones de sacarosa y glucosa junto con un aumento en la irradiancia diaria favorecen la floración de jitomate debido a un mayor suministro de fotoasimilados disponibles para los primordios florales en desarrollo, lo que promueve su crecimiento y diferenciación (Heuvelink & Okello, 2018; Javanmardi & Emani, 2013), la evidencia que respalda su papel en la floración aún es escasa (Cho et al., 2018; Siddiqui et al., 2020; Zahid et al., 2018), ya que el carácter número de flores por inflorescencia es muy complejo, pues además del componente genético, interactúan diversos factores ambientales (Heuvelink & Okello, 2018). Es posible que algunos resultados favorables hayan sido estudiados en plantas ya desarrolladas,

pero en su fase inicial de las primeras inflorescencias, como en el presente estudio, no hay evidencia alguna que la respalde, por lo que se buscó conocer su efecto.

En este caso, quizá además de supresión genética fotosintética por aplicación exógena de azúcares, es posible que la luz suplementaria adicional recibida durante el periodo de iniciación floral, que coincide con el desarrollo vegetativo de las plantas, pudo haber favorecido este último, pues las plántulas fueron de mayor grosor del tallo, dejando menos azúcares disponibles para el amarre de más primordios florales en las primeras tres inflorescencias como lo sugieren Moreno-Pérez et al. (2022), lo que resultó en igual número de flores y frutos por inflorescencia y por planta respecto al testigo.

Cuadro 4. Comparaciones de medias de variables de rendimiento y sus componentes en plantas de jitomate variedad ‘Pai-pai’ despuntadas al tercer racimo, en respuesta a la concentración de sacarosa.

Tratamientos	Flores por planta	Frutos por planta	Peso medio de fruto (g)	Rendimiento (g·planta ⁻¹)
Sacarosa (%)				
0	21.08 a ^z	17.51 a	126.82 a	2221 a
15	21.25 a	16.85 a	129.37 a	2178 a
30	21.83 a	17.15 a	132.51 a	2267 a
DMSH	1.24	0.93	5.97	153
Glucosa (%)				
0	21.17 a	17.33 a	128.98 a	2228 a
15	21.42 a	17.07 a	128.25 a	2189 a
30	21.58 a	17.11 a	131.46 a	2248 a
DMSH	1.24	0.93	5.97	153
Luz				
Sin luz	21.64 a	17.37 a	130.78 a	2270 a
Con luz	21.14 a	16.97 a	128.35 a	2173 a
DMSH	0.84	0.63	4.06	104

^zMedias con letras iguales en cada columna no difieren estadísticamente (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta.

Finalmente, cabe señalar que, bajo el sistema de manejo descrito, el rendimiento obtenido fue de al menos 2173 gramos·planta⁻¹, que con la densidad de 6.1 plantas·m⁻² establecida, equivale a obtener 13.25 kg·m⁻², en un ciclo de cultivo de 90 d de trasplante a fin de cosecha. Esto bajo condiciones de invernaderos con buen control climático o incluso en localidades de clima benigno potencialmente permiten hasta cuatro ciclos de cultivo al año con un rendimiento anual de 53 kg·m⁻² o 530 t·ha⁻¹, aproximadamente el doble de productividad que el sistema de producción convencionalmente aceptado y manejado con un nivel tecnológico similar.

Conclusiones

La aplicación foliar de sacarosa y glucosa al 15 y 30 % de concentración, no tuvo efectos en el desarrollo de plántulas de jitomate ni en su rendimiento posterior; mientras que la luz suplementaria dio lugar a plántulas más compactas, con menor área foliar y razón de área foliar, pero con mayor grosor del tallo, lo que le confiere más calidad al trasplante.

La aplicación de sacarosa y glucosa al 15 y 30 %, y la adición de luz suplementaria durante la diferenciación de los primeros tres racimos en jitomate, no modificaron el número de flores ni de frutos por planta.

Referencias

- Aluko, O. O., Li, C., Wang, Q., & Liu, H. (2021). Sucrose Utilization for Improved Crop Yields: A Review Article. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(9), Article 4704. <https://doi.org/10.3390/ijms22094704>
- Appolloni, E., Orsini, F., Pennisi, G., Gabarrell, X., Paucek, I., & Gianquinto, G. (2021). Supplemental LED Lighting Effectively Enhances the Yield and Quality of Greenhouse Truss Tomato Production: Results of a Meta-Analysis. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 596927. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.596927>
- Cho, L., Pasriga, R., Yoon, J., Jean, J., & An, G. (2018). Roles of Sugars in Controlling Flowering Time. *Journal of Plant Biology*, 61(3), 121–130. <https://doi.org/10.1007/s12374-018-0081-z>
- Contreras-Magaña, E., Arroyo-Pozos, H., Ayala-Arreola, J., Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2013). Caracterización morfológica de la diferenciación floral en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 19(4), 59-70.

https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1027-152X2013000400005

- Craver, J. K., & López, R. G. (2016). Control of morphology by manipulating light quality and daily light integral using LEDs. In T. Kozai, K. Fujiwara & E. Runkle (Eds.), *Led Lighting for Urban Agriculture* (pp. 203-217). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-1848-0_15
- El-Aidy, F., Abdalla, M., El-Sawy, S., Bayoumi, Y., & El-Ramady, H. (2020). Role of plant probiotics, sucrose and silicon in the production of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) seedlings under heat stress in a greenhouse. *Applied Ecology and Environmental Research*, 18(6), 7685-7701. https://doi.org/10.15666/aeer/1806_76857701
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2025, may 7). *Crops and livestock products. FAOSTAT*. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- Gómez-Cabezas, M., & España, Á. (2024). Exogenous Sucrose Enhances Growth and Physiological Performance of Tomato Seedlings Under Suboptimal Light Conditions in Passive Greenhouses. *Horticulturae*, 10(12), Article 1337. <https://doi.org/10.3390/horticulturae10121337>
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. (2018). Developmental processes. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 59-88). CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0059>
- Heuvelink, E., Li, T., & Dorais, M. (2018). Crop growth and yield. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 89-136). CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0089>
- Javanmardi, J., & Emami, S. (2013). Application of sucrose on tomato seedlings improves transplant quality, crop establishment, cold and dark hardiness. *Advances in Horticultural Science*, 27(3), 122-126. <https://www.researchgate.net/publication/258341877>
- Jiang, C., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ebihara, M., Nakaminami, A., & Maruo, T. (2017). Photosynthesis, plant growth, and fruit production of single-truss tomato improves with supplemental lighting provided from underneath or within the inner canopy. *Scientia Horticulturae*, 222, 221-229. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.04.026>
- Kozai, T. (2016). Transplant production in closed systems. In T. Kozai, G. Niu, & M. Takagaki (Eds.), *Plant factory* (pp. 237-250). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-801775-3.00019-6>

- Marquardt, A., Henry, R., & Botha, F. (2021). Effect of sugar feedback regulation on major genes and proteins of photosynthesis in sugarcane leaves. *Plant Physiology and Biochemistry*, 158, 321-333. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.11.022>
- Moreno-Pérez, E., Sánchez-Del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., & Vázquez-Rodríguez, C. (2022). Efectos de luz suplementaria aplicada en plántulas de tomate. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 45(3), 349-357. <https://doi.org/10.35196/rfm.2022.3.349>
- Nguyen, T. K., Cho, K. M., Lee, H. Y., Sim, H. S., Kim, J. H., & Son, K. H. (2022). Growth, Fruit Yield, and Bioactive Compounds of Cherry Tomato in Response to Specific, White-Based Full-Spectrum Supplemental LED Lighting. *Horticulturae*, 8(4), Article 319. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8040319>
- Sami, F., & Hayat, S. (2019). Effect of glucose on the morpho-physiology, photosynthetic efficiency, antioxidant system, and carbohydrate metabolism in *Brassica juncea*. *Protoplasma*, 256(1), 213-226. <https://doi.org/10.1007/s00709-018-1291-4>
- Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2017). *Diseño agronómico y manejo de invernaderos*. Universidad Autónoma Chapingo.
- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., & Contreras-Magaña, E. (2012). Development of alternative crop systems for commercial production of vegetables in hydroponics - I: Tomato. *Acta Horticulturae*, 947, 179-187. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.947.22>
- Sánchez-del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., Moreno-Pérez, E. C., Magdaleno-Villar, J. J., & Vázquez-Rodríguez, J. C. (2021). Efectos del volumen de contenedor y densidad de plántula sobre trasplante tardío y número de flores en jitomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 27(2), 71-84. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2020.06.015>
- SAS Institute, Inc. (2002). *User's guide* (ver. 9.1) [software]. SAS Institute, Inc. https://www.sas.com/es_mx/home.html
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2024). *Panorama Agroalimentario 2018-2024*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. <https://online.pubhtml5.com/rsarc/ywrn/>
- Siddiqui, H., Sami, F., & Hayat, S. (2020). Glucose: Sweet or bitter effects in plants-a review on current and future perspective. *Carbohydrate Research*, 487, Article 107884. <https://doi.org/10.1016/j.carres.2019.107884>

- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2018). *Fundamentals of Plant Physiology*. Oxford University Press.
- Wang, L. H., Li, G. L., Wei, S., Li, L. J., Zuo, S. Y., Liu, X., Gu, W. R., & Li, J. (2019). Effects of exogenous glucose and sucrose on photosynthesis in triticales seedlings under salt stress. *Photosynthetica*, 57(1), 286-294. <https://doi.10.32615/ps.2019.030>
- Zahid, M., Iqbal, N., Muhammad, S., Faisal, S., Mahboob, W., Hussain, M., & Khan, Z. (2018). Efficacy of exogenous applications of glucose in improving wheat crop (*Triticum aestivum* L.) performance under drought stress. *Pakistan Journal of Agricultural Research*, 31(3), 264- 273. <http://dx.doi.org/10.17582/journal.pjar/2018/31.3.264.273>
- Zhang, G., Li, Z., Cheng, J., Cai, X., Cheng, F., Yang, Y., & Yan, Z. (2022). Morphological and Physiological Traits of Greenhouse-Grown Tomato Seedlings as Influenced by Supplemental White Plus Red versus Red Plus Blue LEDs. *Agronomy*, 12(10), Article 2450. <https://doi.org/10.3390/agronomy12102450>

CAPÍTULO IV. APLICACIÓN DE AMINOÁCIDOS Y LUZ SUPLEMENTARIA SOBRE CALIDAD DE PLÁNTULA Y FLORACIÓN EN JITOMATE

Aplicación de aminoácidos y luz suplementaria sobre calidad de plántula y floración en jitomate⁴

Tranquilino De Jesús-Prado¹; Felipe Sánchez-del Castillo¹; Esaú del Carmen Moreno-Pérez^{1*}; Natanael Magaña-Lira¹; Joel Pineda-Pineda¹

¹Universidad Autónoma Chapingo. Carretera México-Texcoco km 38.5, Chapingo, Texcoco, Estado de México, C. P. 56230, MÉXICO. *Autor para correspondencia: esaump10@yahoo.com.mx, tel. 558 498 9167.

Resumen

Los aminoácidos actúan como bioestimulantes que regulan procesos fisiológicos clave para el crecimiento y desarrollo vegetal, mientras que la luz LED activa respuestas fotomorfogénicas que optimizan la arquitectura de la plántula. Se evaluó el efecto combinado de la aplicación foliar de aminoácidos y luz LED suplementaria en la calidad de plántulas de jitomate, así como en la floración de plantas despuntadas al tercer racimo. El diseño fue bloques completos al azar en arreglo factorial 2×8 con cuatro repeticiones, aplicando cinco aminoácidos (ácido aspártico, ácido glutámico, glicina, leucina y metionina a 5 g·L⁻¹) y dos mezclas de todos ellos (2.5 y 5 g·L⁻¹), con o sin luz LED blanca suplementaria (150 μmol·m⁻²·s⁻¹; 12 h·día⁻¹) de los 18 a 50 d después de la siembra (dds) en el híbrido ‘Pai-pai’. Los datos fueron analizados mediante ANOVA y prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). Las mezclas de aminoácidos incrementaron la altura, el grosor del tallo, el área foliar y la biomasa de las plántulas de jitomate, mientras que la luz suplementaria generó plántulas más compactas y robustas aptas para ser trasplantadas a los 54 dds. La interacción entre los factores evaluados mostró efectos diferenciales en las variables morfológicas: bajo luz LED suplementaria, la metionina incrementó significativamente el peso seco de las plántulas, mientras que, en ausencia de luz suplementaria, la mezcla a 2.5 g·L⁻¹ generó plántulas con mayor calidad morfológica. La aplicación de aminoácidos y luz LED suplementaria en etapa de plántula, no tuvieron efecto sobre el número de flores por planta de jitomate despuntada al tercer racimo.

Palabras clave: *Solanum lycopersicum*, bioestimulación, fotomorfogénesis, nutrición vegetal, hidroponía.

⁴Sometido a: Revisa Chapingo Serie Horticultura
Estatus: Enviado

Introducción

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las especies hortícolas más cultivadas y consumidas a nivel mundial (Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2025). En México, destaca como el cultivo principal bajo condiciones de agricultura protegida (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera [SIAP], 2024). La producción convencional en invernadero se basa en el uso de cultivares de crecimiento indeterminado que tienen ciclos de cultivo extremadamente prolongados (hasta 10 meses). Este sistema presenta desafíos relevantes como el control preciso de las condiciones climáticas y nutricionales, las dificultades técnicas inherentes al manejo de las plantas con tallos que pueden superar los 7 m de longitud, y el difícil control de la incidencia inevitable de plagas y enfermedades. Estos retos, sumados a los elevados costos de producción de la agricultura protegida, afectan negativamente tanto el rendimiento como la calidad del fruto, especialmente en las etapas finales del ciclo, lo que limita la rentabilidad económica del cultivo (Sánchez & Moreno, 2017).

En respuesta a las limitaciones del ciclo de cultivo prolongado, se ha desarrollado un sistema de producción de jitomate de ciclo corto que busca aumentar la eficiencia de uso del espacio y tiempo dentro del invernadero. Con éste, se reduce el periodo del trasplante hasta el fin de la cosecha a aproximadamente 100 a 110 d, lo que permite el logro de hasta tres ciclos de cultivo anuales (Sánchez et al., 2012). La clave radica en la siembra de plántulas más desarrolladas (45 a 50 dds) y al manejo de solo tres racimos por planta mediante el despunte apical (eliminación de la yema terminal). El menor rendimiento por planta es compensado por la alta densidad de población a la que se maneja (entre 6 y 8 plantas·m⁻²), lo cual es posible ya que cada planta forma poca área al ser despuntada dos hojas arriba de la tercera inflorescencia. Estudios previos han reportado que con este manejo se han obtenido rendimientos de 16 kg·m⁻² por ciclo con cultivares de tipo saladette. Esto implica una productividad anual potencial cercana a las 500 t·ha⁻¹, lo que supera sustancialmente los rendimientos reportados con el sistema convencional y lo posiciona como una alternativa económicamente viable (Sánchez et al., 2012; Sánchez & Moreno, 2017; Moreno-Pérez et al., 2022).

Si bien el rendimiento reportado de 16 kg·m⁻² por ciclo en el sistema de ciclo corto es elevado, es posible incrementarlo, mediante el aumento del número de flores por racimo que llegan a antesis, buscando conseguir al menos un fruto adicional por inflorescencia, idealmente sin comprometer de forma proporcional el peso promedio del fruto. La definición del número de flores por

inflorescencia en el jitomate está muy influenciada genéticamente, pero es altamente sensible a las condiciones ambientales transitorias (intensidad y calidad de luz, temperatura, CO₂, nutrición mineral, etc.) (Heuvelink et al., 2018; Mejía-Betancourt et al., 2024). Fundamentalmente, la limitación del número de flores por inflorescencia se atribuye al aborto de primordios florales, un evento determinado por la disponibilidad de fotoasimilados durante el periodo crítico de la iniciación y desarrollo de flores. El manejo de la relación fuente-demanda es, por tanto, una herramienta clave para canalizar una mayor proporción de asimilados hacia los primordios, previniendo su aborto (Heuvelink et al., 2018). Este periodo de iniciación y desarrollo floral ocurre tempranamente: para la primera inflorescencia entre los 18 y 28 dds, y se inicia sucesivamente para la segunda y tercera inflorescencia entre 10 y 20 d después de la anterior, respectivamente (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

A pesar de que cada inflorescencia inicia el crecimiento y desarrollo de más de 20 primordios de flor, solo entre 5 a 7 culmina en flores funcionales (Heuvelink & Okello, 2018; Heuvelink et al., 2018). Este aborto masivo se atribuye a una limitación en la disponibilidad de fotoasimilados, generada por la competencia con todas las estructuras en crecimiento activo (raíces, tallos, hojas y primordios florales), donde los últimos suelen tener la menor fuerza de demanda en ese periodo crítico (Contreras-Magaña et al., 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

Una estrategia potencial para incrementar los fotoasimilados disponibles para el desarrollo floral es la aplicación exógena de aminoácidos. Dado que la planta gasta fotoasimilados y energía en la respiración y en la biosíntesis de aminoácidos (como precursores de proteínas), la suplementación externa de estos compuestos podría teóricamente reducir el gasto energético interno en su síntesis (Henderson et al., 2025; Kawade et al., 2023). Este ahorro metabólico liberaría una mayor proporción de los fotoasimilados diarios para ser canalizados hacia las estructuras de alta demanda, como los primordios florales durante su diferenciación, lo que potencialmente reduciría su tasa de aborto y, por ende, incrementaría el número final de flores que llega a antesis.

De hecho, existen antecedentes que demuestran la eficacia de la suplementación con aminoácidos en jitomate. Se ha documentado que los aminoácidos exógenos favorecen la acumulación de biomasa, estimulan la formación de flores y mejoran la tasa de cuajado de frutos, lo que se traduce directamente en un incremento de la productividad (Henderson et al., 2025; Calvo et al., 2014; Alfosea-Simón et al., 2021; Alfosea-Simón et al., 2020). Estos efectos se deben, en parte, a que los

aminoácidos son precursores clave y participan en la producción de señales endógenas que regulan la iniciación y el desarrollo floral (Wang et al., 2013).

Sin embargo, la investigación sobre los efectos específicos de la aplicación de aminoácidos en la etapa de plántula, durante el periodo crítico de diferenciación floral en jitomate, es limitada. Por lo tanto, un objetivo central de este estudio fue evaluar el efecto de la aplicación foliar individual y conjunta de cinco aminoácidos (ácido aspártico, ácido glutámico, glicina, leucina y metionina) sobre la iniciación y el desarrollo de las tres primeras inflorescencias en plántulas de jitomate cultivadas bajo el sistema de ciclo corto.

Por otra parte, la disponibilidad de luz es un factor que puede limitar la acumulación de fotoasimilados durante el crecimiento de las plántulas, especialmente en altas densidades de población en el semillero, donde la luz se convierte en un factor limitante para las hojas inferiores del dosel (Jiang et al., 2017). Se ha demostrado que la iluminación suplementaria mejora la tasa fotosintética y el crecimiento general de la planta (Appolloni et al., 2021; Zhang et al., 2025). En línea con el intento de incrementar la disponibilidad de fotoasimilados durante la etapa crítica de diferenciación floral en los tres primeros racimos (18-50 dds), se plantea la aplicación de luz LED blanca suplementaria intradosel durante el día. Esta técnica busca estimular la fotosíntesis y la producción de azúcares en las hojas más sombreadas, además de promover la formación de plántulas más compactas y de mayor calidad al momento del trasplante mediante la modulación de la cantidad y calidad de luz en el microambiente del dosel (Zhang et al., 2025; Moreno-Pérez et al., 2022). Con base en lo anterior, un segundo objetivo fue determinar el efecto de la aplicación de luz LED suplementaria en la etapa de plántula sobre aspectos morfológicos que afectan la calidad de plántula y sobre la formación de flores en plantas de jitomate despuntadas por encima de la tercera inflorescencia.

Materiales y métodos

El presente estudio se llevó a cabo en condiciones de invernadero, durante el ciclo primavera-verano de 2024, en la Universidad Autónoma Chapingo, ubicada en Texcoco, Estado de México, México (19°29' N, 98°53' O, 2250 m de altitud).

La fase de germinación y crecimiento inicial de las plántulas (fase de semillero) tuvo lugar en un invernadero tipo capilla de 300 m² con estructura metálica y cubierta de polietileno térmico que permitía un 80 % de transmitancia de luz. Para el control ambiental, dicho invernadero estaba

construido con ventanas laterales y frontales protegidas con malla antiáfidos que contaban con cortinas de polietileno para graduar la apertura y cierre de las mismas. Se tenía un sistema de enfriamiento evaporativo (muro húmedo de fibra de celulosa y extractores de aire) y otro de calefacción directa con quemadores automáticos a base de gas LP. Las condiciones ambientales del interior se mantuvieron dentro de intervalos favorables para jitomate: temperatura diurna entre 20 y 30 °C, temperatura nocturna entre 15 y 20 °C, y humedad relativa diurna del 60 al 70 % (Sánchez & Moreno, 2017).

La fase reproductiva se desarrolló en un segundo invernadero de 1000 m², con características estructurales y de control ambiental similares a las del semillero, donde las plantas permanecieron hasta la cosecha.

El material vegetal utilizado fue el híbrido comercial de jitomate 'Pai-pai', de la casa comercial Enza Zaden de hábito de crecimiento indeterminado y frutos tipo saladette. Para que las plántulas pudieran permanecer en semillero hasta los 54 dds, la siembra se hizo en charolas de poliestireno de 60 cavidades de un volumen individual de cepellón de 200 cm³, usando un patrón de siembra alternado (una hilera sí y una no), lo que resultó en 30 cavidades utilizadas por charola (150 plántulas·m⁻² útil). El sustrato empleado fue turba vegetal en mezcla con perlita en una proporción 1:1 (v/v). Una vez colocadas las semillas fueron cubiertas con vermiculita con 0.5 cm de espesor y se irrigaron profusamente con agua simple.

Durante los primeros ocho d dds, se regó solamente con agua; posteriormente, el riego se realizó con solución nutritiva al 50 % de concentración hasta los 54 dds. A partir del trasplante, se aplicó la solución nutritiva a su concentración completa (100 %), la cual contenía los siguientes elementos y concentraciones (mg·L⁻¹): N = 200, P = 50, K = 250, Ca = 230, S = 150, Mg = 50, Fe = 2, Mn = 1, B = 0.5, Cu = 0.1 y Zn = 0.1, según lo propuesto por Sánchez et al. (2012) para el cultivo de jitomate.

El trasplante se llevó a cabo a los 54 dds en camas de cultivo de 0.90 m de ancho x 20 m de largo y 25 cm de profundidad, que estaban rellenas con tezontle rojo de partículas con un diámetro promedio de 1 a 3 mm. La densidad de población establecida fue de 8 plantas·m⁻² de superficie de invernadero. Cada planta fue tutorada mediante hilo de rafia y anillos plásticos. Los brotes laterales fueron eliminados conforme aparecían, manteniendo un solo tallo por planta. A los 70 dds, una vez formada la tercera inflorescencia, se eliminó la yema terminal, dejando dos hojas por encima del tercer racimo.

El sistema de riego utilizado fue por goteo, programado para proporcionar nueve riegos diarios entre las 9:00 y las 17:00 h, con un gasto diario total de 0.9 a 1.0 L de solución nutritiva por planta. El diseño experimental fue bloques completos al azar con cuatro repeticiones, en un arreglo factorial de tratamientos. En total, se probaron 16 tratamientos, que surgieron de combinar la aplicación foliar de aminoácidos con la presencia o ausencia de luz suplementaria. Los tratamientos con aminoácidos incluyeron la aplicación individual de cinco aminoácidos específicos (ácido glutámico, ácido aspártico, leucina, glicina y metionina) a una concentración de $5 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$. Además, se probó una mezcla de todos los aminoácidos en dos concentraciones: $2.5 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ y $5 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$. Para el factor luz suplementaria se consideraron dos condiciones: con y sin luz. Como testigos, se incluyeron dos tratamientos sin aminoácidos, uno para cada condición de luz suplementaria.

Todos los aminoácidos utilizados eran de grado analítico (pureza $> 98 \%$) de la marca Sigma-Aldrich. En cada tratamiento, los aminoácidos se disolvieron en una solución de agua con $1 \text{ mL} \cdot \text{L}^{-1}$ de un coadyuvante surfactante no iónico (INEX-A®, Cosmocel, México), y se realizaron 17 aspersiones foliares en la etapa de plántulas con el apoyo de un atomizador. Las aplicaciones se llevaron a cabo cada dos d (un d sí y uno no), iniciando a los 18 dds y con una última aplicación a los 50 dds. En cada ocasión, se aplicó un volumen hasta alcanzar el punto de goteo (6 mL por plántula). Para los tratamientos con luz suplementaria, se instalaron lámparas LED de luz blanca debajo del dosel de las plántulas con un flujo fotónico fotosintético de $150 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ a una distancia de 15 cm desde la fuente emisora. La exposición a la luz suplementaria fue continua durante $12 \text{ h} \cdot \text{día}^{-1}$ (de 7:00 a.m. a 7:00 p.m.), desde los 18 hasta los 50 dds.

Durante la etapa de plántula, se seleccionaron aleatoriamente 15 plántulas por unidad experimental para la toma de datos y evaluaciones. En la etapa reproductiva, la unidad experimental fue de ocho plantas.

A los 50 dds, se hicieron mediciones de altura de plántula (cm), utilizando un flexómetro; diámetro del tallo (mm), medido entre la segunda y tercera hoja con un vernier electrónico (Modelo CALDI-6MP, Truper®, China); área foliar (cm^2), determinada con un integrador de área foliar (Modelo LI-3000A, LI-COR®, EUA); y peso seco total por plántula (g), obtenido tras el secado de las plantas en una estufa a 70°C por 72 h y posterior pesaje en una balanza analítica (Modelo AS 220.R2 Plus, Radwag®, Polonia). En etapa reproductiva (90 dds), se cuantificó el número de flores por planta.

Los datos obtenidos fueron sometidos a análisis de varianza (ANOVA) y prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), con el programa Statistical Analysis System (SAS) versión 9.1 (SAS Institute, 2002).

Resultados y discusión

El análisis de varianza (Cuadro 1) mostró efecto altamente significativo ($P \leq 0.01$) del factor aminoácidos sobre todas las variables evaluadas en etapa de plántula y en número de flores por planta. En cuanto al factor luz suplementaria, también hubo efecto altamente significativo sobre la altura y el grosor del tallo y efecto significativo ($P \leq 0.05$) sobre el área foliar. Además, se encontró interacción altamente significativa entre los factores aminoácidos y luz para la altura de tallo y el peso seco total, y significativa para el grosor del tallo.

Cuadro 1. Cuadrados medios del análisis de varianza para variables evaluadas en plántulas (50 dds) y flores por planta de jitomate variedad ‘Pai-pai’.

FV	GL	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	Flores· planta ⁻¹
Bloque	3	7	0.08	13644	0.73	1.1
Aminoácidos (A)	7	40 **	0.32 **	35649 **	3.39 **	4.5 **
Luz (L)	1	436 **	0.86 **	46174 *	1.02	4.5
A*L	7	12 **	0.20 *	10420	1.01 **	2.1
Error	45	3	0.07	7884	0.32	1.2
Total	63					
CV (%)		5	4.72	13	8.12	6.8
Media		33	5.55	631	6.97	16.1

FV: Fuentes de variación. GL: Grados de libertad. CV: Coeficiente de variación. *: Significativo ($P \leq 0.05$). **: Altamente significativo ($P \leq 0.01$).

Los resultados (Cuadro 2) indican que las plántulas bajo los tratamientos de aplicación de mezclas de aminoácidos en ambas concentraciones (2.5 g·L⁻¹ y 5 g·L⁻¹) sobresalieron significativamente en altura respecto a las aplicaciones en forma individual y respecto al testigo. Estos resultados sugieren un efecto sinérgico entre aminoácidos, especialmente a concentraciones moderadas, lo

que favorece la división y elongación celular (Colla et al., 2017; Sestili et al., 2018). Con la aplicación de ácido glutámico, las plántulas tuvieron menor altura, incluso respecto al testigo, posiblemente debido a la regulación negativa del transporte de nitrato como lo señalan Sestili et al. (2018). El ácido aspártico, la leucina y la metionina no difirieron significativamente del testigo, lo cual coincide con Calvo et al. (2014), quienes señalan que los efectos de los aminoácidos individuales son variables y de menor magnitud que los de mezclas multicomponente.

El grosor del tallo, un indicador de calidad de plántula (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022), también respondió favorablemente a la aplicación de mezclas de aminoácidos, que difirieron en forma significativa respecto al testigo, lo que confirma la acción positiva de los aminoácidos en la formación de tejidos de sostén (Sestili et al., 2018; Calero-Hurtado et al., 2025). Al respecto, se sabe que los aminoácidos pueden estimular la síntesis de lignina y proteínas estructurales, lo que fortalece el tallo y aumenta su resistencia mecánica (Calvo et al., 2014; Henderson et al., 2025).

En cuanto al área foliar, la aplicación de metionina y de la mezcla de aminoácidos a $2.5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ generó los valores más altos, superando significativamente al testigo. El efecto de la metionina puede atribuirse a su rol como precursor de S-adenosilmetionina, molécula involucrada en la síntesis de etileno y en la regulación de la expansión celular (Dubois et al., 2018; Pattyn et al., 2021).

Con la aplicación de mezclas de aminoácidos, el peso seco también se incrementó como resultado de una mayor altura de plántula, mayor grosor del tallo y mayor área foliar. Este incremento puede asociarse con la activación de rutas de síntesis proteica y con efectos hormonales indirectos que mejoran la asimilación de nutrientes y la eficiencia fisiológica (Alfosea-Simón et al., 2021). Está documentado que los aminoácidos actúan como bioestimulantes al incrementar la acumulación de materia seca en jitomate (Alfosea-Simón et al., 2021; Calero-Hurtado et al., 2025).

Por otra parte, se encontró que la aplicación foliar de aminoácidos durante el periodo de diferenciación floral no modificó de forma significativa el número de flores por planta en jitomate despuntado al tercer racimo (Cuadro 2). Aunque las plantas bajo los tratamientos con ácido glutámico y ácido aspártico registraron valores superiores a los obtenidos con metionina o con la mezcla de aminoácidos a $5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, dichas diferencias no fueron estadísticamente distintas del testigo sin aplicación.

La mayor cantidad de flores observada con la aplicación de ácido glutámico y ácido aspártico, en comparación con los tratamientos que incluían metionina (solo o en mezcla con otros aminoácidos),

puede deberse a que estos compuestos participan como precursores en rutas biosintéticas clave del metabolismo del carbono y del nitrógeno, que favorecen la diferenciación y el desarrollo floral (Alfosea-Simón et al., 2021). En contraste, la respuesta negativa de la metionina puede atribuirse a su función como precursor directo en la ruta de biosíntesis del etileno (S-adenosilmetionina → ACC → etileno), lo que podría haber incrementado la síntesis de etileno y promovido la abscisión floral desde etapas tempranas del desarrollo (Pattyn et al., 2021; Wang et al., 2013). Asimismo, la menor cantidad de flores observada con la mezcla a 5 g·L⁻¹ podría estar relacionada tanto con la presencia de metionina como al exceso de aminoácidos, la cual puede inducir estrés osmótico o desbalances metabólicos que afecten más los procesos reproductivos que el crecimiento vegetativo, tal como se ha reportado en estudios recientes (Calero-Hurtado et al., 2025; Henderson et al., 2025).

Cuadro 2. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas (50 dds) y flores por planta de jitomate variedad ‘Pai-pai’, en respuesta a la aplicación de aminoácidos.

Aminoácidos (5 g·L⁻¹)	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm²)	Peso seco total (g)	Flores· planta⁻¹
Ácido glutámico	29.4 d ^z	5.6 abc	641 abc	6.45 dc	16.9 a
Ácido aspártico	32.8 c	5.4 bc	660 abc	6.41 dc	16.9 a
Leucina	32.9 c	5.4 bc	641 abc	6.65 dc	16.5 ab
Glicina	33.9 bc	5.5 abc	692 abc	6.98 bcd	16.4 ab
Metionina	32.9 c	5.6 abc	754 a	7.75 ab	14.9 b
Mezcla de aminoácidos	35.9 ab	5.7 ab	603 bc	7.19 abc	15.1 b
Mezcla de aminoácidos*	36.7 a	5.9 a	742 ab	8.03 a	15.9 ab
Testigo	32.6 c	5.2 c	557 c	6.26 d	16.1 ab
DMSH	2.6	0.4	141	0.90	1.7

^zMedias con letras iguales en cada columna no difieren estadísticamente (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. *Mezcla evaluada a concentración de 2.5 g·L⁻¹.

En cuanto al efecto de la luz suplementaria aplicada desde el interior del dosel, las comparaciones de medias (Cuadro 3) muestran que sin luz suplementaria se generó significativamente mayor altura y área foliar por plántula, pero un menor grosor del tallo. La mayor altura y área foliar, es una respuesta común de las plántulas cuando entran en competencia por luz debido a la alta

densidad de población a la que se manejan en los semilleros o bien por un sombreado excesivo en el invernadero (Wei et al., 2023). En contraste, con la presencia de luz LED suplementaria, se generaron plántulas más compactas y robustas, cualidades que son apreciadas para el trasplante.

Cuadro 3. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas (50 dds) y flores por planta de jitomate variedad ‘Pai-pai’, en respuesta a la aplicación de luz LED suplementaria.

Condición de Luz	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	Flores · planta ⁻¹
Sin luz suplementaria	36.0 a ^z	5.43 b	688 a	6.84 a	16.34 a
Con luz suplementaria	31.0 b	5.66 a	634 b	7.09 a	15.81 a
DMSH	0.8	0.13	45	0.28	0.55

^zMedias con letras iguales en cada columna no difieren estadísticamente (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta.

Estos resultados son consistentes con lo señalado por autores como Wei et al. (2023) y Zhang et al. (2025), quienes indican que la radiación (calidad espectral e intensidad) es percibida por fotorreceptores (fitocromos y criptocromos), que a su vez regulan la expresión génica y los procesos fisiológicos que controlan la elongación celular. La luz suplementaria, especialmente aquella que incrementa las intensidades y proporciones de luz azul y roja en el interior del dosel, promueve un crecimiento más compacto y denso (Wei et al., 2023; Zhang et al., 2025). Un tallo más grueso y una arquitectura compacta le confieren a la plántula calidad al trasplante (Mejía-Betancourt et al., 2024), pues una plántula robusta no solo es más fácil de manejar y trasplantar, sino que también tiene una mayor resistencia al estrés mecánico e hídrico, y un establecimiento más rápido en el campo o invernadero (Sánchez et al., 2012; Moreno-Pérez et al., 2022).

Por otra parte, el análisis de comparaciones de medias indicó que la luz LED suplementaria no produjo efectos significativos en el número de flores por planta de jitomate despuntada a tres racimos (Cuadro 3). Es posible que la radiación solar incidente durante el desarrollo de las plántulas haya sido suficiente para la fotosíntesis, por lo que la adición de luz a una intensidad de 150 $\mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ aplicada durante el día en las hojas inferiores no tuvo ningún efecto. Estos resultados también son consistentes con lo reportado por Appolloni et al. (2021), quienes documentan que la

luz LED suplementaria mejora características estructurales como diámetro del tallo, índice de clorofila y densidad foliar sin traducirse necesariamente en incrementos directos del rendimiento. La interacción entre aminoácidos y luz LED suplementaria en la altura de plántula (Figura 1a) se explica porque, con la aplicación de luz, la altura disminuyó de forma significativa en las mezclas de aminoácidos a 5 y 2.5 g·L⁻¹, en los aminoácidos individuales y en el testigo, mientras que con ácido glutámico no hubo diferencia entre condiciones. Este patrón evidencia una fotomorfogénesis de compactación bajo iluminación, coherente con el doble papel de la luz como fuente de energía y señal que modula la arquitectura de plántulas de jitomate a través de fotorreceptores y de la densidad de flujo fotónico fotosintético (Wei et al., 2023; Appolloni et al., 2021). La estabilidad con ácido glutámico podría relacionarse con la función integradora del ácido glutámico (glutamato) en el acoplamiento carbono-nitrógeno, lo que podría amortiguar ajustes morfológicos cuando cambia el ambiente lumínico (Pratelli & Pilot, 2014; Hildebrandt et al., 2015).

En el diámetro del tallo (Figura 1b) se observó una tendencia parcialmente opuesta a la altura. Con luz LED aumentó significativamente el grosor en leucina, glicina y en el testigo, mientras que, en ácido glutámico, ácido aspártico, metionina y en ambas mezclas no se detectaron diferencias entre condiciones. El incremento del grosor en el testigo sugiere plántulas más robustas, consistente con la redistribución de fotoasimilados en un dosel con iluminación uniforme y con la luz como señal morfogénica (Jiang et al., 2017; Appolloni et al., 2021). La respuesta con leucina puede vincularse a su catabolismo, que aporta esqueletos carbonados y energía para tejido de sostén cuando el estímulo lumínico estabiliza el balance fuente-sumidero (Hildebrandt et al., 2015; Pratelli & Pilot, 2014). En glicina, su papel en fotorrespiración y en la biosíntesis de glutatión favorece el reciclaje carbono-nitrógeno y la homeostasis redox, procesos que bajo una oferta luminosa suficiente respaldan la deposición de pared y el mayor grosor del tallo (Hildebrandt et al., 2015; Sestili et al., 2018; Appolloni et al., 2021).

En el peso seco total (Figura 1c) la interacción fue específica por tratamiento. La luz LED incrementó significativamente la biomasa con metionina y con la mezcla a 5 g·L⁻¹, mientras que en los demás tratamientos no modificó el peso seco. El aumento con metionina podría atribuirse a que la suplementación lumínica incrementa la capacidad fotosintética, lo que potencia el papel de la metionina como precursora de S-adenosilmetionina, etileno y poliaminas, compuestos asociados a la división celular y al crecimiento (Song et al., 2024; Alfosea-Simón et al., 2020).

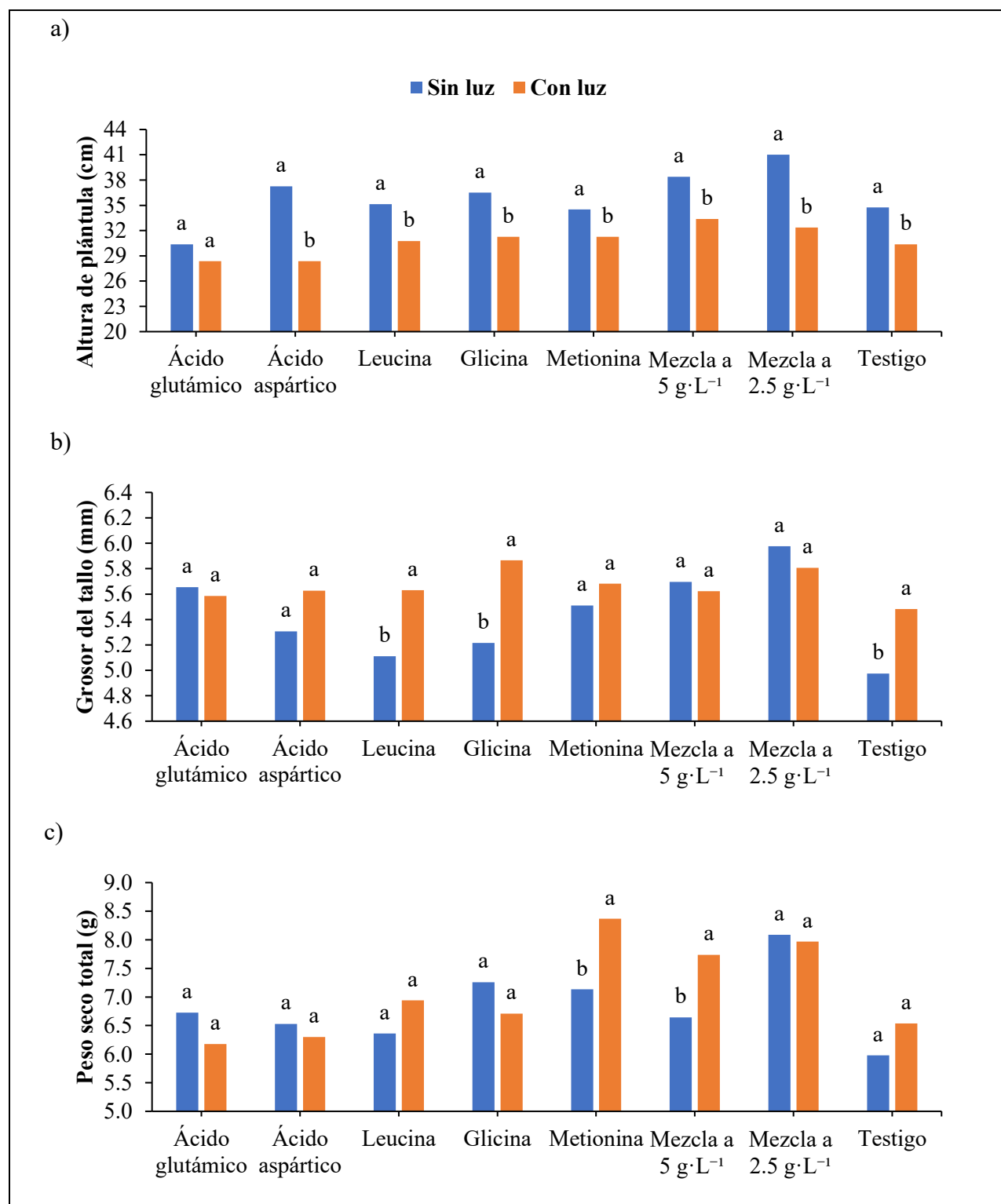


Figura 1. Comparación de medias del efecto de condición de luz LED suplementaria en cada aminoácido sobre variables morfológicas de plántulas de jitomate variedad ‘Pai-pai’ a los 50 dds. a) Altura de plántula; b) Grosor del tallo; c) Peso seco total. Medias con la misma letra dentro de cada grupo no difieren estadísticamente (Tukey, $P \leq 0.05$).

La respuesta positiva de la mezcla a $5 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ sugiere sinergias entre la asimilación de nitrógeno y los procesos fotoquímicos bajo LED, en concordancia con la bioestimulación por aminoácidos asociada con más clorofila, mejor desempeño fotosintético y mayor biomasa en hortalizas (Calvo et al., 2014; Colla et al., 2017). Esta coherencia fisiológica se apoya en la integración metabólica de glutamato y aspartato, ejes del acoplamiento carbono-nitrógeno, lo que puede favorecer la asignación de recursos al crecimiento cuando la disponibilidad de luz es alta (Pratelli & Pilot, 2014; Hildebrandt et al., 2015). Dentro de la mezcla concentrada, la contribución de metionina vía S-adenosilmetionina podría reforzar la síntesis de poliaminas y la señalización de etileno, promoviendo proliferación y expansión celular cuando la luz incrementa el suministro de carbono (Song et al., 2024; Pattyn et al., 2021; Alfosea-Simón et al., 2020).

En síntesis, podemos señalar que, la aplicación de aminoácidos en forma exógena, sobre todo en mezclas a concentraciones de 2.5 g L^{-1} y 5.0 g L^{-1} , mejora la morfología y la biomasa de las plántulas de jitomate, pero la magnitud de respuesta depende de la concentración y del ambiente lumínico. Bajo condiciones de luz natural, las mezclas en dosis de 2.5 g L^{-1} resultan más efectivas para incrementar altura, grosor y biomasa, mientras que en presencia de luz LED suplementaria, la metionina se convierte en el aminoácido más efectivo para incrementar el peso seco, lo que evidencia que los aminoácidos no sólo actúan como fuente de carbono y nitrógeno, sino también como moléculas señal que interactúan con la luz para regular procesos fisiológicos clave como la fotosíntesis, la división celular y la acumulación de biomasa (Henderson et al., 2025; Alfosea-Simón et al., 2020; Song et al., 2024).

Cabe señalar que no se encontró información en la literatura respecto al comportamiento diferencial de los aminoácidos en interacción con la aplicación de luz LED suplementaria, lo que sugiere particularidades fisiológicas específicas para cada aminoácido aplicado de forma exógena o para la mezcla de estos, por lo que se destaca como un nuevo campo de investigación encaminado a determinar las posibles causas.

Conclusiones

La aplicación foliar de aminoácidos y la luz LED suplementaria en etapa de plántula de jitomate mejoraron la calidad morfológica de las plántulas para el trasplante: con las mezclas de aminoácidos, en particular a $2.5 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$, se aumentó la altura, el grosor del tallo, el área foliar y la

biomasa, y con la luz LED suplementaria se promovió plántulas más compactas y con tallos de mayor diámetro, características agronómicamente deseables para el trasplante a los 54 dds. La aplicación de aminoácidos y luz LED suplementaria en etapa de plántula no tuvieron efecto sobre el número de flores por planta de jitomate despuntada al tercer racimo.

Referencias

- Alfosea-Simón, M., Simón-Grao, S., Zavala-Gonzalez, E. A., Cámara-Zapata, J. M., Simón, I., Martínez-Nicolás, J. J., Lidón, V., & García-Sánchez, F. (2021). Physiological, nutritional and metabolomic responses of tomato plants after the foliar application of amino acids aspartic acid, glutamic acid and alanine. *Frontiers in Plant Science*, *11*, Article 581234. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.581234>
- Alfosea-Simón, M., Simón-Grao, S., Zavala-Gonzalez, E. A., Cámara-Zapata, J. M., Simón, I., Martínez-Nicolás, J. J., Lidón, V., Rodríguez-Ortega, W. M., & García-Sánchez, F. (2020). Application of biostimulants containing amino acids to tomatoes could favor sustainable cultivation: Implications for tyrosine, lysine, and methionine. *Sustainability*, *12*(22), Article 9729. <https://doi.org/10.3390/su12229729>
- Appolloni, E., Orsini, F., Pennisi, G., Gabarrell Durany, X., Paucek, I., & Gianquinto, G. (2021). Supplemental LED lighting effectively enhances the yield and quality of greenhouse truss tomato production: Results of a meta-analysis. *Frontiers in Plant Science*, *12*, Article 596927. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.596927>
- Calero-Hurtado, A., Meléndrez Rodríguez, J. F., Peña Calzada, K., Pérez Díaz, Y., & Jiménez Medina, A. (2025). Foliar application of a mixture of amino acid-based growth promoters enhances tomato seedling production. *Horticulturae*, *11*(6), Article 582. <https://doi.org/10.3390/horticulturae11060582>
- Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, *383*, 3–41. <https://doi.org/10.1007/s11104-014-2131-8>
- Colla, G., Roupael, Y., Canaguier, R., Svecova, E., & Cardarelli, M. (2017). Foliar applications of protein hydrolysate, plant and seaweed extracts increase yield but differentially modulate fruit quality of greenhouse tomato. *HortScience*, *52*(9), 1214–1220. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI12200-17>

- Contreras-Magaña, E., Arroyo-Pozos, H., Ayala-Arreola, J., Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2013). Caracterización morfológica de la diferenciación floral en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 19(4), 59-70. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1027-152X2013000400005
- Dubois, M., Van den Broeck, L., & Inzé, D. (2018). The pivotal role of ethylene in plant growth. *Trends in Plant Science*, 23(4), 311–323. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2018.01.003>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2025, May 7). *Crops and livestock products. FAOSTAT*. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- Henderson, B. C. R., Sanderson, J. M., & Fowles, A. (2025). A review of the foliar application of individual amino acids as biostimulants in plants. *Discover Agriculture*, 3(1), Article 69. <https://doi.org/10.1007/s44279-025-00222-7>
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. (2018). Developmental processes. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 59-88). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0059>
- Heuvelink, E., Li, T., & Dorais, M. (2018). Crop growth and yield. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes* (pp. 89-136). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781780641935.0089>
- Hildebrandt, T. M., Nunes Nesi, A., Araújo, W. L., & Braun, H.-P. (2015). Amino acid catabolism in plants. *Molecular Plant*, 8(11), 1563–1579. <https://doi.org/10.1016/j.molp.2015.09.005>
- Jiang, C., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ebihara, M., Nakaminami, A., & Maruo, T. (2017). Photosynthesis, plant growth, and fruit production of single-truss tomato improves with supplemental lighting provided from underneath or within the inner canopy. *Scientia Horticulturae*, 222, 221-229. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.04.026>
- Kawade, K., Takanashi, H., Fujiwara, A., & Hirai, M. Y. (2023). *The roles of functional amino acids in plant growth and development*. *Plant Cell Physiology*, 64(12), 1482–1493. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcad071>
- Mejía-Betancourt, F. A., Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. del C., & Colinas-León, M. T. B. (2024). Enriquecimiento carbónico en plántulas de tomate para incrementar el número de flores y frutos por planta. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 47(3), 285-292. <https://doi.org/10.35196/rfm.2024.3.285>

- Moreno-Pérez, E., Sánchez-del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., & Vázquez-Rodríguez, C. (2022). Efectos de luz suplementaria aplicada en plántulas de tomate. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 45(3), 349-357. <https://doi.org/10.35196/rfm.2022.3.349>
- Pattyn, J., Vaughan-Hirsch, J., & Van de Poel, B. (2021). The regulation of ethylene biosynthesis: a complex multilevel control circuitry. *New Phytologist*, 229(2), 770–782. <https://doi.org/10.1111/nph.16873>
- Pratelli, R., & Pilot, G. (2014). Regulation of amino acid metabolic enzymes and transporters in plants. *Journal of Experimental Botany*, 65(19), 5535–5556. <https://doi.org/10.1093/jxb/eru320>
- Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. (2017). *Diseño agronómico y manejo de invernaderos*. Universidad Autónoma Chapingo.
- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., & Contreras-Magaña, E. (2012). Development of alternative crop systems for commercial production of vegetables in hydroponics - I: Tomato. *Acta Horticulturae*, 947, 179-187. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.947.22>
- SAS Institute, Inc. (2002). *User's guide* (ver. 9.1) [software]. SAS Institute, Inc. https://www.sas.com/es_mx/home.html
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2024). *Panorama Agroalimentario 2018-2024*. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. <https://online.pubhtml5.com/rsarc/ywrn/>
- Sestili, F., Roupahel, Y., Cardarelli, M., Pucci, A., Bonini, P., Canaguier, R., & Colla, G. (2018). Protein hydrolysate stimulates growth in tomato coupled with N-dependent gene expression involved in N assimilation. *Frontiers in Plant Science*, 9, Article 1233. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01233>
- Song, J., Zhang, R., Yang, F., Wang, J., Cai, W., & Zhang, Y. (2024). Nocturnal LED supplemental lighting improves quality of tomato seedlings by increasing biomass accumulation in a controlled environment. *Agronomy*, 14(9), Article 1888. <https://doi.org/10.3390/agronomy14091888>
- Wang, X., Liu, D., Li, A., Sun, X., Zhang, R., Wu, L., Liang, Y., & Mao, L. (2013). Transcriptome analysis of tomato flower pedicel tissues reveals abscission zone-specific modulation of

key meristem activity genes. *PLoS ONE*, 8(2), Article e55238.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0055238>

Wei, Y., Wang, S., & Yu, D. (2023). The role of light quality in regulating early seedling development. *Plants*, 12(14), Article 2746. <https://doi.org/10.3390/plants12142746>

Zhang, M., Cui, J., Ju, J., Hu, Y., Liu, X., He, R., Song, J., Huang, Y., & Liu, H. (2025). The impact of daily light integral from artificial lighting on tomato seedling cultivation in plant factory. *Agronomy*, 15(1), Article 70. <https://doi.org/10.3390/agronomy15010070>

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES GENERALES

El análisis de ambos experimentos demuestra que la aplicación foliar de azúcares y aminoácidos, en interacción con luz LED blanca suplementaria, modifican la morfología y la calidad de las plántulas de jitomate, pero no el número de flores por planta.

En el primer experimento, la aspersión foliar de sacarosa y glucosa no incrementó el crecimiento vegetativo ni la productividad, mientras que la luz suplementaria indujo respuestas fotomorfogénicas, generando plántulas más compactas, con menor área foliar y razón de área foliar, pero con mayor grosor del tallo, características asociadas con mejor calidad para el trasplante en sistemas de producción de alta densidad de población.

En el segundo experimento, la aplicación foliar de mezcla de aminoácidos, en particular a $2.5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$, actuó como bioestimulante, aumentando la altura, el diámetro del tallo, el área foliar y la biomasa seca total de las plántulas. La luz LED blanca potenció estos efectos, generando plántulas vigorosas, equilibradas y morfológicamente aptas para el trasplante.

Los resultados confirman que la aplicación foliar de aminoácidos combinada con luz LED blanca durante la fase de plántula, es una práctica eficiente para mejorar la calidad morfológica de las plántulas, permitiendo obtener plántulas compactas, homogéneas y de alto vigor, adecuadas para sistemas de producción intensivos de alta densidad o de ciclo corto en jitomate.