



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA



**INSTITUTO DE HORTICULTURA
POSGRADO EN HORTICULTURA**

**EFFECTO DEL METANOL, FUENTES DE NITRÓGENO
Y LUZ SUPLEMENTARIA APLICADO EN
PLÁNTULAS DE JITOMATE**

TESIS

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA
OBTENER EL GRADO DE:**

**Maestro en Ciencias en
Horticultura**

PRESENTA

Tranquilino De Jesús Prado

Chapingo, México. Diciembre de 2021



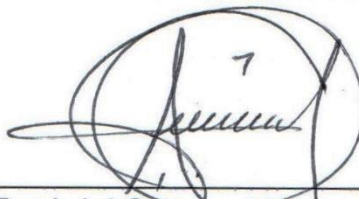
APROBADA



La presente tesis titulada **“EFECTO DEL METANOL, FUENTES DE NITRÓGENO Y LUZ SUPLEMENTARIA APLICADO EN PLÁNTULAS DE JITOMATE”**, fue realizada por el C. **Tranquilino de Jesús Prado**, bajo la dirección del Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez y asesoría del Dr. Felipe Sánchez del Castillo, Dr. Joel Pineda Pineda y Dra. Lucila González Molina, misma que fue aprobada y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR:



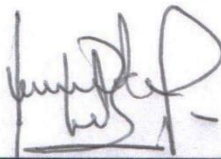
Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez

ASESOR:



Dr. Felipe Sánchez del Castillo

ASESOR:



Dr. Joel Pineda Pineda

ASESOR:



Dra. Lucila González Molina

Chapingo, México. Diciembre de 2021

DEDICATORIA

A mis padres:

Eloy De Jesús Ayala

Guillermina Prado Gálvez

Por darme vida, cariño y amor, por ser los pilares fundamentales en mi formación, por los buenos principios que me han inculcado, por el gran esfuerzo que han hecho para hacer de mí un hombre de bien; por eso y más.

A mis hermanos:

Abel, Esther, Esmeralda, Griselda, Guillén, Lucero, Merced y Marbel a quienes quiero, valoro y agradezco el cariño y apoyo incondicional que siempre me han brindado. Este logro también es de ustedes.

A toda mi familia:

A mis abuelos, tíos, primos, sobrinos, por todo el amor y cariño que he recibido de ustedes, por su apoyo incondicional, estoy orgulloso de ser integrante de esta familia hermosa. Gracias por el apoyo que me han brindado en cada decisión y proyecto.

A mis compañeros y amigos:

Con quienes pasé momentos agradables e inolvidables. A Gaby Hernández por su apoyo, cariño y amistad.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por darme la oportunidad de vivir, por ser mi apoyo y mi guía, por no haber dejado que me rinda en ningún momento e iluminarme para salir adelante.

Al Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo, por darme la formación de Maestro en Ciencias.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo económico otorgado durante el desarrollo de mis estudios de maestría.

Al Dr. Esaú del Carmen Moreno Pérez, por sus invaluable conocimientos brindados, asesoría, amistad y valiosa dirección en la elaboración de esta tesis, así mismo por el tiempo invertido en la revisión y apoyo para concluir esta investigación.

Al Dr. Felipe Sánchez del Castillo, por haber mostrado una excelente disposición para revisar este trabajo de investigación, por su asesoría, experiencia y por las acertadas sugerencias que permitieran culminar esta tesis.

Al Dr. Joel Pineda Pineda, por su asesoría, disposición y las facilidades otorgadas para la realización de la presente tesis.

A la Dra. Lucila González Molina, por su amistad, motivación, sugerencias y las facilidades otorgadas para la culminación de esta investigación.

A mis profesores, por sus enseñanzas, experiencias compartidas y sus buenos consejos.

A todo el personal técnico y administrativo del Departamento de Fitotecnia y a todas las personas que ayudaron directa e indirectamente en la realización de este trabajo de investigación.

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

Bachillerato
2010-2013
Técnico en Informática. Centro de Estudios de Bachillerato 7/2 "Ignacio Comonfort Ríos". Tlapa de Comonfort, Guerrero, México.

Licenciatura
2013-2018
Ingeniero Agrónomo Especialista en Fitotecnia. Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Estado de México, México.

Maestría
2020-2021
Maestría en Ciencias en Horticultura. Instituto de Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Estado de México, México.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
DATOS BIOGRÁFICOS	v
ÍNDICE DE CUADROS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	4
III. HIPÓTESIS	4
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1. Importancia del cultivo de jitomate	5
4.2. Sistema convencional de producción de jitomate	5
4.3. Sistema alternativo de producción de jitomate.....	6
4.4. Factores que influyen en la floración en jitomate	7
4.5. Efecto del metanol en las plantas	8
4.5.1. Metabolismo del metanol en plantas.....	8
4.5.2. El metanol en la fotorrespiración.....	9
4.5.3. Efectos del metanol en los cultivos	10
4.5.4. Controversia de los efectos benéficos del metanol en los cultivos	12
4.6. El papel de los aminoácidos en las plantas	13
4.7. La urea en la fertilización foliar.....	14
4.8. Efecto de la luz suplementaria en las plantas	15
V. MATERIALES Y MÉTODO	18
5.1. Ubicación del sitio experimental.....	18
5.2. Fase de semillero	18
5.2.1. Condiciones climáticas del semillero	18
5.2.2. Material vegetal.....	18
5.2.3. Siembra	19
5.2.4. Solución nutritiva.....	19

5.2.5. Tratamientos	21
5.2.6. Diseño experimental y unidad experimental	22
5.2.7. Variables evaluadas en etapa de plántula	22
5.3. Fase de trasplante a cosecha	23
5.3.1. Condiciones climáticas del invernadero	23
5.3.2. Trasplante	24
5.3.3. Sistema de riego	24
5.3.4. Labores culturales.....	25
5.3.5. Diseño experimental	26
5.3.6. Variables evaluadas en etapa reproductiva	26
5.4. Análisis de datos	27
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
6.1. Variables evaluadas en etapa de plántula	27
6.2. Variables evaluadas en etapa reproductiva	35
VII. CONCLUSIONES	43
VIII. LITERATURA CITADA.....	44

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Cuadrados medios para distintas variables evaluadas en plántulas de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra.	28
Cuadro 2. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra, en respuesta a la concentración de metanol.	29
Cuadro 3. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra, en respuesta a la fuente de nitrógeno.....	31
Cuadro 5. Cuadrados medios de días a antesis y variables de rendimiento y sus componentes en plantas de jitomate variedad 'Bullseye' despuntadas al tercer racimo.	35
Cuadro 6. Comparaciones de medias de días a antesis de la primera flor y del rendimiento y sus componentes de jitomate variedad 'Bullseye' cultivado a tres racimos, en respuesta a la concentración de metanol.	36
Cuadro 7. Comparaciones de medias de días a antesis de la primera flor y del rendimiento y sus componentes de jitomate variedad 'Bullseye' cultivado a tres racimos, en respuesta a la fuente de nitrógeno.....	38
Cuadro 8. Comparaciones de medias de días antesis de la primera flor y del rendimiento y sus componentes de jitomate variedad 'Bullseye' cultivado a tres racimos, en respuesta a la aplicación de luz suplementaria.	39

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Invernadero tipo capilla de estructura metálica con cubierta de polietileno en donde se llevó a cabo la fase de semillero del experimento. 19
- Figura 2.** Siembra de la semilla. A) Charolas de poliestireno de 60 cavidades en donde sembró una hilera si y otra no. B) Cubrimiento de la semilla con vermiculita. 20
- Figura 3.** Riego en el semillero. A) Sistema de abastecimiento de la solución nutritiva. B) Aplicación del riego mediante una manguera de jardín. 20
- Figura 4.** Aplicación de tratamientos. A) Aplicación foliar de metanol, urea y aminoácidos mediante un atomizador. B) Plántulas de jitomate con 32 días de edad. C) Lámparas led ubicadas entre dos hileras de plántulas orientando la iluminación debajo del dosel. D) Vista general de las unidades experimentales con tratamientos de luz suplementaria. 22
- Figura 5.** Invernadero tipo cenital de estructura metálica con cubierta de polietileno térmico y alta dispersión de luz en donde se llevó a cabo la fase de producción. 24
- Figura 6.** Trasplante del experimento a los 58 dds. A) Camas de cultivo rellenas con arena de tezontle rojo y sistema de riego. B) Se establecieron tres hileras de plantas por cama. C) Se hicieron perforaciones a la medida del cepellón para evitar daños de raíz. D) Vista general del experimento después del trasplante. 25
- Figura 7.** Conducción del cultivo. A) Tutorado de las plantas con un anillo de plástico y cordón de rafia. B) Despuntes de la yema terminal dos hojas arriba de la tercera inflorescencia. 26

Figura 8. Temperaturas máximas, medias y mínimas promedio semanal registradas en la fase del semillero durante el período: 04 de marzo al 01 de mayo del 2021.	30
Figura 9. Efecto de interacción entre luz suplementaria x fuente de nitrógeno sobre altura de plántula de jitomate variedad ‘Bullseye’ a los 45 días después de la siembra.	34
Figura 10. Efecto de interacción entre concentración de metanol y fuente de nitrógeno sobre días a antesis de la primera flor de jitomate variedad ‘Bullseye’.	40
Figura 11. Efecto de interacción entre luz suplementaria y fuente de nitrógeno sobre número de flores por planta de jitomate variedad ‘Bullseye’ cultivado a tres racimos.	41
Figura 12. Efecto de interacción entre concentración de metanol y luz suplementaria sobre número de flores por planta de jitomate variedad ‘Bullseye’ cultivado a tres racimos.	42

EFFECTO DEL METANOL, FUENTES DE NITRÓGENO Y LUZ SUPLEMENTARIA APLICADO EN PLÁNTULAS DE JITOMATE

RESUMEN

En la Universidad Autónoma Chapingo ha sido desarrollado un sistema de producción de jitomate que consiste en el manejo de las plantas en alta densidad de población, despunte del ápice para cosechar solamente tres racimos por planta y trasplante a los 60 días después de la siembra (dds). Un ciclo de cultivo de trasplante a fin de cosecha se logra en cuatro meses, con rendimiento de $16 \text{ kg} \cdot \text{m}^{-2}$. El objetivo fue evaluar el efecto de aplicaciones de metanol, aminoácidos y urea, así como luz suplementaria sobre la calidad de plántulas trasplantadas a los 60 dds, y sobre el número de flores y frutos por planta despuntadas al tercer racimo. Se cultivó el híbrido 'Bullseye', tipo saladette semideterminado, bajo condiciones de invernadero e hidroponía. El diseño experimental fue bloques completos al azar en un arreglo factorial con cuatro repeticiones y 18 tratamientos, que resultaron de combinar tres concentraciones de metanol (0, 15, y 25 %), tres fuentes de nitrógeno adicional (sin nitrógeno, urea $10 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ y aminoácido $1 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$) y dos condiciones de luz suplementaria (con y sin luz). Se midieron variables morfológicas, número de flores, número de frutos y rendimiento por planta. Se hizo análisis de varianza y comparación de medias (Tukey, $P \leq 0.05$). Se encontró que la aplicación foliar de metanol en combinación con urea, aminoácidos y luz suplementaria no tuvieron efecto en las variables medidas en las plántulas y tampoco aumentaron el número de flores y frutos por planta, por lo que el rendimiento, agronómicamente fue el mismo para todos los tratamientos.

Palabras Clave: *Solanum lycopersicum* L., nutrición, hidroponía, urea, aminoácidos.

EFFECT OF METHANOL, NITROGEN SOURCES AND SUPPLEMENTARY LIGHT APPLIED ON TOMATO SEEDLINGS

ABSTRACT

At the Universidad Autónoma Chapingo, a tomato production system has been developed that consists of the management of plants in high population density, trimmed from the apex to harvest only three bunches per plant and transplanted 60 days after sowing (das). A transplant crop cycle at the end of harvest is achieved in four months, with a yield of 16 kg·m⁻². The objective was to evaluate the effect of methanol, amino acids and urea, as well as supplementary light applications, on the quality of transplanted seedlings at 60 das, and on the number of flowers and fruits per plant pruned to three clusters. The hybrid 'Bullseye', semi-determined saladette type, was cultivated under a greenhouse and hydroponics conditions. A randomized complete block experimental design was used with a factorial arrangement with four replications and 18 treatments, which resulted from combining three methanol concentrations (0, 15, and 25 %), three sources of additional nitrogen (without nitrogen, urea 10 g·L⁻¹ and amino acid 1 g·L⁻¹) and two supplementary light conditions (with and without light). Morphological variables, number of flowers, number of fruits and yield per plant were measured. Analysis of variance and comparison of means were performed (Tukey, $P \leq 0.05$). It was found that the application of methanol in combination with urea, amino acids and supplementary light did not affect the variables measured in the seedlings and neither increased the number of flowers and fruits per plant, so the yield was agronomically the same for all treatments.

Keywords: *Solanum lycopersicum* L., nutrition, hydroponics, urea, amino acids.

Master in Science Thesis, Universidad Autónoma Chapingo.

Author: Tranquilino De Jesús Prado.

Thesis director: Dr. Esaú del C. Moreno Pérez.

I. INTRODUCCIÓN

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las especies hortícolas más importantes en la producción nacional y mundial, y las más cultivadas bajo condiciones de invernadero. La producción mundial de jitomate ha aumentado a lo largo de los últimos años hasta alcanzar los 180.7 millones de toneladas en 2019, en la que destacan como países productores China, la Unión Europea, India, Estados Unidos y Turquía que representaron el 71 % de la producción mundial (FAOSTAT, 2021). En México la producción nacional para el mismo año fue de 3.442 millones de toneladas y el valor de la exportación hacia Estados Unidos alcanzó 1,740 millones de dólares (SIAP, 2020).

La producción convencional de jitomate en invernadero consiste en establecer densidades de plantación de 2 a 3 plantas·m⁻² de variedades indeterminadas que se dejan crecer más de 7 m de longitud para cosechar de 20 a 25 racimos por planta en un solo ciclo de cultivo por año. Se alcanzan rendimientos de hasta 500 t·ha⁻¹·año⁻¹, pero con costos de producción muy elevados (Sánchez *et al.*, 2012; Sánchez *et al.*, 2014; Heuvelink *et al.*, 2018).

Alternativamente, en la Universidad Autónoma Chapingo se ha desarrollado un sistema de manejo que consiste en el despunte temprano del ápice del tallo principal de la planta para dejar solamente el crecimiento de tres racimos en cada planta, y el trasplante se hace con plántulas de 45 a 60 días después de la siembra (dds), lo cual acorta el ciclo de cultivo de trasplante a fin de cosecha en menos de cuatro meses, lo que posibilita obtener tres a cuatro ciclos de cultivo al año (Sánchez *et al.*, 2012). Con este manejo, con invernaderos sencillos de baja tecnología, pero agronómicamente bien diseñados, se han reportado rendimientos de 16 kg·m⁻² por ciclo de cultivo, con potencial cercano a las 500 t·ha⁻¹·año⁻¹ al establecerse tres ciclos (Sánchez *et al.*, 2012) y de hasta 600 t·ha⁻¹·año⁻¹ con cuatro ciclos (Moreno *et al.*, 2021; Sánchez *et al.*, 2021a).

El rendimiento de una planta que se poda al tercer racimo depende del número de flores por inflorescencia y por lo tanto del número de frutos que se formen por racimo

y del peso que se logre en cada uno de éstos. Aunque en una inflorescencia inicialmente se forman 20 o más primordios florales, con regularidad se cosechan solamente 5 a 7 frutos, pues la mayor parte de los primordios abortan por falta de azúcares para completar su desarrollo (Charles-Edwards *et al.*, 1986; Kinet & Peet, 1999). Esto debido por un lado a que, durante los primeros 45 días de crecimiento de una plántula, el área foliar que forman es escasa por lo que se sintetizan pocos fotoasimilados y, por otro lado, dicho asimilados son distribuidos a cada una de las estructuras demandantes que crecen al mismo tiempo (tallos, hojas, raíz y flores), en donde los primordios de flor son los menos favorecidos (Kinet & Peet, 1999; Contreras *et al.*, 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

Se plantea que es posible incrementar significativamente los rendimientos anuales y por tanto la rentabilidad económica para el productor promoviendo un mayor número de flores y frutos en cada inflorescencia, sin que se disminuya el peso medio de fruto. Al respecto se sabe que el número de flores por inflorescencia o incluso el carácter de inflorescencia bifurcada, tiene un componente genético, pero se puede promover mediante modificaciones temporales del ambiente o con el manejo de las relaciones fuente demanda, esto al lograrse una mayor distribución de azúcares hacia los primordios florales en el momento en que se está llevando a cabo la diferenciación floral (Hurd & Cooper, 1970; Heuvelink *et al.*, 2018).

Se ha encontrado que el metanol tiene influencia sobre algunos procesos fisiológicos y componentes del rendimiento en las plantas. Nonomura y Benson (1992a, 1992b) reportan que con la aplicación exógena de metanol en las plantas de jitomate se forman esqueletos carbonados que pueden ser metabolizados por ellas y que estos carbonos orgánicos en condiciones de temperatura y luminosidad alta y humedad relativa favorable hacen más eficiente la fotosíntesis. También indican que, con el uso de metanol combinado con una fuente de nitrógeno orgánico como la urea, los esqueletos carbonados se pueden incorporar al metabolismo rápidamente en forma de aminoácidos para una mayor fotosíntesis.

Al respecto Nishio *et al.* (1993) reportaron un incremento del orden de 20 % durante 14 días en la tasa de fotosíntesis en respuesta a la aplicación foliar de metanol en espinacas y betabeles. Rowe *et al.* (1994) trabajando con jitomates encontraron mayores ganancias de peso seco y fresco al realizar aplicaciones foliares de metanol y etanol. Sin embargo, Nonomura y Benson (1992a, 1992b) y Vivas (2001), destacan que, bajo condiciones de clima poco soleado, las aplicaciones repetidas de metanol pueden incluso causar toxicidad, pero que este efecto se puede evitar añadiendo urea ($10 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) y/o glicina ($1 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$).

Con la aplicación foliar de urea o aminoácidos directamente durante el periodo de iniciación floral, las plántulas gastan menos fotoasimilados en asimilación del nitrógeno para formar sus propios aminoácidos, dejando más azúcar disponible para el crecimiento (Xing-Quan & Kyu-Seung, 2012). Además, Nonomura y Benson (1992a, 1992b) indican que el metabolismo del metanol eficientiza el uso del agua debido a que puede ser utilizado para la síntesis de azúcares lo que a su vez cambia el potencial osmótico de la hoja, dando por resultado mayor turgencia y conductancia estomática, condición que aumenta la tasa de asimilación de CO_2 e inhibe la fotorrespiración, reduciendo de esta manera el desperdicio de energía y compuestos orgánicos previamente sintetizados por la planta y generando mayor crecimiento.

Con base en lo anterior, en esta investigación se plantea que la aplicación de metanol en conjunción con urea o con otra fuente orgánica de nitrógeno como los aminoácidos, sobre todo en condiciones de alta insolación, se formarán más esqueletos carbonados, que contribuirán a la formación de una mayor cantidad de fotoasimilados disponibles que pueden coadyuvar al desarrollo de inflorescencias con un mayor número de flores (Heuvelink *et al.*, 2018). Se espera también que la adición de luz suplementaria y la elevación de temperatura que se genera con su uso interactúen favorablemente con las aplicaciones de metanol y nitrógeno orgánico en beneficio de plántulas con mayor calidad al trasplante y, sobre todo, se logre reducir la aborción de primordios florales en las tres primeras inflorescencias, lo que conduciría a un mayor rendimiento final.

II. OBJETIVOS

- Evaluar el efecto de aplicar metanol, urea, aminoácidos y luz suplementaria sobre la calidad de plántulas de jitomate trasplantadas a los 60 días de edad.
- Promover mediante la aplicación de metanol, urea, aminoácidos y luz suplementaria, la formación de más flores y frutos en los tres primeros racimos de cada planta y con ello mayor rendimiento por unidad de superficie.

III. HIPÓTESIS

- La aplicación de metanol en conjunción con urea, aminoácidos y luz suplementaria en plántulas de jitomate, permitirán a que se formen esqueletos carbonados sin que la planta gaste tanta energía para disponer de cantidades suficientes de fotoasimilados, que conducirán al desarrollo de inflorescencias con un mayor número de flores de las que normalmente cuajan, y con ello más frutos por planta y mayor rendimiento final.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Importancia del cultivo de jitomate

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es considerado la hortaliza de mayor importancia en todo el mundo y la de mayor valor económico. La producción mundial de tomate ha aumentado considerablemente en las últimas cinco décadas. En 1961, la producción fue de 27.6 millones de toneladas, en 2002 de 115.7 millones y en 2019 se estimó una producción de 180.7 millones de toneladas. China, la Unión Europea, India, Estados Unidos y Turquía representaron el 71 % de la producción mundial en 2019. Asia participa con el 62 % de la producción mundial, y América y Europa representan aproximadamente el 13 y 12 %, respectivamente (FAOSTAT, 2021).

En México, la producción de jitomate creció a una tasa promedio anual de 3.6 % entre 2007 y 2017. En ese mismo periodo, la superficie cultivada en campo abierto se redujo a una tasa promedio anual de 5.9 %, al pasar de 64,663 a 35,175 ha, mientras que con agricultura protegida (malla sombra e invernadero) pasó de 1,973 a 15,198 ha, que corresponde a una tasa de crecimiento promedio anual de 22.7 %. Así, la producción obtenida con el uso de estas tecnologías pasó de 0.9 % en 2003, 32.2 % en 2010, hasta 63.3 % del volumen total en 2017 (SIAP, 2018). En el año 2019 el volumen de la producción nacional fue de 3.442 millones de toneladas. Para este mismo año, la participación del jitomate en la producción nacional de hortalizas fue del 21.9 % y se exportaron 1,698,349 toneladas. El principal mercado de exportación es EUA seguido de Canadá (SIAP, 2020).

4.2. Sistema convencional de producción de jitomate

El sistema de producción de jitomate en invernadero que se practica normalmente en el Norte de Europa y de América, incluso en México, se basa en el uso de variedades de hábito indeterminado (Sánchez *et al.*, 2014). En dicho sistema, las plántulas se producen en charolas de 200 cavidades y son trasplantadas a suelo mejorado o a sustratos hidropónicos a densidades de 2 a 3 plantas·m⁻², y se conducen con uno o dos tallos hasta más de 7 m de altura para cosechar de 15 a

20 racimos por planta en un ciclo de cultivo de 10 a 11 meses y periodo de cosecha de 7 a 8 meses (Sánchez *et al.*, 2014). Bajo estas condiciones, se puede alcanzar un rendimiento de 400 a 500 t·ha⁻¹·año⁻¹, aunque los costos de producción son muy elevados (Sánchez *et al.*, 2014; Heuvelink *et al.*, 2018).

En general, el sistema ocupa invernaderos de mediana a alta tecnología de costo muy alto, y exige un estricto manejo técnico debido a las prácticas culturales como el bajado de plantas, el mantenimiento de índice de área foliar constante y el control fitosanitario que se requiere; todo ello derivado del ciclo tan largo que se maneja (Sánchez *et al.*, 2017).

4.3. Sistema alternativo de producción de jitomate

La alta tecnología, que incluye invernaderos muy altos y equipos sofisticados para el control ambiental, eleva el costo de producción por kilogramo de fruto, por lo que sólo resulta rentable si se cuenta con mercados selectos o si el producto es para exportación. Dicha situación se dificulta para los pequeños y medianos productores bajo invernadero, que en México representan al menos 95 % del total (Ponce *et al.*, 2015; Sánchez & Moreno, 2017).

En la Universidad Autónoma Chapingo, México, se ha desarrollado un sistema alternativo de producción de jitomate en hidroponía bajo invernadero basado en establecer varios ciclos de cultivo en un año (Sánchez *et al.*, 2010; Sánchez *et al.*, 2012). Lo anterior se logra mediante el despunte de la planta (eliminación del ápice de crecimiento y de brotes laterales) en un sistema de producción con pocos racimos (de 1 a 5 por planta) y densidades altas de población (8, 9, 12, 16, 20 o más plantas·m²) (Sánchez *et al.*, 2017). Por ejemplo, con el despunte a solamente tres racimos, las plantas alcanzan poca altura (menos de 1 m) y el periodo de trasplante a fin de cosecha se logra en solamente 90 días aproximadamente, con un rendimiento de 160 t·ha⁻¹ por ciclo (Sánchez *et al.*, 2012). Al reducir el ciclo de cultivo pueden disminuir los problemas fitosanitarios y la cosecha se concentra en poco tiempo, con lo cual se pueden programar ventanas a buen precio en el mercado y mejorar el ingreso del productor. Asimismo, se pueden utilizar

invernaderos menos altos y con menor grado de tecnificación, lo que reduce el costo de producción por ciclo (Sánchez *et al.*, 2017; Sánchez *et al.*, 2012; Moreno *et al.*, 2021; Sánchez *et al.*, 2021a). Bajo dicho sistema, es posible obtener tres y hasta cuatro ciclos de cultivo al año, con un rendimiento potencial anual cercano a las 600 t·ha⁻¹.

4.4. Factores que influyen en la floración en jitomate

La floración del jitomate ocurre como racimos simples o ramificados que forman inflorescencias llamadas corimbos o cimbras racimosas: lo normal es 3 a 10 flores en cada inflorescencia simple, aunque se pueden formar muchas más (Kinet & Peet, 1999). La primera inflorescencia inicia en el ápice aproximadamente cuando la tercera hoja de la plántula en semillero tiene apenas 1 cm de longitud y las hojas cotiledonares están completamente expandidas (Atherton & Harris, 1986). En esta etapa, la poca disponibilidad de fotoasimilados, que eventualmente puede ser causada por altas densidades de plántulas o reducidos volúmenes de sustrato para el crecimiento de la raíz, puede causar el aborto de varios primordios florales (Kinet & Peet, 1999).

El número de flores iniciadas en una inflorescencia depende del cultivar y las condiciones ambientales (Heuvelink & Okello, 2018). El aumento de la irradiancia o la disminución de la densidad de las plantas y la disminución de las temperaturas influyen positivamente en el número de flores formadas en una inflorescencia, siendo el efecto de la temperatura mayor a alta irradiancia en comparación con la baja irradiancia (Heuvelink & Okello, 2018). Las bajas temperaturas del aire (<10 °C) durante el inicio de la inflorescencia promueven a que se formen inflorescencias ramificadas, lo que generalmente resulta en más flores en cada una de éstas (Heuvelink & Okello, 2018).

Es la temperatura diurna media, en lugar de la temperatura diurna o nocturna sola, la que controla la ramificación y el número de flores (Hurd & Cooper, 1967). Similar a la temperatura del aire, una reducción en la temperatura de la raíz promueve un mayor número de flores en la primera inflorescencia (Heuvelink & Okello, 2018). La

fase en que el número de flores puede ser afectado por el ambiente (periodo sensitivo) empieza unos ocho días después de la expansión de los cotiledones y continúa por una o dos semanas más, coincidiendo con el momento en que la tercera hoja formada sobrepasa los 10 mm de longitud (Hurd & Cooper, 1970). En general, parece que la baja disponibilidad de asimilación durante el desarrollo de las flores provoca el aborto de los primordios florales (Heuvelink & Okello, 2018).

En cuanto al incremento en el número de flores por inflorescencia, Heuvelink *et al.* (2018) señalan que, si bien dicho carácter tiene un componente genético, se puede promover que haya menos abortos de los primordios de flor iniciados en cada inflorescencia, lo que haría que lleguen más a antesis. Esto se puede lograr mediante modificaciones temporales de las condiciones ambientales (luz, temperatura, CO₂, nutrición) o del manejo de la relación fuente-demanda (uso de hormonas o reguladores de crecimiento). Con ello se espera que cada plántula aumente su tasa de producción de fotoasimilados, lo que deja más azúcar disponible para los primordios de flor y con ello la posibilidad de que se produzcan más flores por inflorescencia (Heuvelink & Okello, 2018).

4.5. Efecto del metanol en las plantas

4.5.1. Metabolismo del metanol en plantas

El metanol en pequeñas cantidades es un producto natural del metabolismo de las plantas (MacDonald & Fall, 1993) y ha sido descrito como el producto natural más simple derivado de plantas, especialmente durante los primeros pasos del desarrollo de las hojas debido a la desmetilación de la pectina (Galbally & Kirstine, 2002). El patrón diurno de los compuestos orgánicos volátiles y el metanol sugiere que la acumulación de estas sustancias está relacionada con los procesos fotosintéticos (Fall & Benson, 1996).

La mayoría de las plantas C₃ probadas hasta ahora emiten cantidades sustanciales de metanol (Ingrid *et al.*, 2006). Las hojas jóvenes emiten mucho más metanol que las hojas completamente expandidas, a veces a tasas superiores a 40 µg de metanol·peso seco⁻¹·h⁻¹ (Nemecek *et al.*, 1995). Estos resultados podrían explicarse

por mayores tasas de desmetilación de pectina que se requieren durante la expansión de la hoja, un período de rápida síntesis de la pared celular, seguido de una disminución de la desmetilación y la producción de metanol en las hojas más viejas (Ingrid *et al.*, 2006).

En contraste con la caracterización definitiva de las vías bioquímicas del metabolismo del metanol en levaduras y bacterias metilotróficas, se sabe muy poco sobre el destino del metanol en el tejido vegetal (McGiffen & Manthey, 1995). Se han hecho pocos intentos para caracterizar la asimilación de fuentes de carbono C₁ reducidas (formiato, formaldehído y metanol). Los primeros trabajos de Doman y Romanova (1962) indicaron que estas fuentes de carbono C₁ se convierten inicialmente en las hojas en CO₂, que se asimila rápidamente durante la fotosíntesis. Las tasas de asimilación en la oscuridad son varias veces más lentas. Sin embargo, Cossins (1964) mostró que, sin luz, las plantas metabolizan fácilmente niveles bajos de [14C]-metanol a ¹⁴CO₂.

4.5.2. El metanol en la fotorrespiración

Varios investigadores han demostrado que la pulverización de metanol sobre las plantas aumenta el rendimiento y se considera una fuente de carbono para las mismas (Afshari *et al.*, 2014). En la mayoría de los casos, el 25 % del carbono en las plantas C₃ se usa para fotorrespiración, y la cantidad de fotorrespiración se puede minimizar mediante la aplicación foliar de metanol porque éste se metaboliza rápidamente a CO₂ y agua en los tejidos de la planta (Safarzadeh *et al.*, 2007).

El mayor crecimiento y rendimiento se ha atribuido a la acción del metanol como inhibidor de la fotorrespiración (Nonomura & Benson, 1992a; Fall & Benson, 1996). Además, Nonomura y Benson (1992a, 1992b) indican que el metabolismo del metanol eficientiza el uso del agua debido a que puede ser utilizado para la síntesis de azúcares lo que a su vez cambia el potencial osmótico de la hoja, dando por resultado mayor turgencia y conductancia estomática, condición que aumenta la tasa de asimilación de CO₂ e inhibe la fotorrespiración, reduciendo de esta manera

el desperdicio de energía y compuestos orgánicos previamente sintetizados por la planta y generando mayor crecimiento vegetal (Nonomura & Benson, 1992a).

El modo de acción propuesto por el metanol en la fotosíntesis de las plantas C_3 fue la inhibición resultante de la fotorrespiración, presumiblemente a través de aumentos bruscos en la concentración de CO_2 interno de la hoja. Dichos aumentos desplazarían la catálisis de la ribulosa bisfosfato carboxilasa lejos de la oxidación de la ribulosa difosfato dependiente de la concentración de O_2 (McGiffen & Manthey, 1995). Por lo tanto, el aumento de la biomasa de las plantas C_3 tratadas con metanol se ha atribuido a 1) el uso del metanol como fuente directa de carbono a través de la biosíntesis de serina y 2) la disminución de la pérdida de carbono por fotorrespiración (McGiffen & Manthey, 1995).

Apoyando estas hipótesis fue el hallazgo de Nishio *et al.* (1993) que la aplicación de metanol a espinacas cultivadas hidropónicamente (*Spinacia oleracea* L.) aumentó la absorción de CO_2 en aproximadamente un 20 %. En hojas de plantas de remolacha azucarera tratadas con metanol (*Beta vulgaris* L.) dichos autores encontraron niveles internos de CO_2 más altos, y en plantas de soja [*Glycinemax* (L.) Marr.] tratadas con una solución de metanol al 15 %, la turgencia aumentó cuando se tenía un severo déficit de agua. Por su parte, Ivanova *et al.* (2001) también informaron que la pulverización de metanol del 10 al 50 % conduce a un aumento en el crecimiento de las plantas y se cree que dicho efecto está relacionado con la disminución de la fotorrespiración, así como con el aumento de la turgencia celular de los tejidos.

4.5.3. Efectos del metanol en los cultivos

Nonomura y Benson (1992a, 1992b) informaron por primera vez de la aparente rápida asimilación del metanol en el tejido vegetal que realiza la fotosíntesis y los consiguientes aumentos en el crecimiento de las plantas después de la exposición de las plantas al metanol. Los mismos autores indicaron que las aplicaciones foliares de metanol aumentan el rendimiento, aceleran la madurez y reducen el estrés por sequía, sobre todo bajo condiciones de alta temperatura y luminosidad.

En una serie de estudios (Benson & Nonomura, 1992a, 1992b), se examinó la viabilidad de utilizar metanol como siembra de carbono en cultivos. Las aplicaciones de metanol en algunas especies de plantas C₃ durante períodos de fotorrespiración elevada en condiciones de temperatura y luminosidad alta y humedad relativa baja dieron como resultado un aumento de la turgencia, biomasa y tasas de desarrollo de las plantas. Además, se observó un aumento en la acumulación de azúcar, presumiblemente debido a una disminución en la fotorrespiración (Benson & Nonomura, 1992a). Se produjo un aumento del crecimiento en fresa (*Fragaria x ananassa* Duchesne), 60 %; berenjena (*Solanum melongena* L.), 60 %; algodón (*Gossypium hirsutum* L.), 50 %; col rizada (*Brassica oleracea* L.), 50 %; trigo (*Triticum aestivum* L.), 100 %; rosa (*Rosa spp.*), 40 %; palma (*Washingtonia robusta* H. Wendl.), 70 %; y sandía [*Citrullus lanatus* (Thumb.) Matsum & Nakai], 36 % (Nonomura & Benson, 1992a). En jitomate, Benson y Nonomura (1992a) encontraron que, con aspersiones de metanol, en un 10 % de las plantas mostraron mayor número de entrenudos, los tallos y las hojas presentaron de 25-50 % mayor grosor, la fructificación empezó 5 a 10 días antes y los frutos incrementaron en promedio 10 a 12 % su contenido de azúcar.

En pruebas de campo, la respuesta de la planta fue mayor cuando se aplicó metanol durante períodos de alta radiación solar (Nonomura & Benson, 1992a). Aunque las plantas frecuentemente rociadas con soluciones de metanol mostraron síntomas de deficiencia de nutrientes, y concentraciones mayores de 10 % con frecuencia fueron fitotóxicas (producción de lesiones en las hojas), efectos que se disminuyeron agregando urea (0.1 %), urea-fosfato (0.1 %) y glicina (0.1 %) a la solución foliar. Se hipotetizó que la glicina ayuda al metabolismo rápido del metanol vía síntesis de serina y otros aminoácidos (McGiffen & Manthey, 1995).

Devlin *et al.* (1994) encontraron que la aplicación foliar de metanol estimulaba en gran medida el crecimiento de las raíces de almacenamiento del rábano (*Raphanus sativus* L.). El metanol también estimuló el crecimiento de trigo (*Triticum aestivum* L.) y guisantes (*Pisum sativum* L.) (Devlin *et al.*, 1994); colza (*Brassica napus* var.

oleifera) (Karczmarczyk *et al.*, 1995); jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) (Rowe *et al.*, 1994); y geranio (*Pelargonium* sp.) (Devlin *et al.*, 1995).

En otras investigaciones se ha demostrado que el rendimiento y el crecimiento de las plantas de C₃ aumentan con la aspersion de metanol y que éste puede actuar como fuente de C para estos cultivos (Makhdum *et al.*, 2002; Albrecht *et al.*, 1995; Fall & Benson 1996; Cossins, 1964).

4.5.4. Controversia de los efectos benéficos del metanol en los cultivos

Las respuestas bioquímicas de las plantas al metanol se han convertido en tema de controversia desde que Nonomura y Benson (1992a, 1992b) informaron de un notable aumento del crecimiento de las plantas C₃ tratadas con metanol. Aunque se han reportado algunas respuestas positivas (Devlin *et al.*, 1994; Hemming *et al.*, 1995; Li *et al.*, 1995; Nishio *et al.*, 1993; Valenzuela *et al.*, 1994), otros investigadores han obtenido resultados mixtos y algunas publicaciones no reportan evidencia de ganancia de biomasa en plantas tratadas (Hartz *et al.*, 1994; McGiffen *et al.*, 1995; Mitchell *et al.*, 1994).

Estudios realizados sobre el efecto del metanol en algunas plantas C₃, incluida la menta (*Mentha piperita*) (Mitchell *et al.*, 1994); la naranja (*Citrus aurrrrantinium*) (Idso *et al.*, 1995); el algodón (*Gossypium hirsutum*) (Van Iersel *et al.*, 1995); melón (*Cucumis melo* L.), tomate y sandía (Hartz *et al.*, 1994); cebada de primavera (*Hordeum vulgare* L.) (Albrecht *et al.* 1995); y papa (*Solanum tuberosum* L.) (Feibert *et al.*, 1995) fueron inconsistentes con los hallazgos de Nonomura y Benson (1992a). Se informaron efectos negativos de la aplicación de metanol sobre el crecimiento y los rendimientos de lechuga romana (*Lactuca sativa* L.) (McGiffen *et al.*, 1995). Los resultados de los estudios de campo en los que se basaron los informes originales han sido difíciles de reproducir (Mitchell *et al.*, 1994; Fall & Benson, 1996).

El efecto del metanol sobre el rendimiento y la fotosíntesis en algodón se investigó intensamente en pruebas de campo en Mississippi, Arkansas y Carolina del Norte (Van Iersal *et al.*, 1995). Las aplicaciones foliares no tuvieron ningún efecto sobre el

desarrollo floral ni en el rendimiento. El potencial hídrico y las tasas de transpiración y fotosintética se midieron entre 2 h y 6 días después de las aplicaciones de metanol a hojas sueltas y copas enteras. Los autores concluyeron que las aplicaciones de metanol no afectaron la fotosíntesis ni la fotorrespiración (Van Iersal *et al.*, 1995).

Se ha sugerido que la reproducibilidad de las respuestas de las plantas al tratamiento con metanol podría ser el resultado de variaciones experimentales como el tiempo de exposición, la cantidad de metanol absorbido, la morfología del tejido y la acumulación de metanol en la zona de la raíz (Hemming *et al.*, 1995).

4.6. El papel de los aminoácidos en las plantas

Los aminoácidos son moléculas orgánicas que contienen nitrógeno, carbono, hidrógeno y oxígeno, y tienen una cadena lateral orgánica en su estructura, característica que distingue a los diferentes aminoácidos (Buchanan *et al.*, 2000). Los principales aminoácidos sintetizados por las plantas son el glutamato, la glutamina y el aspartato; a partir de éstos otros aminoácidos pueden ser formados. El glutamato destaca por ser el primer aminoácido en el que se incorpora el nitrógeno absorbido por las plantas y a partir del cual se puede obtener una gama de aminoácidos mediante la actividad de las aminotransferasas (Buchanan *et al.*, 2000; Taiz & Zeiger, 2002).

Los aminoácidos tienen varias funciones importantes en las plantas; pueden actuar como agentes reductores del estrés, fuente de nitrógeno y precursores de hormonas (Zhao, 2010; Maeda & Dudareva, 2012). También participan en muchas reacciones celulares y, por lo tanto, influyen en una serie de procesos fisiológicos como el crecimiento y desarrollo de las plantas, el control del pH intracelular, la generación de energía metabólica o potencial redox y la resistencia a estrés abiótico y biótico (Pratelli & Pilot, 2014). Además, contribuyen a aumentar la capacidad de las células para absorber agua y nutrientes solventes de los medios de crecimiento y luego aumentar el crecimiento vegetativo; asimismo, aumentan la síntesis de proteínas que participan en las múltiples funciones del metabolismo de las plantas y mejoran la tasa de asimilación de carbono, lo que conduce a un aumento de la materia seca

total que normalmente se refleja en un mayor rendimiento (Sharma & Ghildiyal, 2005).

Diferentes investigaciones han demostrado un impacto positivo de la aplicación foliar de mezclas de aminoácidos en plantas, por ejemplo, aumento de la producción de *Solanum lycopersicum* L. (Koukounaras *et al.*, 2013) y acumulación de materia seca, clorofila, almidón y polisacáridos en *Vicia faba* L. (Sadak *et al.*, 2014). Por su parte Akladios y Abbas (2013) indicaron que los niveles altos de salinidad del agua reducían las propiedades de crecimiento y los componentes químicos de las plantas de tomate, pero los aminoácidos aumentaban los parámetros de crecimiento de éstas.

Algunos de los efectos más importantes de los aminoácidos descritos en los últimos años son: a) atenúan el impacto negativo de ciertos estreses ambientales como la sequía (L-metionina en calabaza amarga, *Momordica charantia* L.) (Akram *et al.*, 2020), salinidad (mezcla de aminoácidos en plantas de tomate) (Tantawy *et al.*, 2009), toxicidad por cadmio (glutamato en arroz) (Jiang *et al.*, 2020), b) inducen respuestas hormonales y mejoran la absorción de nitrógeno (mezcla de aminoácidos y polipéptidos en tomate, maíz y guisantes) (Colla *et al.*, 2015) y c) regulan el metabolismo antioxidante (Glutamato, Cisteína, Fenilalanina, Glicina en soja) (Teixeira *et al.*, 2017).

4.7. La urea en la fertilización foliar

La aplicación foliar de fertilizante nitrogenado es un método importante para la nutrición de las plantas porque permite la rápida absorción e incorporación inmediata de los elementos esenciales en los metabolitos que se están generando en el proceso de fotosíntesis, acelerar o retardar alguna etapa fisiológica de la planta y hacer eficiente el aprovechamiento nutrimental de los fertilizantes (Mudaliar, 1959).

La urea es el fertilizante nitrogenado más usado y puede también ser abastecido a las plantas a través del follaje debido a su baja fitotoxicidad, alta solubilidad y no polaridad, lo cual facilita el óptimo manejo del nitrógeno, al minimizar las pérdidas

de éste en el ambiente (Bondada *et al.*, 2001). En adición, la mayoría de las células vegetales absorben con rapidez la urea aplicada vía foliar, la cual se hidroliza en el citosol para su posterior transformación en aminoácidos transportables desde las hojas a otras partes de las plantas (Nicoulaud & Bloom, 1996). El nitrógeno de la urea es así asimilado, evitando pérdidas de energía al elaborar otros productos intermedios, lo que favorece la fotosíntesis (Trejo *et al.*, 2005).

La tasa de penetración de la urea aplicada foliarmente es de 10 a 20 veces mayor que la de cationes tales como el Ca^{2+} y que la de los aniones Cl^- y SO_4^{2-} ; además, la urea acelera la penetración de cationes y de aniones a través de las membranas cuticulares, esto posiblemente debido a que la urea rompe las uniones hidrofóbicas de dichas membranas, facilitando la penetración de los iones; la penetrabilidad de los cationes es mayor que la de los aniones (Yamada *et al.*, 1965; Wójcik, 2004).

En la mayoría de los cultivos, la absorción foliar de urea es mayor y más rápida que la de otras formas inorgánicas de N (Wang *et al.*, 2008). Al respecto Wittwer *et al.* (1967) demostraron una mayor tasa de absorción de N por las hojas tratadas con urea que las tratadas con nitrato o amonio. Este fenómeno está relacionado con el hecho de que la cutícula es entre 10 y 20 más permeable a la urea que a los iones inorgánicos (Wójcik, 2004). Incluso la urea incrementa la permeabilidad de la cutícula facilitando la penetración de otros nutrientes (Nicoulaud & Bloom, 1996).

4.8. Efecto de la luz suplementaria en las plantas

La luz es uno de los principales factores ambientales que afectan los procesos fisiológicos y bioquímicos de las plantas (Pérez *et al.*, 2010). No sólo proporciona energía para la fotosíntesis, sino que también da señales ópticas para el crecimiento y desarrollo de las plantas (Jiao *et al.*, 2007). La intensidad, la calidad, el fotoperíodo y la dirección de la luz influyen en el crecimiento, desarrollo, fotomorfogénesis y la estructura anatómica de las plantas como fuentes de energía y señales reguladoras (Berta *et al.*, 2010).

La iluminación suplementaria en invernaderos es un método común para que los productores de viveros aumenten la integral de luz diaria percibida por las plantas

con el fin de mejorar la producción de plántulas y el crecimiento posterior. Para ello se han utilizado varios tipos de fuentes de iluminación artificial, en particular las lámparas fluorescentes (FL), de sodio de alta presión (HPS), de halogenuros metálicos e incandescentes (INC) y recientemente diodos emisores de luz (LED) (Bourget, 2008). La iluminación suplementaria aumenta las tasas de fotosíntesis de las hojas, el crecimiento y desarrollo de las plantas y el rendimiento de frutos y la calidad de los cultivos de invernadero (Pettersen *et al.*, 2010). Además, los LED podrían utilizarse como iluminación fotoperiódica, complementaria o fotomorfogénica para numerosas especies de plantas (Mitchell *et al.*, 2012).

La iluminación dentro del dosel de la planta también es esencial para contribuir a la fotosíntesis (Davis & Burns, 2016). Los diodos emisores de luz (LED) se consideran una fuente de luz adecuada para la iluminación dentro del dosel, ya que tienen un espectro de luz estrecho y carecen de emisión de luz infrarroja cercana (Ya-ting *et al.*, 2019). Recientemente, las luces dentro del dosel con LED se aplican ampliamente para la producción de hortalizas de frutas en invernaderos. En un estudio experimental por Jiang *et al.* (2017) observaron un efecto positivo de la luz LED suplementaria desde debajo y dentro del dosel interior sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas de tomate, según lo indicado por un mayor peso fresco y seco, diámetro del tallo y área foliar específica (Jiang *et al.*, 2017).

El espectro específico de luz estimula diferentes respuestas morfológicas y fisiológicas. La luz roja (R: 600-700 nm) y la luz azul (A: 400-500 nm) absorbidas por los pigmentos fotosintéticos son más efectivas que otras longitudes de onda (Pfündel & Baake, 1990). Se sabe que la luz roja influye en el alargamiento del tallo, la proporción de raíz a brote y en el contenido de clorofila (Appelgren, 1991; Aksenova *et al.*, 1994) y la luz azul causa respuestas fisiológicas a través de fototropinas, que incluyen fototropismo, elongación del hipocótilo, expansión de la hoja, apertura de estomas, anatomía de la hoja, síntesis de enzimas, movimientos de cloroplasto y expresión de genes (Inoue *et al.*, 2008; Wang *et al.*, 2009).

El espectro de luz roja y azul combinado se considera una fuente de iluminación eficaz para el cultivo de muchas especies de plantas en ambientes controlados

(Yang *et al.*, 2017). Cuando se suministran adecuadas proporciones R: A, suplementadas o no con otras longitudes de onda: UV-A (350-400 nm), verde (500-600 nm) o roja lejana (700-800 nm), se obtiene mayor compactidad (Javanmardi & Emami, 2013; Hernández *et al.*, 2016), mayor biomasa, clorofila y capacidad fotosintética de plántulas de tomate (Xiaoying *et al.*, 2012).

Estudio realizado por Lu *et al.* (2012) revelaron que los LED blancos y rojos fueron efectivos para mejorar el rendimiento del tomate cultivado en invernadero. Se realizaron varios experimentos para evaluar el efecto de la luz azul sobre el crecimiento y la calidad del material de siembra de tomate. La adición de LED azules (complementarios a las lámparas HPS o LED rojos) aumentó la acumulación de biomasa vegetal (Liu *et al.* 2011). Otro estudio con dos cultivares de tomate reveló un mayor período de cosecha, número de nudos, número de frutos cosechados y peso fresco total de frutos cuando se utilizó LED (95 % roja, 5 % azul) para la iluminación del interior del dosel, en comparación con la luz natural (Gómez *et al.*, 2013). Boivin *et al.* (1986) demostraron que el uso de iluminación suplementaria a 50, 100 y 150 $\mu\text{mol}\cdot\text{s}^{-1}\cdot\text{m}^{-2}$ (PAR) aumentó los rendimientos comercializables de las tres primeras cosechas de tomates cultivados en invernadero en un 19, 30 y 42 % respectivamente, respecto a las plantas que no recibieron luz suplementaria. Sin embargo, en otros estudios no se encontró ningún efecto positivo de la luz azul adicional sobre el crecimiento temprano de las plántulas de tomate (Hernández & Kubota, 2012).

Lanoue *et al.* (2017), reportaron que el tomate exhibió mayores tasas de transpiración, pero menor eficiencia en el uso del agua bajo luz natural complementada con LED roja/azul o roja/blanca. Encontraron además que, la luz roja lejana suplementaria afectó positivamente la longitud del tallo y el rendimiento de frutos del tomate, así como el contenido de carotenoides.

V. MATERIALES Y MÉTODO

5.1. Ubicación del sitio experimental

La presente investigación se llevó a cabo en condiciones de invernadero e hidroponía durante el periodo del 04 de marzo al 24 de julio del 2021, en el Instituto de Horticultura del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo ubicado en Texcoco, Estado de México, México, a 19° 29' de latitud norte, 98° 53' de longitud oeste y una altitud de 2,250 m.

5.2. Fase de semillero

5.2.1. Condiciones climáticas del semillero

Para el experimento se utilizó un invernadero tipo capilla de estructura metálica, con cubierta de polietileno térmico calibre 720, con 80 % de transmisión de luz, cortinas del mismo material y ventanas protegidas con malla antiáfidos en las paredes laterales y frontales (Figura 1). En el semillero, se procuró mantener temperaturas entre 15 y 25 °C en el día y entre 10 y 16 °C en la noche, con humedad relativa diurna de 50 a 70 %. El control de estas condiciones ambientales se logró mediante: a) apertura y cierre de ventanas, b) un sistema de calefacción con un calefactor automático de gas a base de combustión directa que ayudó a controlar las bajas temperaturas y c) un sistema de muro húmedo y extractores que permitió controlar, dentro de ciertos límites, las altas temperaturas y bajas humedades relativas. El piso del invernadero estaba cubierto con tela blanca de polipropileno (ground cover) que ayudó a mantener limpio el interior y a tener una mejor difusión de la luz.

5.2.2. Material vegetal

El material vegetal utilizado fue el híbrido comercial Bullseye, de la casa comercial Seminis. Este se caracteriza porque sus plantas son de hábito de crecimiento semideterminado, con frutos de tipo saladette.



Figura 1. Invernadero tipo capilla de estructura metálica con cubierta de polietileno en donde se llevó a cabo la fase de semillero del experimento.

5.2.3. Siembra

La siembra se realizó en charolas de poliestireno de 60 cavidades, de las cuales se usaron 30 cavidades al sembrarse una hilera de cavidades si y otra no, con una separación de 10 x 5 cm entre cavidades y un volumen de cepellón de 250 cm³ por cavidad (Figura 2). Como sustrato se utilizó una mezcla de turba con perlita en proporción 1:1 (v/v). Una vez colocada la semilla, se tapó con una capa de vermiculita de 0.5 cm y se irrigó con agua profusamente.

5.2.4. Solución nutritiva

Durante los 12 primeros días después de la siembra (dds) el riego se realizó con agua sola; posteriormente las plántulas fueron irrigadas con una solución nutritiva diluida a la mitad de su concentración normal hasta el momento del trasplante (Figura 3). De ahí en adelante, hasta el fin de la cosecha se aplicó la solución nutritiva completa como lo siguieron Sánchez *et al.* (2014) cuya concentración de nutrimentos minerales en mg·L⁻¹ es: Nitrógeno= 200, Fósforo= 50, Potasio= 200, Calcio= 250, Magnesio= 50, Azufre= 150, Hierro= 2, Manganeso= 1, Boro= 0.5,

Cobre= 0.1 y Zinc= 0.1. Como fuentes de estos elementos se emplearon los siguientes fertilizantes comerciales: nitrato de calcio, ácido fosfórico a 85 %, sulfato de potasio, sulfato de magnesio, sulfato ferroso, sulfato de manganeso, tetraborato de sodio, sulfato de cobre y sulfato de zinc.

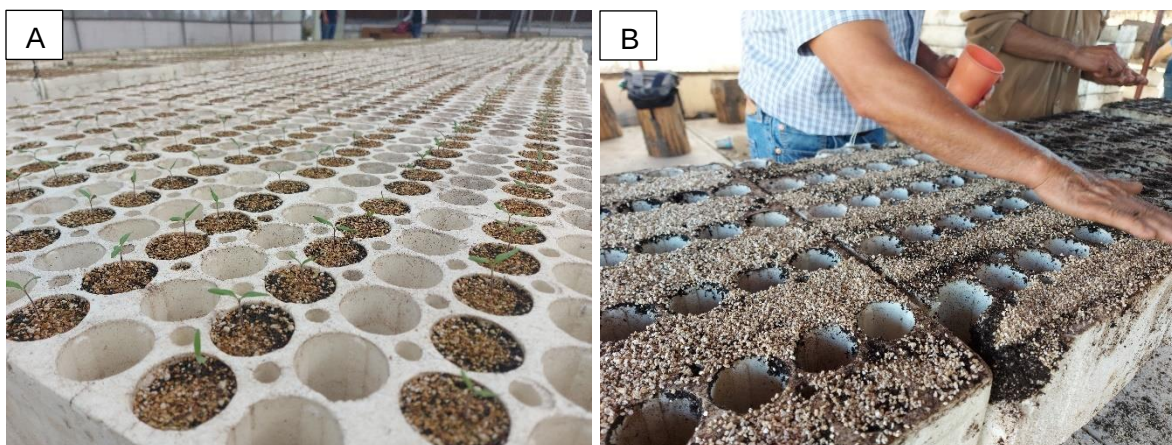


Figura 2. Siembra de la semilla. A) Charolas de poliestireno de 60 cavidades en donde sembró una hilera si y otra no. B) Cubrimiento de la semilla con vermiculita.

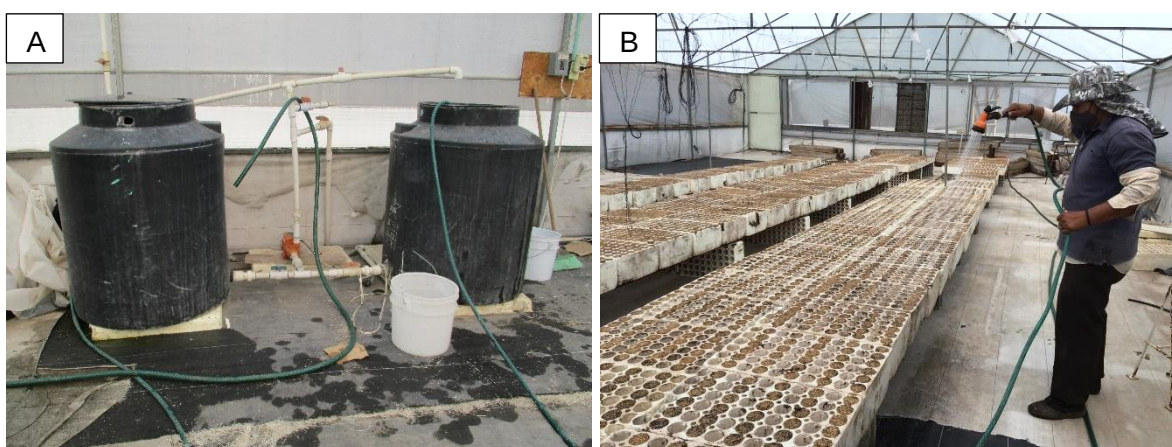


Figura 3. Riego en el semillero. A) Sistema de abastecimiento de la solución nutritiva. B) Aplicación del riego mediante una manguera de jardín.

5.2.5. Tratamientos

Se probaron 18 tratamientos, producto de la combinación de tres concentraciones de metanol (0, 15, y 25 % en base a volumen), tres fuentes de nitrógeno adicional (sin nitrógeno, urea $10 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ y aminoácido $1 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) y dos condiciones de luz suplementaria (con y sin luz suplementaria). Como fuente de aminoácido se utilizó el producto Amikrone® de la empresa comercial Biokrone S.A. de C.V.

Los tratamientos de metanol, urea y aminoácidos fueron aplicados por tres ocasiones: a los 32, 42 y 50 días después de la siembra (dds), a las concentraciones arriba indicadas, mediante aspersión foliar, utilizándose un volumen total de $10 \text{ mL}\cdot\text{plántula}^{-1}$ (Figura 4).

Para los tratamientos con luz suplementaria se usaron lámparas de tipo led de luz blanca de la marca Megaluz®, modelo LSS002, las cuales tienen un gasto energético de $36 \text{ W}\cdot\text{h}^{-1}$; son de 1.2 m de largo x 7 cm de ancho, producen una temperatura de 5000 a 7000 K (luz fría) y un índice de producción de color (IRC) de 80. Las lámparas fueron ubicadas entre dos hileras de plántulas (en las hileras sin sembrar) orientando la iluminación debajo del dosel, procurando un flujo fotónico de $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ a una distancia de 15 cm de la fuente emisora (Figura 4). A cada charola se le colocó dos lámparas led y la aplicación fue por 12 horas diarias (de las 7 am a las 7 pm) desde los 32 hasta los 58 dds.

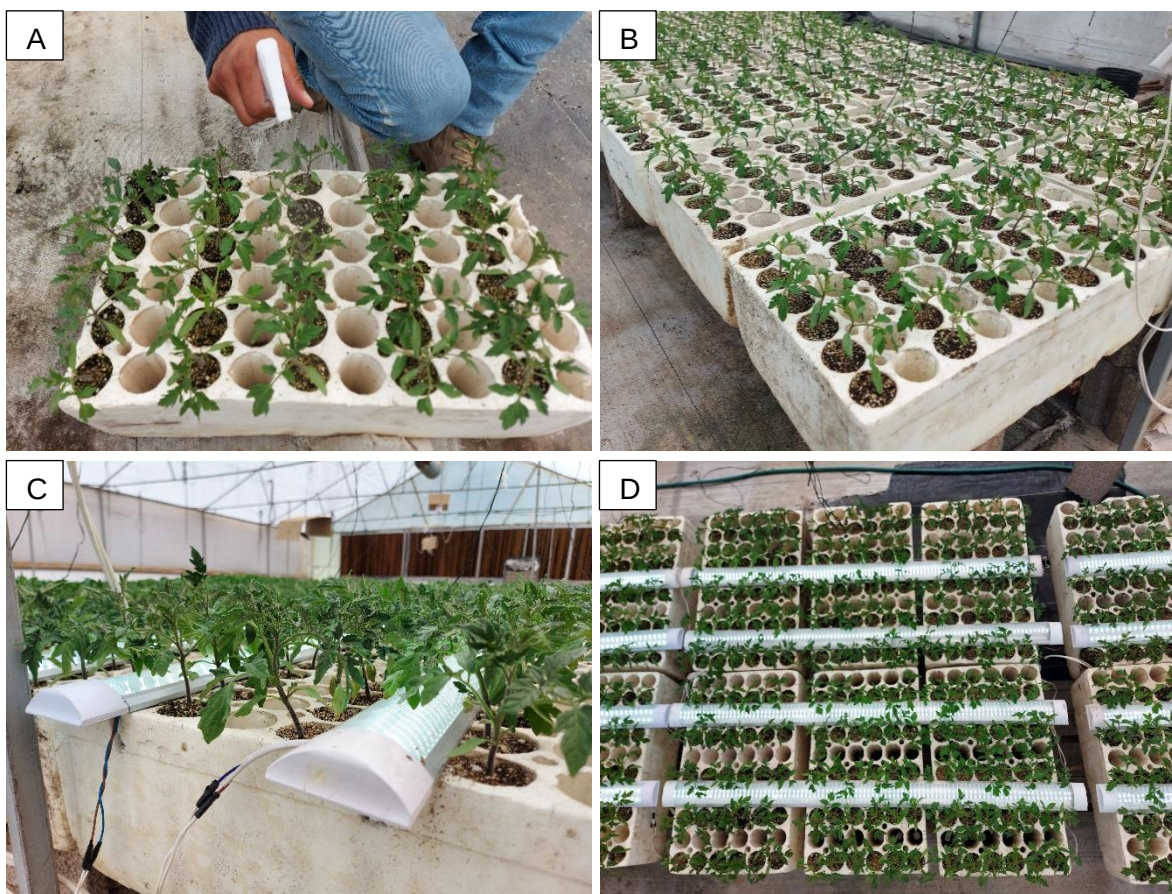


Figura 4. Aplicación de tratamientos. A) Aplicación foliar de metanol, urea y aminoácidos mediante un atomizador. B) Plántulas de jitomate con 32 días de edad. C) Lámparas led ubicadas entre dos hileras de plántulas orientando la iluminación debajo del dosel. D) Vista general de las unidades experimentales con tratamientos de luz suplementaria.

5.2.6. Diseño experimental y unidad experimental

El diseño experimental fue bloques completos al azar con cuatro repeticiones, en un arreglo factorial de tratamientos. La unidad experimental constó de 10 plántulas.

5.2.7. Variables evaluadas en etapa de plántula

Las variables morfológicas siguientes fueron evaluadas en dos plántulas de cada unidad experimental y repetición a los 45 días después de la siembra (dds).

- a) Altura de plántula (cm): esta variable se midió desde la base del tallo hasta el meristemo apical con un flexómetro.
- b) Diámetro del tallo (mm): se midió a la altura del entrenudo de la tercera y cuarta hoja con un vernier electrónico.
- c) Área foliar por planta (cm^2): para ello se hizo un muestreo de dos plantas por tratamiento en cada repetición y se determinó directamente en un integrador de área foliar (LI-3100C, LI-COR®, EUA).
- d) Peso seco total por plántula (g): se obtuvo de las mismas plántulas utilizadas para obtener el área foliar; para ello, las plántulas se colocaron dentro de bolsas de papel y se secaron en una estufa a 70 °C hasta peso constante; el peso se determinó con una balanza analítica.
- e) Razón de área foliar ($\text{cm}^2 \cdot \text{área foliar} \cdot \text{g}^{-1}$ de peso seco total): se obtuvo de las mismas dos plantas por tratamiento en cada repetición que se muestrearon para obtener área foliar.

5.3. Fase de trasplante a cosecha

5.3.1. Condiciones climáticas del invernadero

La fase de producción también se desarrolló en un invernadero tipo cenital de estructura metálica con cubierta de polietileno térmico y alta dispersión de luz (Figura 5). La temperatura en el día se mantuvo entre 15 y 25 °C, y en la noche entre 10 y 16 °C, con humedad relativa de 60 y 80 % durante el día y la noche, respectivamente; esto mediante la apertura y cierre de ventanas con cortinas de polietileno. Además de tener ventanas protegidas con malla antiáfidos y cortinas enrollables, el invernadero estaba equipado con un sistema de muro húmedo y extractores, y un sistema de calefacción que en conjunto permitían un adecuado control de la temperatura y humedad relativa.



Figura 5. Invernadero tipo cenital de estructura metálica con cubierta de polietileno térmico y alta dispersión de luz en donde se llevó a cabo la fase de producción.

5.3.2. Trasplante

El trasplante se efectuó a los 58 días después de la siembra (dds). Con anterioridad se prepararon las camas de cultivo que tenían 25 cm de profundidad y estaban rellenas con arena de tezontle rojo con partículas de 1 a 3 mm de diámetro. El ancho de las camas fue de 1.0 m por 20 m de largo. Entre camas contiguas había pasillos de 50 cm. La distancia entre plantas fue de 25 cm y se establecieron tres hileras de plantas por cama, de tal manera que se tuvo una densidad de población de 8 plantas $\cdot$ m⁻² de invernadero (Figura 6).

5.3.3. Sistema de riego

Se instaló un sistema de riego a base de cintilla con goteros integrados a cada 20 cm (Figura 6). El riego fue con solución nutritiva con las concentraciones de nutrimentos al 100 % antes descritas. El volumen de riego con solución nutritiva aplicado dependió de las condiciones climáticas (intensidad de luz, temperatura y humedad relativa) y etapa fenológica del cultivo, pero se buscó dar un sobre riego de 20 % adicional al volumen de agua requerida.

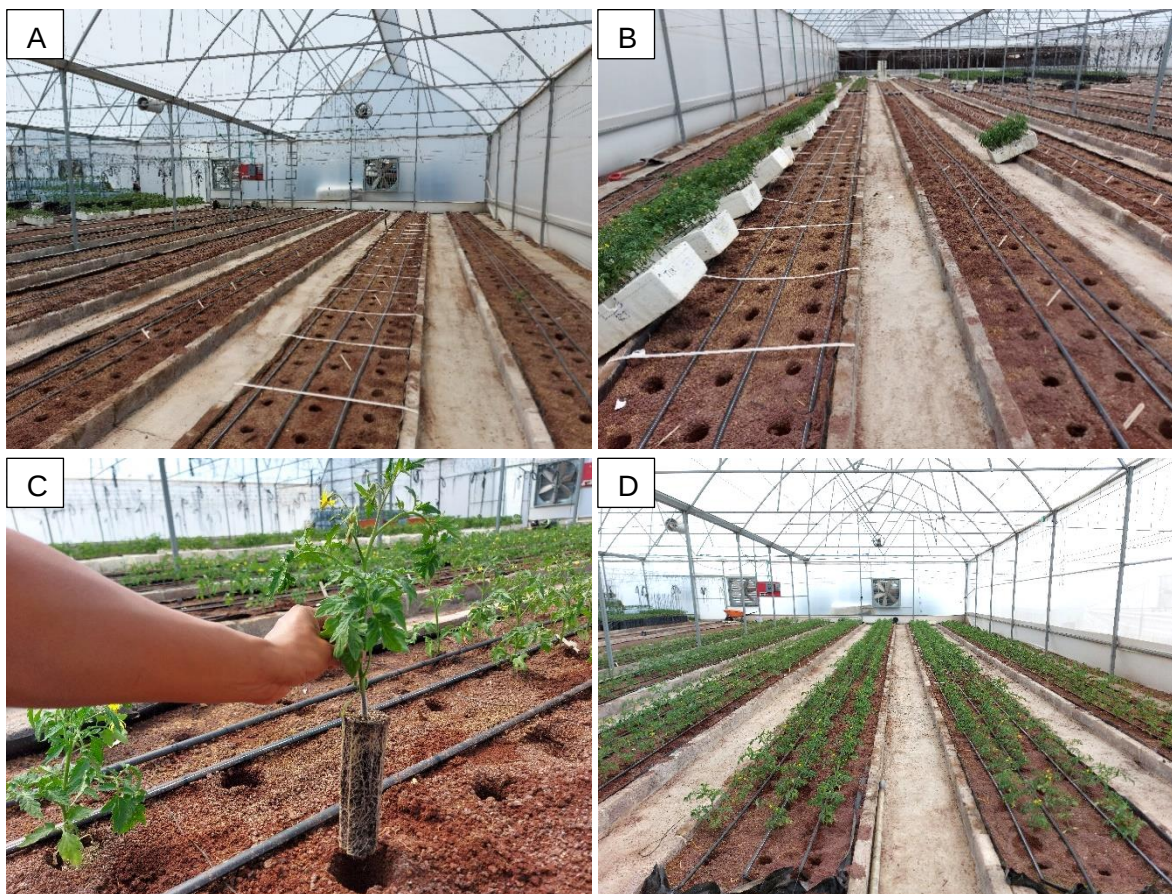


Figura 6. Trasplante del experimento a los 58 dds. A) Camas de cultivo rellenas con arena de tezontle rojo y sistema de riego. B) Se establecieron tres hileras de plantas por cama. C) Se hicieron perforaciones a la medida del cepellón para evitar daños de raíz. D) Vista general del experimento después del trasplante.

5.3.4. Labores culturales

A los 15 días después del trasplante (ddt), se tutoraron las plantas sujetándolas del tallo con un anillo de plástico que soportaba un cordón de rafia amarrado a alambres colocados a lo largo de las camas a 1.5 m de altura. De los 10 ddt en adelante, se podaron los brotes laterales de las plantas cuando tenían una longitud de 10 cm o menos para dejarlas a un solo tallo. Entre los 15 y 17 ddt se eliminaron las dos hojas inferiores de cada planta para promover una mayor ventilación en la base del tallo y disminuir la posible incidencia de enfermedades. Además, se hizo un despunte que consistió en eliminar la yema terminal dos hojas arriba de la tercera

inflorescencia, lo cual ocurrió entre los 22 y 25 ddt (Figura 7). Con este manejo, el ciclo de cultivo de trasplante a fin de cosecha duró 85 días.

La polinización se hizo en forma manual; para ello, todos los días durante la antesis se sacudieron las plantas para liberar el grano de polen y ocasionar su depósito en el estigma. Oportunamente, se efectuaron otras prácticas culturales requeridas conforme a un protocolo establecido para el cultivo, tal como lo describen Sánchez *et al.* (2012).



Figura 7. Conducción del cultivo. A) Tutorado de las plantas con un anillo de plástico y cordón de rafia. B) Despunte de la yema terminal dos hojas arriba de la tercera inflorescencia.

5.3.5. Diseño experimental

Los tratamientos se dispusieron bajo el mismo diseño de bloques al azar en arreglo factorial con cuatro repeticiones. La unidad experimental fue de nueve plantas.

5.3.6. Variables evaluadas en etapa reproductiva

- 1) Días a antesis de la primera inflorescencia: se consideró cuando el 50 % de las plántulas de la unidad experimental tuvieron al menos una flor abierta.
- 2) Número de flores por planta: se contabilizaron las flores bien formadas por cada racimo cuando estaban completamente abiertas y al final se sumaron para obtener el dato de flores por planta.

- 3) Número de frutos cosechados por planta: se contabilizó el número de frutos cosechados por racimo en cada corte y al final se sumaron todos los cortes para obtener el número de frutos por planta.
- 4) Peso medio de fruto (g): se estimó con el dato de peso total de frutos por planta dividido entre el número de frutos totales por planta en cada tratamiento y repetición.
- 5) Rendimiento por planta: se obtuvo con la suma del peso de los frutos cosechados en los tres racimos por planta. Esta variable se estimó desde el inicio a fin de cosecha y los valores se expresaron en gramos por planta ($\text{g} \cdot \text{planta}^{-1}$).
- 6) Días del trasplante al primer corte: corresponde al número de días que transcurrieron a partir del trasplante hasta la realización del primer corte.
- 7) Días del trasplante al último corte: corresponde al número de días que transcurrieron a partir del trasplante hasta la realización del último corte, en el cual se cosechó el 100 % de los frutos.

5.4. Análisis de datos

Los datos obtenidos fueron sometidos a análisis de varianza y comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), para lo cual se utilizó el programa estadístico Statistical Analysis System versión 9.1 (SAS Institute, 2002).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Variables evaluadas en etapa de plántula

El análisis de varianza (Cuadro 1) muestra que, la aplicación de metanol no tuvo efectos significativos para ninguna de las variables evaluadas en plántulas de jitomate; en cambio la fuente de nitrógeno influyó de manera significativa tanto en altura como en grosor de tallo, al igual que la aplicación de luz suplementaria que tuvo efecto en razón de área foliar. En el mismo Cuadro 1 se observa que, con excepción de la interacción fuente de nitrógeno x luz suplementaria donde la altura de plántula fue significativa, en ninguna otra variable hubo efectos de interacción.

Cuadro 1. Cuadrados medios para distintas variables evaluadas en plántulas de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra.

FV	GL	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	RAF (cm ² .g ⁻¹)
Bloque	3	0.32	0.064	479	0.053	39.3
Metanol (M)	2	2.27	0.023	271	0.034	14.3
Fuente de nitrógeno (N)	2	3.53*	0.244*	133	0.025	49.6
Luz (L)	1	0.72	0.010	327	0.036	736.2**
M*N	4	1.90	0.169	151	0.053	25.9
M*L	2	1.55	0.064	154	0.008	60.2
N*L	2	3.45*	0.131	35	0.007	57.0
M*N*L	4	0.29	0.077	204	0.021	31.0
Error	51	0.76	0.071	162	0.030	39.1
Total	71					
CV (%)		5.8	7.2	14.7	14.1	8.9
Media		15.1	3.7	86.8	1.2	70.3

FV: Fuentes de variación. GL: Grados de libertad. RAF: Razón de área foliar. CV: Coeficiente de variación. **: Altamente significativo a una $P \leq 0.01$. *: Significativo a una $P \leq 0.05$.

Varios autores han reportado efectos benéficos de las aplicaciones de metanol foliar en el crecimiento y rendimiento de las plantas. Por ejemplo, Nonomura y Benson (1992a) y Rowe *et al.* (1994) observaron mayor grosor de hojas y tallos de jitomate. Albrecht *et al.*, (1995) reportaron aumentos en el rendimiento en sandía; y Fall y Benson (1996) encontraron mayor longitud y ancho de las hojas en trigo. Sin embargo, en el presente estudio las comparaciones de medias entre las distintas concentraciones de metanol probadas (Cuadro 2), muestran que en ninguna de las variables evaluadas en plántulas hubo diferencia estadística entre tratamientos, incluso respecto al testigo (sin aplicación). Esto posiblemente porque durante el periodo en que se llevó a cabo el experimento, ocurrieron varios días nublados o seminublados, pues como lo señalan Nonomura y Benson (1992a, 1992b) la aplicación de metanol produce esqueletos carbonados que hacen la fotosíntesis más eficiente y con ello mayor crecimiento en las plantas de jitomate sólo bajo condiciones de alta temperatura y luminosidad. No obstante, los resultados coinciden con otros autores quienes han informado la falta de efectos significativos del metanol en plantas de jitomate (Hartz *et al.*, 1994; McGiffen *et al.*, 1995; Albrecht

et al., 1995; Feibert *et al.*, 1995; Van Iersel *et al.*, 1995; Ramírez *et al.*, 2006). Cabe señalar que las plántulas no estuvieron expuestas a ningún estrés por sequía o temperaturas extremas (Figura 8) o algún otro factor que afectara el crecimiento, o bien que permitiera una mayor respuesta del crecimiento de las plántulas con la aplicación de metanol, pues bajo esas condiciones desfavorables la respuesta al metanol es mayor (Laing *et al.*, 1974).

Cuadro 2. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra, en respuesta a la concentración de metanol.

Concentración de metanol (%)	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	RAF (cm ² .g ⁻¹)
0	15.43a ^z	3.76a	90.58a	1.28a	71.02a
15	14.82a	3.71a	84.18a	1.22a	69.52a
25	15.06a	3.70a	85.59a	1.21a	70.56a
DMSH	0.61	0.19	8.86	0.12	4.36

^zMedias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. RAF: Razón de área foliar.

Nonomura y Benson (1992a) también encontraron que con altas concentraciones de metanol suelen producirse lesiones en las hojas, por lo que junto con el alcohol debe agregarse glicina o glicerofosfato para evitar dicho daño. En este caso, a pesar de que no se aplicó glicina, no se observó la presencia de lesiones en las hojas, posiblemente porque la concentración máxima de metanol aplicada (25 %) estuvo por debajo de la concentración crítica para ocasionar este tipo de daños. Es posible que la falta de respuesta de la aplicación del metanol sobre las variables estudiadas también tenga que ver con las dosis relativamente bajas utilizadas.

Nonomura y Benson (1992a) sugirieron además que la estimulación del crecimiento por el metanol puede estar relacionada con la inhibición de la fotorrespiración de las plantas, ya que observaron efectos positivos en las plantas C₃ (con fotorrespiración), pero no en plantas C₄ (sin fotorrespiración). Esto fue apoyado por los hallazgos de Devlin *et al.* (1994) donde el metanol estimuló el crecimiento de algunas especies C₃ (trigo, rábano y guisantes), pero no el crecimiento del maíz como planta C₄. Al respecto Laing *et al.* (1974) mencionan que las aplicaciones de metanol en plantas

cultivadas en invernadero podrían ser de interés en condiciones de estrés hídrico, es decir, durante períodos de clima soleado (altas temperaturas y altos déficits de vapor de agua) porque se sabe que la fotorrespiración aumenta con el aumento de la temperatura, situación que no se presentó durante el presente experimento.

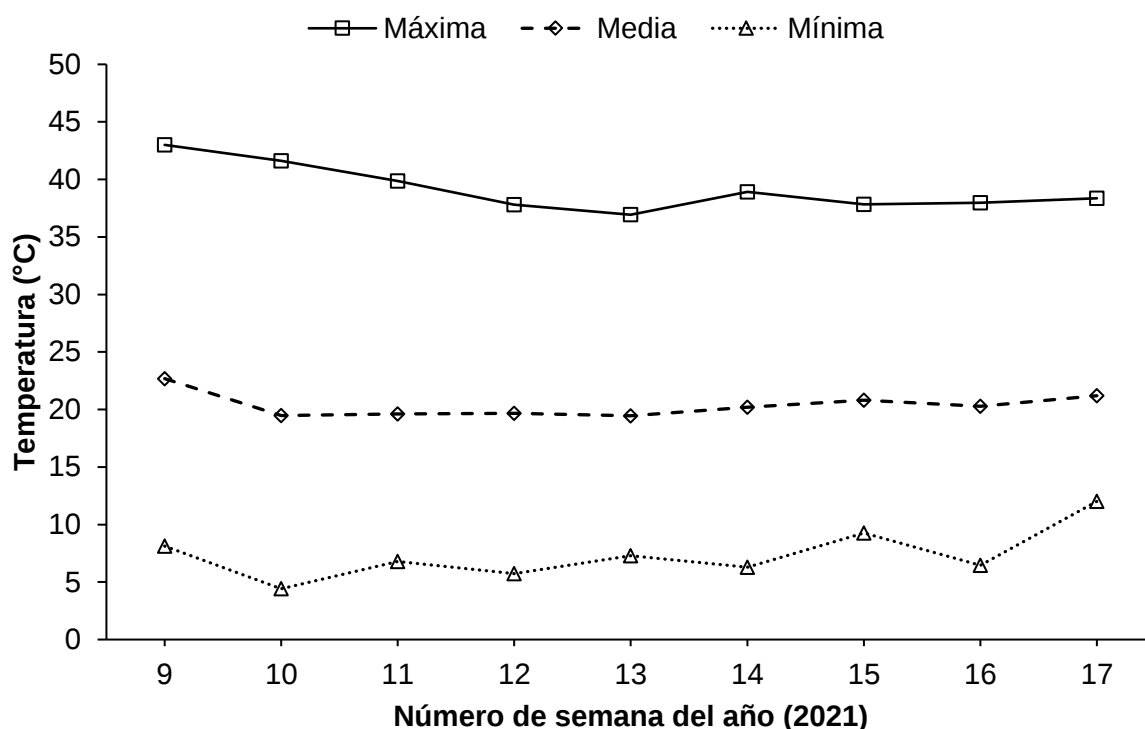


Figura 8. Temperaturas máximas, medias y mínimas promedio semanal registradas en la fase del semillero durante el período: 04 de marzo al 01 de mayo del 2021.

Al hacerse la comparación entre fuentes de nitrógeno (Cuadro 3), se encontró que, con las aplicaciones de aminoácidos como fuente de nitrógeno, las plántulas tuvieron estadísticamente mayor altura y mayor grosor de tallo respecto a las aplicaciones de urea. Se ha reportado que los aminoácidos desempeñan diferentes funciones en las plantas; pueden actuar como agentes reductores del estrés, fuente de nitrógeno y precursores de hormonas (Zhao, 2010; Maeda & Dudareva, 2012), los cuales pueden influir en diversos procesos fenológicos y fisiológicos como el desarrollo vegetativo, germinación de semillas, maduración de frutos, señalización y activación de sistemas de defensa frente a estreses bióticos y abióticos (Teixeira *et al.*, 2017). Así mismo diferentes investigaciones han demostrado un impacto

positivo de la aplicación foliar de mezclas de aminoácidos en plantas, como el aumento de la producción de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) (Koukounaras *et al.*, 2013) y la acumulación de materia seca en haba (*Vicia faba* L.) (Sadak *et al.*, 2014).

El nulo efecto de la aplicación foliar de urea sobre las variables morfológicas en las plántulas de jitomate (Cuadro 3), contrasta de alguna manera con estudios previos. Por ejemplo, Nicoulaud y Blom (1996) al aplicar urea vía foliar como única fuente de N en jitomate, encontraron mayor crecimiento de las plántulas, y reportan que la concentración óptima de aplicación fue 0.2 %. En otro estudio realizado en jitomate se informa que la urea a una concentración de 0.94 % mejoró las concentraciones de N en los tejidos de las hojas y los frutos, aunque no se observaron respuestas en crecimiento ni en el rendimiento (Widders, 1991).

Cuadro 3. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra, en respuesta a la fuente de nitrógeno.

Fuente de nitrógeno	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm ²)	Peso seco total (g)	RAF (cm ² .g ⁻¹)
Sin nitrógeno	15.22ab ^z	3.71ab	89.49a	1.26a	71.15a
Urea	14.67b	3.63b	85.62a	1.20a	71.24a
Aminoácidos	15.41a	3.83a	85.24a	1.25a	68.71a
DMSH	0.61	0.19	8.86	0.12	4.36

^zMedias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. RAF: Razón de área foliar.

Cabe señalar que, aunque las diferencias observadas entre fuentes de nitrógeno para las altura y grosor del tallo de plántulas fueron estadísticamente significativas (Cuadro 3), éstas son de muy poca magnitud (menos de 0.6 cm en altura y menos de 0.2 mm de diámetro) y por lo tanto de poca relevancia desde un punto de vista agronómico, pues incluso las aplicaciones de urea y de aminoácidos, no difirieron del testigo (sin aplicación). Para el resto de las variables evaluadas tampoco se detectaron diferencias estadísticas entre tratamientos, posiblemente por la misma razón de poca radiación solar incidente durante el crecimiento y desarrollo de las plántulas.

La luz es la principal fuente de energía para la fotosíntesis, por lo que la intensidad y calidad de la luz son de los factores ambientales clave que impulsan el crecimiento de las plantas (Fukuda *et al.*, 2008). La iluminación suplementaria aumenta las tasas de fotosíntesis de las hojas, el crecimiento y desarrollo de las plantas y el rendimiento de frutos y la calidad de los cultivos de invernadero (Pettersen *et al.*, 2010). Se ha reportado que el rendimiento se puede mejorar en un 10-20 % con iluminación dentro del dosel para plantas de pimiento morrón (*Capsicum annuum* Davos) y pepino (*Cucumis sativus* Picowell) (Guo *et al.* 2016; Kumar *et al.* 2016). Asimismo, muchos estudios han informado sobre los efectos de la intensidad de la luz en el crecimiento del tomate (Fan *et al.*, 2013; Hao *et al.*, 2017).

En general, aumentar la intensidad de la luz aumenta la ganancia de peso seco y el diámetro del tallo, pero disminuye la altura (Taiz & Zeiger, 2002; Fan *et al.*, 2013; Moreno *et al.*, 2021). No obstante, en el Cuadro 4 se observa que no hubo efecto de la aplicación de luz led suplementaria en altura de plántula, y tampoco lo hubo para diámetro de tallo ni en área foliar, de tal forma que el peso seco también fue el mismo. Solamente se encontró que en las plántulas con iluminación artificial presentaron una menor razón de área foliar. Es posible que estas plántulas hayan interceptado la luz de manera más uniforme para formar más azúcares y favorecer la formación de hojas más gruesas, lo cual se puede inferir como una medida indirecta de la menor razón de área foliar encontrada con la aplicación de luz suplementaria, como también lo señalan Moreno *et al.* (2021).

Aunque en algunos estudios se ha reportado un mayor crecimiento y desarrollo de las plantas de tomate por efecto de la adición de luz led suplementaria (Chitwood *et al.*, 2015; Jiang *et al.*, 2017), en otros trabajos no se ha observado el mismo efecto (Hernandez & Kubota, 2012).

Cabe recordar que en el presente experimento la siembra se hizo en charolas de 60 cavidades con un cepellón de 250 cm³, estableciéndose una hilera sí y otra no. Seguramente la baja densidad de población establecida (200 plántulas·m⁻²), evitó que las plántulas se elongaran como un efecto de competencia por luz (Taiz & Zeiger, 2002; Hopkins & Hüner, 2009; Jishi, 2018; Sánchez *et al.*, 2021a), de tal

forma que las plántulas fueron de bajo porte (15.2 cm) aún en aquéllas en las que no se suministró luz led suplementaria. Aunado a esto, durante el crecimiento y desarrollo de las plántulas, la temperatura del ambiente de la raíz fue relativamente baja (entre 12 y 15 °C), lo que seguramente también contribuyó para que tuvieran poca altura y un área foliar reducida, pues de acuerdo con Ploeg y Heuvelink (2005), con temperaturas bajas en la rizósfera, el crecimiento de las plántulas de jitomate es lento y reducido.

Cuadro 4. Comparaciones de medias de variables evaluadas en plántulas de jitomate 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra, en respuesta a la aplicación de luz suplementaria.

Luz suplementaria	Altura (cm)	Grosor del tallo (mm)	Área foliar (cm²)	Peso seco total (g)	RAF (cm²·g⁻¹)
Sin luz	15.20a ^z	3.71a	88.91a	1.21a	73.56a
Con luz	15.00a	3.74a	84.65a	1.26a	67.17b
DMSH	0.41	0.13	6.02	0.08	2.96

^zMedias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. RAF: Razón de área foliar.

La interacción fuente de nitrógeno x Luz suplementaria para altura de plántula (Figura 9), se explica porque con el testigo (sin fuente de nitrógeno adicional) y con las aplicaciones de urea, la altura de plántula disminuyó al aplicarse luz led suplementaria, mientras que, con las aplicaciones de aminoácidos como fuente de nitrógeno, la altura de plántula se incrementó. De cualquier forma, los cambios ocurridos fueron mínimos, pues entre las plantas de menor y mayor altura la diferencia fue menor a 2 cm.

De acuerdo con Craver y López (2016), las lámparas de luz led blanca de 5000 °K, como las usadas en el presente experimento, emiten aproximadamente el 23 % de su radiación en azul, 40 % en verde, 33 % en rojo y sólo 4 % en rojo lejano, y que cuando en el interior del dosel de las plantas llega suficiente luz azul y/o roja, o cuando la proporción de luz roja en relación a roja lejana es alta, se reduce la elongación de los entrenudos por lo que se disminuye la altura de las plántulas; esto es lo que sucedió en el presente estudio, donde con la luz suplementaria aplicada desde abajo durante el día con urea y/o sin fuente de nitrógeno, las plántulas

redujeron su altura, aunque no de forma significativa. Seguramente la luz suplementaria blanca aplicada, sobre todo durante el día y abajo del dosel, cambió la calidad de luz incidente en las hojas del interior del dosel dando una mayor proporción de luz azul y de rojo en relación al rojo lejano en esa zona, lo que evitó la elongación de los entrenudos. Lo contrario ocurrió con la aplicación foliar de aminoácidos y con luz suplementaria, en donde las plántulas fueron más altas no por elongación o por etiolación, sino por una mayor tasa de producción de materia seca por mejores condiciones de iluminación y mayor asimilación de nitrógeno.

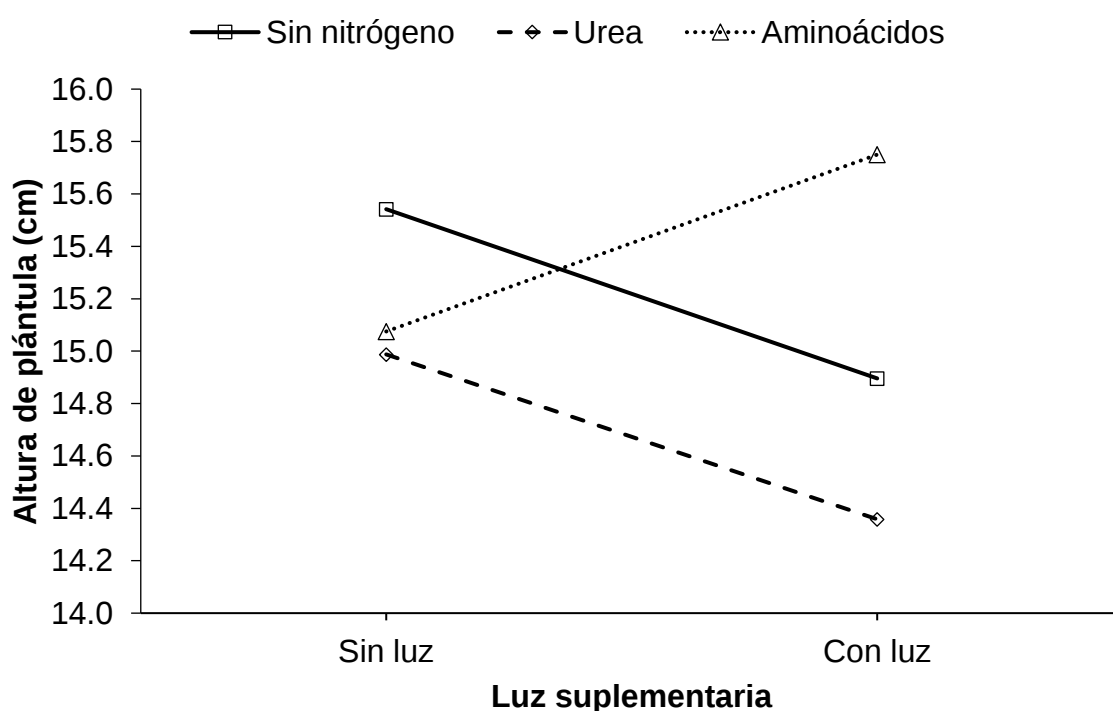


Figura 9. Efecto de interacción entre luz suplementaria x fuente de nitrógeno sobre altura de plántula de jitomate variedad 'Bullseye' a los 45 días después de la siembra.

Cabe señalar que la poca altura y área foliar en las plántulas, son caracteres que pueden permitir realizar el trasplantes hasta los 60 días después de la siembra sin que se afecte el rendimiento y calidad de los frutos, con lo que se logra un ciclo de trasplante a fin de cosecha en menos de 90 días para producir hasta cuatro ciclos en un año, con lo que potencialmente se han reportado rendimientos de hasta 600

t·ha⁻¹·año⁻¹ con el manejo de las plantas despuntadas a tres racimos y densidad de 8 plantas·m⁻² (Sánchez *et al.*, 2021a).

6.2. Variables evaluadas en etapa reproductiva

En el análisis de varianza (Cuadro 5) se detectaron efectos significativos de la aplicación de luz suplementaria para las variables días a antesis de la primera flor, número de flores por planta, pesos medio de fruto y rendimiento; en contraste, la aplicación de metanol y fuente de nitrógeno no tuvieron efectos significativos en ninguna de las variables. En el mismo Cuadro 5 se observan efectos significativos de interacción en metanol x fuente de nitrógeno y fuente de nitrógeno x luz suplementaria en días a antesis de la primera flor, así como en metanol x luz suplementaria para el número total de flores por planta.

Cuadro 5. Cuadrados medios de días a antesis y variables de rendimiento y sus componentes en plantas de jitomate variedad 'Bullseye' despuntadas al tercer racimo.

FV	GL	Días a antesis	Flores·planta ⁻¹	Frutos·planta ⁻¹	Peso medio de fruto (g)	Rendimiento (g·planta ⁻¹)
Bloque	3	0.16	1.57	0.83	175	66341
Metanol (M)	2	0.06	0.35	0.80	24	31845
Fuente de nitrógeno (N)	2	1.06	0.01	0.07	101	20431
Luz (L)	1	36.13*	2.35*	2.23	6954**	1164391**
M*N	4	1.79*	0.49	0.41	15	16250
M*L	2	1.17	1.76*	0.34	4	11150
N*L	2	11.17**	0.01	0.63	133	38525
M*N*L	4	1.27	0.24	1.20	44	7659
Error	51	0.57	0.53	0.64	67	19882
Total	71					
CV (%)		1.5	5.7	7.9	5.7	9.7
Media		52.0	12.8	10.2	143.7	1460.9

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

Las comparaciones de medias entre concentraciones de metanol (Cuadro 6), muestran que para días a antesis de la primera flor y en las variables de rendimiento no se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos. Es importante resaltar que la respuesta en las variables de rendimiento por la aplicación foliar con las diferentes concentraciones de metanol es mínima, pero se observa (Cuadro 6) una ligera tendencia de incremento conforme aumentó la concentración, lo que sugiere que probablemente se requería una concentración más alta para lograr un mayor efecto.

La hipótesis planteada fue que la aplicación de metanol, sólo o en combinación con alguna fuente de nitrógeno y luz suplementaria ayudaría a formar más esqueletos carbonados que permitirían el desarrollo de más flores por racimo; sin embargo, esto no fue así. Es probable, como ya se mencionó, que las dosis de metanol aplicadas hayan sido muy bajas como para ocasionar un efecto en la formación de más azúcares disponibles para los primordios florales en desarrollo, o que la cantidad de luz recibida por el dosel haya sido limitada, pues para que el metanol se transforme en compuestos carbonados se requiere altas cantidades de radiación solar (Nonomura y Benson, 1992a).

Cuadro 6. Comparaciones de medias de días a antesis de la primera flor y del rendimiento y sus componentes de jitomate variedad ‘Bullseye’ cultivado a tres racimos, en respuesta a la concentración de metanol.

Concentración de metanol (%)	Días a antesis	Flores · planta⁻¹	Frutos · planta⁻¹	Peso medio de fruto (g)	Rendimiento (g · planta⁻¹)
0	52.04a ^z	12.92a	9.96a ^z	142.57a	1419.18a
15	51.96a	12.71a	10.20a	144.50a	1476.86a
25	51.96a	12.92a	10.31a	143.97a	1486.55a
DMSH	0.53	0.51	0.56	5.68	98.26

^zMedias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta.

A pesar de que existe cierta evidencia de la beneficiosa de los tratamientos con metanol, el modo de acción de los alcoholes sobre la fotosíntesis y la fotorrespiración sigue siendo poco conocido y los efectos reportados por Nonomura y Benson (1992a) parecen difíciles de reproducir. La complejidad de la relación entre

la respuesta y la concentración de la planta, el tiempo de exposición, el método de aplicación y la morfología de los tejidos probablemente explica la dificultad de reproducir los datos originales de la prueba de campo de Nonomura y Benson (1992a). Además, no está claro hasta qué punto el alcohol se absorbe y se utiliza en la planta. Probablemente una gran proporción de alcohol se pierde a través de la evaporación, especialmente cuando se aplica en un día soleado y cálido.

Está documentado que los aminoácidos representan una fuente importante de nitrógeno, y se ha reportado su efecto benéfico en el crecimiento de las plantas (Näsholm *et al.*, 2000; Persson & Näsholm, 2002). Sin embargo, la comparación de medias para las fuentes de nitrógeno incluido el testigo sin una fuente de nitrógeno (Cuadro 7), muestra que en días a antes de la primera flor y en variables de rendimiento y sus componentes no se observaron diferencias significativas entre tratamientos. Esto seguramente porque desde la etapa de semillero no se tuvieron efectos de las fuentes de nitrógeno sobre las variables morfológicas, pues al momento del trasplante (58 días después de la siembra) las plántulas de los diferentes tratamientos y repeticiones estaban muy uniformes en cuanto a tamaño y calidad.

Aunque numerosos estudios han reportado que el efecto de los aminoácidos es más significativo en cultivos que crecen bajo algún estrés ya sea biótico o abiótico (Pratelli & Pilot, 2014; Teixeira *et al.*, 2017), en donde contribuyen al aumentar la capacidad de las células para absorber agua y nutrientes; además, incrementan la síntesis de proteínas que participan en las múltiples funciones del metabolismo de las plantas, mejorando la tasa de asimilación de carbono, lo que conduce a un aumento de la materia seca total que finalmente se refleja en el rendimiento (Dreccer *et al.*, 2000; Sharma & Ghildiyal, 2005). Especulamos que en este experimento las plántulas estaban creciendo bajo condiciones ambientales óptimas, o al menos no tuvieron etapas de estrés que afectara el crecimiento, por lo que la aplicación foliar de los aminoácidos y la urea no tuvieron una repuesta significativa respecto al testigo.

Cuadro 7. Comparaciones de medias de días a antesis de la primera flor y del rendimiento y sus componentes de jitomate variedad ‘Bullseye’ cultivado a tres racimos, en respuesta a la fuente de nitrógeno.

Fuente de nitrógeno	Días a antesis	Flores · planta⁻¹	Frutos · planta⁻¹	Peso medio de fruto (g)	Rendimiento (g · planta⁻¹)
Sin nitrógeno	51.79a ^z	12.88a	10.16a ^z	143.34a	1459.77a
Urea	52.21a	12.83a	10.10a	141.82a	1432.25a
Aminoácidos	51.96a	12.83a	10.21a	145.89a	1490.57a
DMSH	0.53	0.51	0.56	5.68	98.26

^zMedias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta.

En cuanto a la aplicación de luz led suplementaria, las comparaciones de medias (Cuadro 8), muestran que hubo diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$) en días a antesis de la primera flor, número de flores por planta, peso medio de fruto y rendimiento. Contrario a lo esperado (McCall, 1992), las plántulas a las que no se les aplicó luz suplementaria presentaron valores relativamente más altos en dichas variables y con diferencias estadísticamente respecto a las plántulas establecidas bajo luz suplementaria. Sin embargo, es importante mencionar que las diferencias observadas agrónomicamente son de muy poca magnitud y relevancia, ya que el número de flores y frutos totales por planta la diferencia entre aplicar o no luz suplementaria es menor a uno, y la diferencia en rendimiento fue de solamente 254 g · planta⁻¹. Cabe recordar que en el proceso de diferenciación floral se requiere un mínimo de azúcares para que un primordio de flor no aborte (Charles-Edwards *et al.*, 1986; Kinet & Peet, 1999), además, al mismo tiempo que se están iniciando los primordios de flor en las tres primeras inflorescencias, también hay división celular para el crecimiento de hojas, tallos y raíz, procesos que necesitan energía, por lo que es posible que se haya estimulado más el crecimiento vegetativo que el reproductivo, desviándose más fotoasimilados a dichos órganos para su crecimiento y dejando menos azúcares para la formación de flores como también lo señalan Kinet y Peet (1999) y Contreras *et al.* (2013).

Cuadro 8. Comparaciones de medias de días antes de la primera flor y del rendimiento y sus componentes de jitomate variedad ‘Bullseye’ cultivado a tres racimos, en respuesta a la aplicación de luz suplementaria.

Luz suplementaria	Días a antesis	Flores · planta⁻¹	Frutos · planta⁻¹	Peso medio de fruto (g)	Rendimiento (g · planta⁻¹)
Sin luz	52.69a ^z	12.92a	10.33a ^z	153.51a	1588.03a
Con luz	51.28b	12.51b	9.98a	133.85b	1333.69b
DMSH	0.36	0.34	0.38	3.86	66.72

^zMedias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: Diferencia mínima significativa honesta.

También es posible que la intensidad y calidad de la luz suplementaria que se manejó en este experimento no fueron suficientes e idóneas bajo las condiciones en que se desarrollaron las plantas, pues se ha reportado que las condiciones de poca o mucha luz afecta el tiempo de diferenciación y la calidad de los botones florales en jitomate (Seginer *et al.*, 2006; Samach & Lotan, 2007).

La interacción de concentración de metanol x fuente de nitrógeno sobre días a antesis, se debe a que en las plantas que fueron asperjadas con urea se disminuye el número de días a antesis conforme se aumenta la concentración de metanol, mientras que con el testigo (sin fuente de nitrógeno) y con las aplicaciones de aminoácidos, al incrementarse las concentraciones de metanol (15 % y 25 %) el número de días a antesis también se incrementó (Figura 10). Aunque como se puede apreciar en la Figura 10, la diferencia es de solamente dos días.

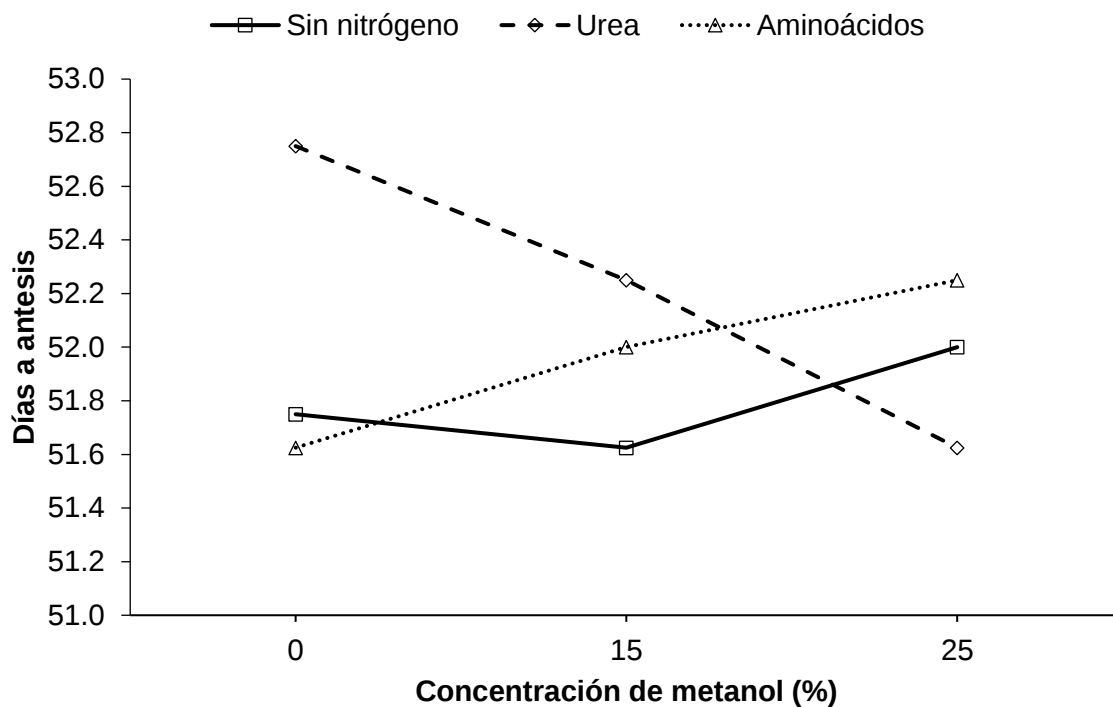


Figura 10. Efecto de interacción entre concentración de metanol y fuente de nitrógeno sobre días a antesis de la primera flor de jitomate variedad ‘Bullseye’.

La interacción luz suplementaria x fuente de nitrógeno (Figura 11) en número de flores por planta, se explica porque en las plantas donde no se aplicó ninguna fuente de nitrógeno (testigo) y con las aplicaciones de aminoácidos, tuvieron más flores cuando no se adicionó luz (tres flores más). En cambio, con las aplicaciones de urea el número de flores por planta fue igual con y sin luz suplementaria, incluso se aumentó ligeramente con el suplemento de luz.

Al respecto, Heuvelink y Okello (2018), indican que el número de flores iniciadas en una inflorescencia de jitomate depende del genotipo, pero también de las condiciones ambientales. También señalan que con un incremento en la irradiancia diaria se puede influir positivamente en la formación de más flores por inflorescencia al dejar más fotoasimilados disponibles para los primordios de flor en desarrollo, favoreciendo así la formación de más flores en cada inflorescencia; por ello se esperaba más flores en cada una de las tres inflorescencias por efecto de la luz suplementaria aplicada en la etapa de iniciación floral, pero no ocurrió así.

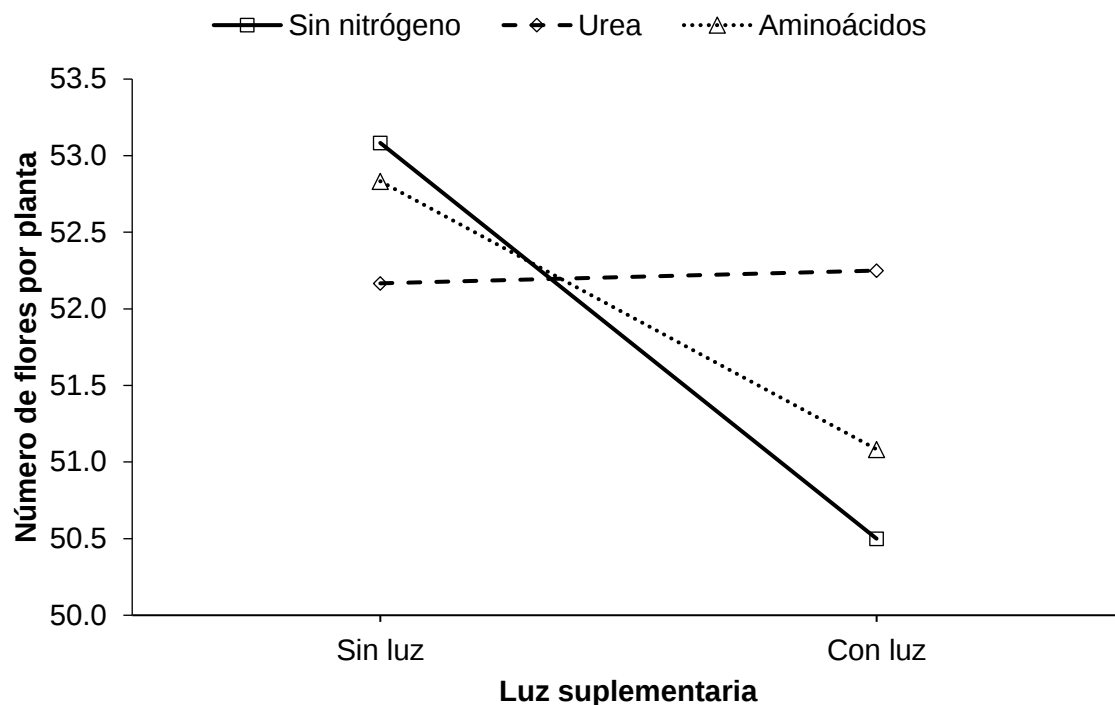


Figura 11. Efecto de interacción entre luz suplementaria y fuente de nitrógeno sobre número de flores por planta de jitomate variedad 'Bullseye' cultivado a tres racimos.

Para la interacción concentración de metanol x luz suplementaria se observa que con el testigo (sin luz suplementaria) y con aplicación de metanol al 0 y 15 %, el número de flores por planta tuvo un comportamiento muy similar, mientras que, con aplicaciones de metanol al 25 %, el número de flores disminuyó (una flor menos). Por otra parte, las plantas que fueron tratadas con luz suplementaria, el número de flores disminuyó con las aplicaciones de metanol al 15 %, mientras que el número de flores aumentó con aplicaciones de metanol al 25 % (Figura 12). Sin embargo, las diferencias encontradas por efecto de la interacción metanol x luz suplementaria para número de flores por planta es poco importante, puesto que el efecto más importante fue con la concentración de metanol al 15 %, pero la diferencia fue solamente de una flor con y sin aplicación de luz suplementaria, lo que concuerda con los resultados obtenidos en la fase del semillero al no encontrar efectos significativos en la aplicación de metanol y luz led suplementaria.

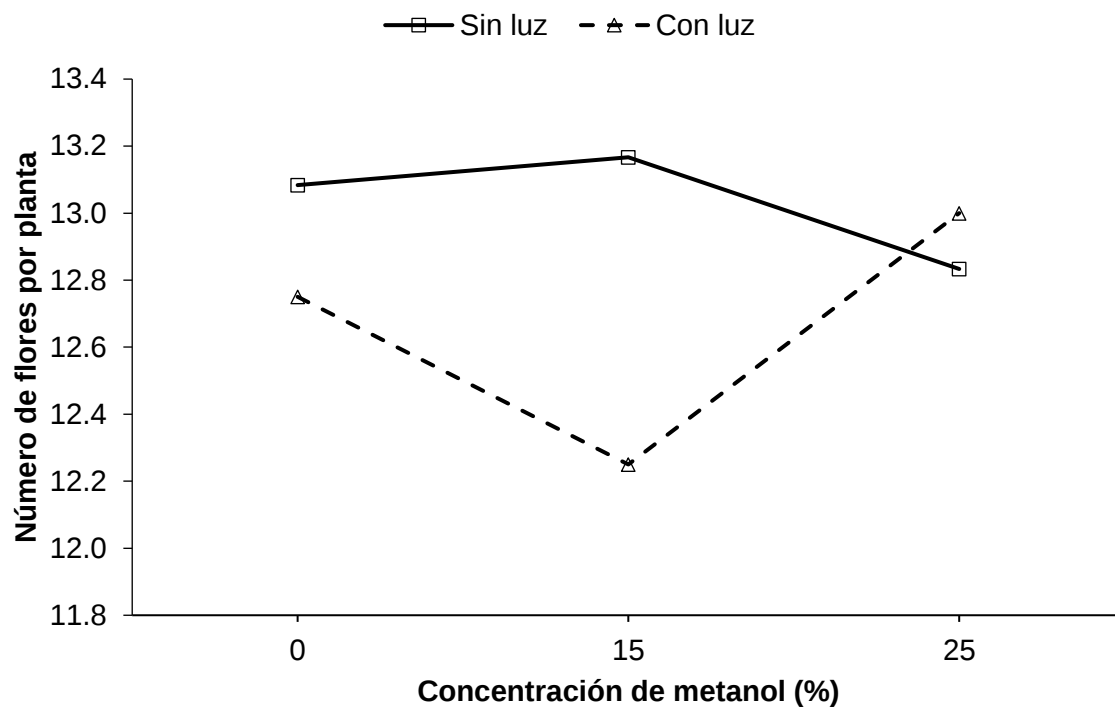


Figura 12. Efecto de interacción entre concentración de metanol y luz suplementaria sobre número de flores por planta de jitomate variedad ‘Bullseye’ cultivado a tres racimos.

A pesar de que en cada planta solamente se formaron 10 frutos, el rendimiento promedio logrado fue de $1461 \text{ g} \cdot \text{planta}^{-1}$, esto gracias al peso promedio de fruto (144 g), que es alto para un jitomate tipo saladette. La densidad de población establecida fue de $8 \text{ plantas} \cdot \text{m}^{-2}$ de invernadero, lo que resulta en un rendimiento de $11.7 \text{ kg} \cdot \text{m}^{-2}$. Cabe señalar que el periodo de trasplante a fin de cosecha duró solamente 85 días al realizarse el trasplante a los 58 días después de la siembra, por lo que es posible conducir hasta 4 ciclos de cultivo al año, lo que daría un rendimiento potencial anual de $468 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$. Aunque Sánchez *et al.* (2021a) con la misma variedad reportaron $17.6 \text{ kg} \cdot \text{m}^{-2}$ en un ciclo de cultivo también de 85 días de trasplante a fin de cosecha, el rendimiento obtenido supera significativamente la media nacional con el manejo convencional de ciclos largos (Castellanos y borbón, 2009).

En otros estudios con la misma densidad de población (8 plantas·m⁻²) y con la misma variedad manejada, el índice de área foliar (m² de hoja por m² de área cubierta) formado fue cercano a 5 (Sánchez *et al.*, 2021b). En este trabajo dicho índice fue mucho menor (2.9), por lo que hubo poco aprovechamiento de la radiación solar incidente para una mayor fotosíntesis y rendimiento (Charles-Edwards *et al.*, 1986). De acuerdo con Sánchez y Moreno (2017), los valores óptimos de índice de área foliar una mayor acumulación de materia seca diaria en jitomate manejado en invernadero y alta densidad de población deben ser entre 3 y 4.

VII. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en que se llevó a cabo el presente experimento, se puede concluir que:

- Las aplicaciones foliares de metanol en conjunción con urea, aminoácidos y luz suplementaria no modificaron las variables morfológicas de plántulas de jitomate trasplantadas a los 58 días después del trasplante. Sin embargo, con todos los tratamientos, las plántulas tuvieron calidad al trasplante.
- Los aminoácidos como fuente de nitrógeno adicional dieron lugar a plántulas con mayor altura y grosor de tallo respecto a las aplicaciones de urea.
- Las aplicaciones foliares de metanol en conjunción con urea, aminoácidos y luz suplementaria no aumentaron el número de flores ni el número de frutos por planta al ser despuntadas al tercer racimo.

VIII. LITERATURA CITADA

- Afshari, M., Afsharmanesh, G., & Khatoon, Y. 2014. The Effect of Enriched Organic Fertilizer and Methanol Spray on the Greenhouse-Tomato Yield. *Journal of Agricultural Science* 6 (11): 14-20.
- Akladios, S. A., & Abbas, S. M. 2013. Alleviation of seawater stress on tomato by foliar application of aspartic acid and glutathione. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry* 9: 282-298.
- Akram, N. A., Hani, U., Ashraf, M., Ashraf, M., & Sadiq, M. 2020. Exogenous application of L-methionine mitigates the drought-induced oddities in biochemical and anatomical responses of bitter melon (*Momordica charantia* L.). *Scientia Horticulturae* 267: 1-11.
- Aksenova, N. P., Konstantinova, T. N., Sergeeva, L. I., Macháčková, I., & Golyanovskaya, S. A. 1994. Morphogenesis of potato plants in vitro. I. Effect of light quality and hormones. *Journal of Plant Growth Regulation* 13: 143-146.
- Albrecht, S. L., Douglas, C. L., Klepper, E. L., Rasmussen, P. E., Rickman, R. W., Smiley, R. W., Wilkins, D. E., & Wysocki, D. J. 1995. Effects of foliar methanol applications on crop yield. *Crop Science* 35: 1642-1646.
- Appelgren, M. 1991. Effects of light quality on stem elongation of *Pelargonium* in vitro. *Scientia Horticulturae* 45: 345-351.
- Atherton, J. G., & Harris, G. P. 1986. Flowering. In: J. Atherton & J. Rudich (Eds.), *The Tomato Crop: A Scientific Basis for Improvement* (pp. 167-200). London, England: Chapman and Hall.
- Berta, M., Giovannelli, A., Sebastiani, F., Camussi, A., & Racchi, M. L. 2010. Transcriptome changes in the cambial region of poplar (*Populus alba* L.) in response to water deficit. *Plant Biology* 12: 341-354.

- Boivin, C., Trudel, M. J., & Gosselin, A. 1986. Influence du niveau d'irradiance d'appoint (HPS) en pépinière sur la croissance d'une culture de tomate de serre. *Canadian Journal of Plant Science* 66: 961-970.
- Bondada, B. R., Syvertsen, J. P., & Albrigo, L. G. 2001. Urea nitrogen uptake by citrus leaves. *HortScience* 36: 1061-1065.
- Bourget, C. M. 2008. An introduction to light-emitting diodes. *HortScience* 43: 1944-1946.
- Buchanan, B. B., Gruissem, W., & Jones, R. L. 2000. *Biochemistry and Molecular Biology of Plants*. Rockville, USA: American Society of Plant physiologists.
- Castellanos, Z. J., & Borbón, C. M. 2009. Panorama de la horticultura protegida en México. In: Castellanos, Z. J. (Ed.), *Manual de producción de tomate en invernadero* (pp. 1-18). Guanajuato, México: INTAGRI.
- Charles-Edwards, D. A., Doley, D., & Remington, G. M. 1986. *Modelling Plant Growth and Development*. Sydney, Australia: Academic Press.
- Chitwood, D. H., Kumar, R., Ranjan, A., Pelletier, J., Townsley, B. T., Ichihashi, Y., Martinez, C. C., Zumstein, K., Harada, J. J., Maloof, J. N., & Sinha, N. R. 2015. Light-Induced Indeterminacy Alters Shade-Avoiding Tomato Leaf Morphology. *Plant Physiology* 169 (3): 2030-2047.
- Colla, G., Nardi, S., Cardarelli, M., Ertani, A., Lucini, L., Canaguier, R., & Rouphael, Y. 2015. Protein hydrolysates as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae* 196: 28-38.
- 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.

- Cossins, E. A. 1964. The utilization of carbon-14 compounds by plants: I. The metabolism of methanol-C¹⁴ and its role in amino acid biosynthesis. *Canadian Journal of Biochemistry and Physiology* 42: 1793-1802.
- Craver, J. K., & López, R. G. 2016. Control of morphology by manipulating light quality and daily light integral using LEDs. In: Kozai, T., Fujiwara, K., & Runle, E. (Eds.), *Led Lighting for Urban Agriculture* (pp. 203-217). Singapore: Springer.
- Davis, P. A., & Burns, C. 2016. Photobiology in protected horticulture. *Food and Energy Security* 5: 223-238.
- Devlin, R. M., Bhowmick, P., & Karczmarczyk, S. 1994. Influence of methanol on plant growth. *Plant Growth Regulator Society of America Quarterly* 22: 102-108.
- Devlin, R. M., Karczmarczyk, S. I., & Lopes, P. R. 1995. The effect of methanol on the growth and pigment content of bachelor's-button (*Centaurea cyanus*) and geranium (*Pelargonium hortorum*). *Plant Growth Regulator Society of America Quarterly* 23: 127-136.
- Doman, N. G., & Romanova, A. K. 1962. Transformations of labeled formic acid, formaldehyde, methanol, and carbon dioxide by bean and barley leaves from air. *Plant Physiology* 37: 833-840.
- Dreccer, M. F., Oijen, M., & Schapendonk, A. 2000. Dynamics of vertical leaf nitrogen distribution in a vegetative wheat. Impact on canopy photosynthesis. *Annals of Botany* 86: 821-831.
- Fall, R., & Benson, A. 1996. Leaf methanol-the simplest natural product from plants. *Trends in Plant Science* 1: 296-301.
- Fan, X. X., Xu, Z. G., Liu, X. Y., Tang, C. M., Wang, L. W., & Han, X. L. 2013. Effects of light intensity on the growth and leaf development of young tomato plants grown under a combination of red and blue light. *Scientia Horticulturae* 153: 50-55.

- Feibert, E. B., James, S. R., Rykbost, K. A. Mitchell, A. R., & Shock, C. C. 1995. Potato yield and quality not changed by foliar applied methanol. *HortScience*, 30: 494-495.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAOSTAT). 2021. *Food and Agriculture Organization (FAO) of the United Nations*. Retrieved from [http:// www.fao.org/faostat/es/#data/QC](http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC).
- Fukuda, N., Fjita, M., Ohta, Y., Sase, S., Nishimura, S., & Ezura, H. 2008. Directional blue light irradiation triggers epidermal cell elongation of abaxial side resulting in inhibition of leaf epinasty in geranium under red light condition. *Scientia Horticultura* 115: 176-182.
- Galbally, E., & Kirstine, W. 2002. Production of methanol by flowers. *Atmosphere* 43 (3): 195-223.
- Gómez, C., Morrow, R. C., Bourget, C. M., Massa, G. D., & Mitchell, C. A., 2013. Comparison of intracanopy light-emitting diode towers and overhead high-pressure sodium lamps for supplemental lighting of greenhouse-grown tomatoes. *Horttechnology* 23: 93-98.
- Guo, X., Hao, X., Khosla, S., Kumar, K., Cao, R., & Bennett, N. 2016. Effect of LED inter-lighting combined with overhead HPS light on fruit yield and quality of year-round sweet pepper in commercial greenhouse. *Acta Horticulturae* 1134: 71-78.
- Hao, X., Guo, X. B., Chen, X. J., Zheng, L., & Kholsa, C. S. 2017. Dynamic temperature integration with temperature drop improved the response of greenhouse tomato to long photoperiod of supplemental lighting. *Acta Horticulturae* 1170: 995-1002.
- Hartz, T. K., Mayberry, K. S., McGiffen, M. E., LeStrange, M., Miyao, G., & Baameur, A. 1994. Foliar methanol application ineffective in tomato and melon production. *HortScience* 29: 1087.

- Hemming, D., Criddle, R., & Hansen, L. 1995. Effects of methanol on plant respiration. *Journal of Plant Physiology* 146: 193-198.
- Hernández, R., & Kubota, C. 2012. Tomato seedling growth and morphological responses to supplemental LED lighting red: blue ratios under varied daily solar light integrals. *Acta Horticulturae* 956: 187-194.
- Hernández, R., & Kubota, C. 2016. Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environmental and Experimental Botany* 121: 66-74.
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. 2018. Developmental processes. In: Heuvelink, E. (Ed.), *Tomatoes* (pp. 59-88). Wallingford, UK: CABI.
- Heuvelink, E., Li, T., & Dorais, M. 2018. Crop growth and yield. In: Heuvelink, E. (Ed), *Tomatoes* (pp. 89-136). Wallingford, UK: CABI.
- Hopkins, W. G., & Hüner, N. P. 2009. *Introduction to Plant Physiology (Fourth edition)*. New Jersey, USA: John Wiley & Sons.
- Hurd, R. G., & Cooper, A. J. 1967. Increasing flower number in single-truss tomatoes. *Journal of Horticultural Science* 42: 181-188.
- Hurd, R. G., & Cooper, A. J. 1970. The effect of early low temperature treatment on the yield of single inflorescence tomatoes. *Journal of horticultural Science* 45: 19-27.
- Idso, S. B., Idso, K. E., Garcia, R. L., Kimball, B. A., & Hooper, J. K. 1995. Effects of atmospheric CO₂ enrichment and foliar methanol application on net photosynthesis of sour orange trees (*Citrus aurantium*: Rutaceae) leaves. *American Journal of Botany* 82: 26-30.
- Ingrid, R., Fernando, D., Valeria, E., Edra, J., Ana, M., & Hugo, P. 2006. Effects of Foliar and Root Applications of Methanol on the Growth of *Arabidopsis*, Tobacco, and Tomato Plants. *Journal of Plant Growth Regulation* 25: 30-44.

- Inoue, S. I., Kinoshita, T., Matsumoto, M., Nakayama, K. I., Doi, M., & Shimazaki, K. I. 2008. Blue light-induced autophosphorylation of phototropin is a primary step for signaling. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 105: 5626-5631.
- Ivanova, E. C., Doronina, N. V., & Trotsenko, Y. A. 2001. Aerobic methylobacteria are capable of synthesizing auxins. *Microbiology* 40: 392-397.
- Javanmardi, J., & Emami, S. 2013. Response of tomato and pepper transplants to light spectra provided by light emitting diodes. *International Journal of Vegetable Science* 19: 138-149.
- 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.
- Jiang, M., Jiang, J., Li, S., Li, M., Tan, Y., Song, S., Shu, Q., & Huang, J. 2020. Glutamate alleviates cadmium toxicity in rice via suppressing cadmium uptake and translocation. *Journal of Hazardous Material* 384: 1-34.
- Jiao, Y., Lau, O. S., & Deng, X. W. 2007. Light-regulated transcriptional networks in higher plants. *Nature Reviews Genetics* 8 (3): 217- 230.
- Jishi, T. 2018. LED lighting technique to control plant growth and morphology. In: Kosai, T. (Ed.), *Smart plant factory* (pp. 11-222). Singapore: Springer.
- Karczmarczyk, S., Devlin, R. M., & Zbiec, I. 1995. Effect of methanol on winter rape seedlings. *Acta Agrobotanica* 48: 37-42.
- Kinet, J. M., & Peet, M. M. 1999. Tomato. In: Wien, H. (Ed.), *The Physiology of Vegetable Crops* (pp. 207-218.). New York, USA: CABI.
- Koukounaras, A., Tsouvaltzis, P., & Siomos, A. S. 2013. Effect of root and foliar application of amino acids on the growth and yield of greenhouse tomato in different fertilization levels. *Journal of Food, Agriculture and Environment* 11: 644-648.

- Kumar, K., Hao, X., Khosla, S., Guo, X., & Bennett, N. 2016. Comparison of HPS lighting and hybrid lighting with top HPS and intra-canopy LED lighting for high-wire mini-cucumber production. *Acta Horticulturae* 1134: 111-118.
- Laing, W. A., Ogren, W. L., & Hageman, R. H. 1974. Regulation of soybean net photosynthetic CO₂ fixation by the interaction CO₂, O₂, and Ribulose 1,5-diphosphate carboxylase. *Plant Physiology* 54: 678-685.
- Lanoue, J., Leonardos, E. D., Ma, X., & Grodzinski, B. 2017. The effect of spectral quality on daily patterns of gas exchange, biomass gain, and water-use-efficiency in tomatoes and *Lisianthus*: an assessment of whole plant measurements. *Frontiers in Plant Science* 8: 1-15.
- Li, Y. G., Gupta, J. M., Joshi, J. M. & Siyumbano, A. K. 1995. Effect of methanol on soybean photosynthesis and chlorophyll. *Journal of Plant Nutrition* 18: 1875-1880.
- Liu, X. Y., Chang, T. T., Guo, S. R., Xu, Z. G., & Li, J. 2011. Effect of different light quality of LED on growth and photosynthetic character in cherry tomato seedling. *Acta Horticulturae* 907: 325-330.
- Lu, N., Maruo, T., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ito, Y., Ichimura, T., & Shinohara, Y. 2012. Effects of supplemental lighting with light-emitting diodes (LEDs) on tomato yield and quality of single-truss tomato plants grown at high planting density. *Environmental Control in Biology* 50: 63-74.
- MacDonald, R., & Fall, R. 1993. Detection of substantial emissions of methanol from plants to the atmosphere. *Atmospheric Environment* 27: 1709-1713.
- Maeda, H., & Dudareva, N. 2012. The shikimate pathway and aromatic amino acids biosynthesis in plants. *Annual Review of Plant Biology* 63: 73-105.
- Makhdum, M. I., Malik, M. N., Din, S. U., Ahmad, F., & Chaudhry, F. I. 2002. Physiology response of cotton to methanol foliar application. *Journal of Research in Sciences* 13: 37-43.

- McCall, D. 1992. Effect of supplementary light on tomato transplant growth, and the after-effects on yield. *Scientia Horticulturae* 51: 65-70.
- McGiffen, M. E., & Manthey, J. A. 1995. The Role of Methanol in Promoting Plant Growth: A Current Evaluation. *HortScience* 31 (7): 1092-1096.
- McGiffen, M. E., Green, R. L., Faber, B. A., Downer, J., Sakovich, N. J., & Aguiar, J. 1995. Field tests of methanol as a crop yield enhancer. *HortScience* 30: 1225-1228.
- Mitchell, A., Crowe, F., & Buttler, M. 1994. Plant performance and water use of peppermint treated with methanol and glycine. *Journal of Plant Nutrition* 17: 1955-1962.
- Mitchell, C., Both, A. J., Bourget, M., Burr, J., Kubota, C., Lopez, R., Morrow, R., & Runkle, E. 2012. LEDs: the future of greenhouse lighting. *Chronica Horticulturae* 52: 6-12.
- Moreno-Pérez, E. C., Sánchez-del Castillo, F., Ruiz-Díaz, M., & Contreras-Magaña, E. 2021. Efecto de densidades de población y aplicaciones de paclobutrazol en calidad de plántula y rendimiento en jitomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 27 (1): 5-17.
- Mudaliar, V. T. 1959. *Principles of Agronomy*. Central Art Press, McNichol Road, Chetpur, Madras 31: 345-364.
- Näsholm, T., Huss-Danell, K. & Hogberg, P. 2000. Uptake of organic nitrogen in the field by four agriculturally important plants species. *Ecology* 81 (4): 1155-1161.
- Nemecek, M. M., Macdonald, R. C., Franzen J. J., Wojciechowski, C. L., & Fall, R. 1995. Methanol emission from leaves: enzymatic detection of gas phase methanol and relation methanol fluxes to stomatal conductance and leaf development. *Plant Physiology* 108: 1359-1368.
- Nicoulaud, B. A., & Bloom, A. J. 1996. Absorption and assimilation of foliarly applied urea in tomato. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 121: 1117-1121.

- Nishio, J. N., Huang, S., Winder, T. L., Brownson, T. L., & Ngo, L. 1993. Physiological aspects of methanol feeding to higher plants. In: Ferguson, L. (Ed.), *Proceedings 20th Annual Meeting* (pp. 8-13). USA: Plant Growth Regulator Society of America.
- Nonomura, A. M., & Benson, A. A. 1992a. The path of carbon in photosynthesis: improved crop yields with methanol. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 89: 9794-9798.
- Nonomura, A.M., & Benson, A. A. 1992b. The path of carbon in photosynthesis: Methanol and light, In: Murata, N. (Ed.), *Research in photosynthesis* (pp. 911-914.). Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publisher.
- Pérez, S., Moreno, D., & García, C. 2010. Influence of light on health-promoting phytochemicals of broccoli sprouts. *Journal of the Science of Food & Agriculture* 88 (5): 904-910.
- Persson, J., & Näsholm, T. 2002. Regulation of amino acid uptake in conifers by exogenous and endogenous nitrogen. *Planta* 215: 639-644.
- Pettersen, R. I., Torre S., & Gislerod, H. R. 2010. Effect of intracanopy lighting on photosynthetic characteristic in cucumber. *Scientia Horticulturae* 125: 77-81.
- Pfündel, E., & Baake, E. 1990. A quantitative description of fluorescence excitation spectra in intact bean leaves greened under intermittent light. *Photosynthesis Research* 26: 19-28.
- Ploeg, D., & Heuvelink, E. 2005. Influence of sub-optimal temperature on tomato growth and yield: a review. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 80 (6): 652-659,
- Ponce, P., Molina, A., Cepeda, P., Lugo, E., & MacCleery, B. 2015. *Greenhouse design and control*. The Netherlands: CRC Press.
- Pratelli, R., & Pilot, G. 2014. Regulation of amino acid metabolic enzymes and transporters in plants. *Journal of Experimental Botany* 65: 5535–5556.

- Ramírez, I., Dorta, F., Espinoza, V., Jiménez, E., Mercado, A., & Peña, H. 2006. Effects of Foliar and Root Applications of Methanol on the Growth of *Arabidopsis*, Tobacco, and Tomato Plants. *Journal Plant Growth Regulation* 25: 30-44.
- Rowe, R. N., Farr, D. J., & Richards, B. A. 1994. Effects of foliar and roots applications of methanol or ethanol on the growth of tomato plants (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science* 22: 335-337.
- Sadak, M., Abdelhamid, M. T., & Schmidhalter, U. 2014. Effect of foliar application of aminoacids on plant yield and some physiological parameters in bean plants irrigated with seawater. *Acta Biológica Colombiana* 20: 141-152.
- Safarzadeh, M. N., Normohammadi, G., Majidi-Haravan, E., & Rabiei, B. 2007. Effect of methanol on growth and yield of peanut (*Arachis hypogaea* L.). *Agricultural Sciences* 13: 87-104.
- Samach, A., & Lotan, H. 2007. The transition to flowering in tomato. *Plant Biotechnology* 24: 71-82.
- Sánchez-del Castillo, F., & Moreno-Pérez, E. C. 2017. *Diseño agronómico y manejo de invernaderos. Serie agricultura protegida I*. Chapingo, México: Universidad Autónoma Chapingo.
- Sánchez-del Castillo, F., Bastida-Cañada, O. A., Moreno-Pérez, E. C., Contreras-Magaña, E., & Sahagún-Castellanos, J. 2014. Rendimiento de jitomate con diferentes métodos de cultivo hidropónico basados en doseles escaleriformes. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 20 (3): 239-252.
- 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.

- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., Coatzín-Ramírez, R., Colinas-León, M. T., & Peña-Lomelí, A. 2010. Evaluación agronómica y fisiotécnica de cuatro sistemas de producción en dos híbridos de jitomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 16 (3): 207-214.
- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., Pineda-Pineda, J., Osuna, J. M., Rodríguez-Pérez, J. E., & Osuna-Encino, T. 2014. Producción hidropónica de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) con y sin recirculación de la solución nutritiva. *Agrociencia* 48 (2): 185-197.
- Sánchez-del Castillo, F., Moreno-Pérez, E. C., Vázquez-Rodríguez, J. C., & González-Núñez, M. A. 2017. Densidades de población y niveles de despunte para variedades contrastantes de jitomate en invernadero. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 23 (3): 163-174.
- Sánchez-del Castillo, F., Portillo-Márquez, L., Moreno-Pérez, E. C., Magdaleno-Villar, J. J., & Vázquez-Rodríguez, J. C. 2021a. 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.
- Sánchez-del Castillo, F., Cabañas-Díaz, A., Pineda-Pineda, J., González-Molina, L., & Moreno-Pérez, E. C. 2021b. Evaluación de métodos de recirculación de solución nutritiva para la producción de jitomate ciclos cortos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 12 (3): 433-445.
- SAS Institute. 2002. *SAS/STAT users guide version 9.1*. New York, USA: Author.
- Seginer, I., Albright, L. D., & Ioslovich, I. 2006. Improved strategy for a constant daily light integral in greenhouses. *Biosystems Engineering* 93: 69-80.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2018. *Atlas agroalimentario*. México: Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Retrieved from https://nube.siap.gob.mx/gobmx_publicaciones_siap/pag/2018/AtlasAgroalimentario-2018

- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2020. *Panorama agroalimentaria*. México: Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. Retrieved from https://nube.siap.gob.mx/gobmx_publicaciones_siap/pag/2020/Atlas-Agroalimentario-2020.
- Sharma, P. & Ghildiyal, M. 2005. Potential targets for improving photosynthesis and crop yield. *Current Science* 88 (12): 1918-1928.
- Taiz, L., & Zeiger, E. 2002. *Plant Physiology*. Massachusetts, USA: Sinauer Associates, Inc. Publisher.
- Tantawy, A. S., Abdel-Mawgoud, A. M., El-Nemr, M. A., & Chamoun, Y. G. 2009. Alleviation of salinity effects on tomato plants by application of amino acids and growth regulators. *European Journal of Scientific Research* 30: 484-494.
- Teixeira, W. F., Fagan, E. B., Soares, L. H., Umburanas, R. C., Reichardt, K., & Neto, D. D. 2017. Foliar and seed application of amino acids affects the antioxidant metabolism of the soybean crop. *Frontiers in Plant Science* 8: 327.
- Trejo-Téllez, L., Gómez-Merino, F., Rodríguez-Mendoza, M., & Alcántar-González, G. 2005. Fertilización foliar con urea en la partición de nitrógeno en espinaca. *Terra Latinoamericana* 23 (4): 495-503.
- Valenzuela, H. R., Kawabata, O., & Yamamoto, H. 1994. Effect of methanol on biomass accumulation and photosynthetic efficiency of vegetable crops in Hawaii. *HortScience* 29: 510.
- Van Iersel, M. W., Heitholt, J. J., Wells, R., & Oosterhuis, D. M. 1995. Foliar methanol applications to cotton in the southeastern United States: leaf physiology, growth, and yield components. *Agronomy Journal* 87: 1157-1160.
- Vivas, S. M. 2001. *Mejora del Desarrollo y la Producción Vegetal por Bioestimuladores. Sustancias Húmicas Comerciales y Alcoholes* (Tesis de Doctor en Ciencias). Universidad de Alicante, España.

- Wang, H., Gu, M., Cui, J., Shi, K., Zhou, Y., & Yu, J. 2009. Effects of light quality on CO₂ assimilation, chlorophyll-fluorescence quenching, expression of Calvin cycle genes and carbohydrate accumulation in *Cucumis sativus*. *Journal of Photochemistry & Photobiology B: Biology* 96 (1): 30-37.
- Wang, W. H., Köhler, B., Cao, F. Q., & Liu, L. H. 2008. Molecular and physiological aspects of urea transport in higher plants. *Plant Science* 175: 467-477.
- Widders, I. E. 1991. Absorption and translocation of foliar-applied triazone-N as compared to other nitrogen sources in tomato. *Journal of Plant Nutrition* 14: 1035-1045.
- Wittwer, S. H., Bukovac, M. J., Jyung, W. H., Yamada, Y., Rasmussen, H. P., Marian, S. H., & Kannan, S. 1967. Foliar absorption-penetration of the cuticular membrane and nutrient uptake by isolated leaf cells. *Plant Foods for Human Nutrition* 14: 105-120.
- Wójcik, P. 2004. Uptake of mineral nutrients from foliar fertilization. *Journal of Fruit and Ornamental Plant Research* 12: 201-218.
- Xiaoying, L., Shirong, G., Taotao, C., Zhigang, X., & Tezuka, T. 2012. Regulation of the growth and photosynthesis of cherry tomato seedlings by different light irradiations of light emitting diodes (LED). *African Journal of Biotechnology* 11: 6169-6177.
- Xing-Quan, L., & Kyu-Seung, L. 2012. Effect of Mixed Amino Acids on Crop Growth. In: Godwin, A. (Ed.), *Agricultural Science* (pp. 119-158). Rijeka, Croatia: InTech.
- Yamada, Y., Wittwer, S. H., & Bukovac, M. J. 1965. Penetration of organic compounds through isolated cuticular membranes with special reference to ¹⁴C urea. *Plant Physiology* 40: 170-175.

- Yang, Z., He, W., Mou, S., Wang, X., Chen, D., Hu, X., Chen, L., & Bai, J. 2017. Plant growth and development of pepper seedlings under different photoperiods and photon flux ratios of red and blue LEDs. *Transactions of the Chinese Society of Agricultural Engineering* 33 (17): 173-180.
- Ya-ting, Z., Yu-qi, Z., Qi-chang, Y., & Tao, L. 2019. Overhead supplemental far-red light stimulates tomato growth under intra-canopy lighting with LEDs. *Journal of Integrative Agriculture* 18 (1): 62-69.
- Zhao, Y. 2010. Auxin biosynthesis and its role in plant development. *Annual Review Plant Biology* 61: 49-64.