



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

FISIOLOGÍA VEGETAL

USO DE LUZ LED EN LA PRODUCCIÓN DE SEMILLAS DE TOMATE

MIGUEL JOEL BAILÓN PEÑA

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO, MÉXICO

2022



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

La presente tesis titulada: **USO DE LUZ LED EN LA PRODUCCIÓN DE SEMILLAS DE TOMATE**, realizada por el estudiante: **MIGUEL JOEL BAILÓN PEÑA**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

FISIOLOGÍA VEGETAL

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO

DR. OSCAR JAVIER AYALA GARAY

ASESOR

DR. J. JESÚS MAGDALENO VILLAR

ASESOR

DR. MANUEL LIVERA MUÑOZ

Montecillo, Texcoco, Estado de México, México, diciembre de 2022

USO DE LUZ LED EN LA PRODUCCIÓN DE SEMILLAS DE TOMATE

**Miguel Joel Bailón Peña, M.C.
Colegio de Postgraduados, 2022**

RESUMEN

Actualmente la luz LED en agricultura sirve como una alternativa para incrementar los rendimientos; no existen estudios del efecto de LED sobre la producción y calidad de semillas en tomate. Aquí se evaluó el efecto de LED roja, azul y blanca como de luz suplementaria (18-22 h) en plantas creciendo en invernadero rústico sobre la calidad de semilla de la variedad nativa C40 y comercial Moneymaker (MM). A los 35, 67 y 101 dds se evaluó la acumulación de materia seca por órgano. La semilla se cosechó en frutos del cuarto racimo. Los resultados indican que plantas crecidas bajo luz LED de cualquier color tuvieron mayor altura de planta y acumulación de materia seca. En cuanto a la calidad de semillas, las semillas de plantas crecidas bajo luz LED blanca expresaron mayores valores en la calidad física, fisiológica y vigor en comparación con el resto de los tratamientos utilizados. En general, el uso de luz led incrementó las características morfológicas y la calidad física, fisiológica y el vigor de las semillas.

Palabras clave: LED, tomate, semillas, calidad, crecimiento

USE OF LED LIGHT FOR TOMATO SEED PRODUCTION

**Miguel Joel Bailón Peña, M.C.
Colegio de Postgraduados, 2022**

ABSTRACT

Currently LED light in agriculture serves as an alternative to increase yields; there are no studies on the effect of LED on tomato seed yield and quality. Here, the effect of red, blue and white LED and supplementary light (18-22 h) on seed quality of the native variety C40 and the commercial variety Moneymaker (MM) was evaluated in plants growing in a rustic greenhouse. At 35, 67 and 101 das (days after sowing), dry matter accumulation per organ was evaluated. Seed was harvested from fruits of the fourth bunch. The results indicate that plants grown under LED light of any color had greater plant height and dry matter accumulation. Regarding seed quality, seeds from plants grown under white LED light expressed higher values in physical quality, physiological quality and vigor compared to the rest of the treatments used. In general, the use of LED light increased the morphological characteristics and the physical and physiological quality and vigor of the seeds.

Key words: LED, tomato, sedes, quality, growth.

AGRADECIMIENTOS

A **Jehová de los ejércitos** por su misericordia, amor y protección hacia mi vida

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)** por el apoyo económico brindado durante mis estudios de maestría.

Al **Colegio de Posgraduados campus Montecillos** por permitirme el libre y ameno uso de sus instalaciones los 365 días del año.

Al posgrado de **Recursos Genéticos y Productividad- Fisiología vegetal** por brindarme la oportunidad de poder estudiar una maestría

Al doctor **Oscar Javier Ayala Garay** por darme la grata oportunidad de pertenecer a su equipo de trabajo, su paciencia, su tiempo, confianza, su amistad y sabios consejos.

Al doctor **J. Jesús Magdaleno Villar** por su valiosa conducción y orientación en cada paso durante el desarrollo de mi proyecto de investigación, también por su paciencia para conmigo.

Al Doctor **Manuel Livera Muñoz** por ser parte de mi consejo particular y haber aportado su conocimiento a mi investigación.

Al señor **Juan Carlos** por brindarme la confianza de usar el laboratorio de Fisiología vegetal, así como las facilidades para utilizar equipo

Al personal de laboratorio **Rodo** por el apoyo para llevar a cabo correctamente su investigación.

A la M. C. **Evelia Hernandez** por su amistad, consejos y paciencia durante mi maestría.

Al M.C. **Isai Monrroy** por su valioso apoyo en etapas de mi proyecto de investigación, así como su amistad.

A mis amigos **Denis** y **Eliud** por brindarme su amistad incondicional.

A todos mis **amigos** que hice durante estos dos maravillosos años de mi vida.

DEDICATORIA

Dios mío, Adonai, roca de mi salvación, a ti la honrra y la gloria por la eternidad. Gracias, gracias, gracias por estar a mi lado todos los días de mi vida, por ser justo y un padre amoroso. Bendito tú por los insignificantes logros que en comparacion con tu majestad me permites cumplir.

A mi **madre** por soportarme, por entenderme, por escucharme, apoyarme e impulsarme en todas las deciciones que tomo.

A mi **padre** por estar presente en las etapas mas difíciles de mi vida.

A **“Mila”** por siempre estar preocupada y al pendiente de mi.

A todas esas personas que han estado en mi vida y me han impulsado a seguir mis sueños ambiciones.

“Alzaré mis ojos a los montes; ¿De donde vendrá mi socorro? Mi socorro viene de Jehová, Que hizo los cielos y la tierra. No dará tu pie al resbaladero, ni se dormirá el que te guarda. He aquí, no se adormecerá ni dormirá el que guarda a Israel.

Jehová es tu guardador; Jehová es tu sombra a tu mano derecha. El sol no te fatigará de día ni la luna de noche. Jehova te guardará de todo mal. Jehová guardará tu salida y tu entrada desde ahora y para siempre”.

¡EBEN – EZER! ¡HASTA AQUÍ NOS AYUDÓ JEHOVÁ!

CONTENIDO

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
AGRADECIMIENTOS.....	v
DEDICATORIA.....	vi
LISTA DE CUADROS	x
LISTA DE FIGURAS	xiii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS.....	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos	3
2.3 Hipótesis general	3
2.4 Hipótesis específicas	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1 Importancia del cultivo	4
3.2 Origen.....	5
3.3 Taxonomía.....	5
3.4 Descripción botánica y fenología del cultivo	6
3.5 Morfología.....	7
3.5.1 Estructura de la planta	7
3.5.2 Sistema radical.....	8
3.5.3 Tallo.....	8
3.5.4 Hoja	8
3.5.5 Flor	9
3.5.6 Fruto	9
3.5.7 Semilla.....	10
3.6 Formación de semillas.....	10
3.7 Formación de semillas.....	11
3.8 Desarrollo de la semilla.....	11
3.8.1 Histodiferenciación.....	11
3.8.2 Acumulación de reservas.....	12

3.8.3	Maduración y tolerancia a la desecación	12
3.9	Germinación	13
3.9.1	Respiración durante la imbibición y germinación	14
3.10	Calidad de semillas	14
3.11	Requerimientos de luz en el cultivo de tomate	16
3.12	Efecto de la luz sobre las plantas	17
3.12.1	Fotosíntesis	17
3.12.2	Fotomorfogénesis	18
3.13	Espectro electromagnético en el desarrollo vegetal	18
3.14	Fotorreceptores en las plantas	19
3.14.1	Fitocromos	19
3.14.2	Criptocromos	20
3.14.3	Fototropinas	21
3.15	Fuentes de iluminación artificial	21
3.16	Nuevas fuentes de iluminación	22
3.17	LED (Diodo Emisor de Luz)	22
3.18	Iluminación artificial en la agricultura	22
3.19	El fitomejoramiento rápido como una herramienta para acelerar la investigación y el mejoramiento de cultivos	23
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS	24
4.1	Ubicación del sitio experimental	24
4.2	Material vegetal	24
4.3	Manejo del cultivo	24
4.4	Condiciones del experimento	25
4.5	Factores y niveles de estudio	26
4.6	Variables vegetales evaluadas	27
4.6.1	Distribución de biomasa	27
4.6.2	Área foliar	27
4.6.3	Rendimiento	28
4.6.4	Contenido de clorofila (unidades SPAD)	28
4.6.5	Número de semillas por fruto	28

4.6.6	Peso de mil semillas (P1000S)	28
4.6.7	Tamaño de semilla (largo y ancho)	28
4.6.8	Peso volumétrico	29
4.6.9	Prueba de germinación estándar	29
4.6.10	Contenido de materia seca (MS)	30
4.6.11	Permeabilidad de membrana (CE).....	30
4.6.12	Prueba de envejecimiento acelerado (EA)	30
4.7	Análisis estadístico y diseño experimental	31
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
5.1	Primer muestreo de variables morfológicas de la planta	32
5.2	Segundo muestreo de variables morfológicas de la planta	35
5.3	Tercer muestreo de variables morfológicas	39
5.4	Evolución de la biomasa	43
5.5	Unidades SPAD y componentes del rendimiento	45
5.6	Análisis de calidad física semillas.....	47
5.7	Número de semillas por fruto.....	50
5.8	Calidad fisiológica de semilla	52
5.9	Vigor de semillas.....	56
VI.	CONCLUSIONES.....	60
VII.	LITERATURA CITADA	61

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Relación de tratamientos resultantes de la combinación de dos variedades, tres fuentes de luz artificial y luz natural.	26
Cuadro 2. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables morfológicas evaluadas en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.	32
Cuadro 3. Comparación de medias de la distribución de variables morfológicas evaluadas en plántulas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.....	33
Cuadro 4. Cuadrados medios del análisis de varianza de la distribución de materia seca en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.....	34
Cuadro 5. Comparación de medias de la distribución de materia seca y biomasa total en plántulas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.....	35
Cuadro 6. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables morfológicas en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 67 dds.....	36
Cuadro 7. Comparación de medias de variables morfológicas en plantas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 67 dds.	37
Cuadro 8. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de materia seca durante el segundo muestreo destructivo en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria.	38
Cuadro 9. Comparación de medias de acumulación de materia seca en plantas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 67 dds.	39
Cuadro 10. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables morfológicas evaluadas en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.	40

Cuadro 11. Comparación de medias de acumulación de materia seca en plantas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.....	40
Cuadro 12. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de materia seca en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.....	41
Cuadro 13. Comparación de medias de acumulación de materia seca en plantas de tomate sometidas a colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.....	42
Cuadro 14. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de rendimiento y unidades SPAD en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria.....	45
Cuadro 15. Comparación de medias de variables de rendimiento y unidades SPAD en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria.....	47
Cuadro 16. Cuadrados medios del análisis de varianza de análisis de la calidad física de semilla en dos genotipos de tomate, cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.....	48
Cuadro 17. Comparación de medias de variables de calidad física de semillas de tomate cultivadas con diferentes colores de luz LED suplementaria.....	49
Cuadro 18. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para las variables de calidad física de semillas evaluadas en dos genotipos de tomate producidas bajo 3 diferentes tipos de luz LED.....	50
Cuadro 19. Cuadrados medios del análisis de varianza del número de semillas por fruto de dos genotipos de tomate, cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.....	50
Cuadro 20. Comparación de medias del número de semillas por fruto de dos genotipos de tomate cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.....	51
Cuadro 21. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para la variable de numero de semillas por fruto evaluadas en dos genotipos de tomate producidos bajo diferentes colores de luz LED suplementaria.....	52

Cuadro 22. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de calidad fisiológica de semillas provenientes de dos genotipos de tomate cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.	53
Cuadro 23. Comparación de medias de variables de calidad fisiológica de semillas sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria.	54
Cuadro 24. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para las variables de calidad fisiológica de semillas evaluadas en dos genotipos de tomate producidas bajo 3 diferentes colores de luz LED.	56
Cuadro 25. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de vigor de semillas provenientes de dos genotipos de tomate cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.	57
Cuadro 26. Comparación de medias de variables de vigor de semillas sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria.	58
Cuadro 27. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para las variables de vigor de semillas evaluadas en dos genotipos de tomate producidas con diferentes colores de luz LED suplementaria.	59

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Fenología del cultivo del tomate (*Solanum lycopersicum*). Fuente: Izarra Tito, W. et al. Manual de Observaciones Fenológicas. Disponible en : <https://www.senamhi.gob.pe/load/file/01401SENA-11.pdf>..... 7**
- Figura 2. Distribución de reflectores LED en un bloque conformado por plantas de tomate. Imagen ilustrativa 26**
- Figura 3. Condiciones ambientales (T° y HR) durante el crecimiento del cultivo. A= etapa de plántula, B= después del trasplante (promedio de temperaturas diarias)..... 27**
- Figura 4. Distribución de materia seca de plantas de tomate sometidas a iluminación suplementaria LED: A, B (38 dds); C, D (67 dds); E, F (101 dds)..... 44**

I. INTRODUCCIÓN

La producción y el consumo mundial de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) registraron tendencia al alza durante la década reciente. China es el productor y consumidor más importante, Estados Unidos es el principal importador y México el principal exportador de esta hortaliza. En 2018, el tomate fue el segundo producto más notable en cuanto al valor de las exportaciones agropecuarias mexicanas, con una participación de 12.8 por ciento (FIRA, 2019). Por otra parte, el cultivo del tomate es de gran relevancia a nivel social, al ser una fuente de empleo para una gran parte de la población económicamente activa, hace una década se estimaba que para la producción de 75,000 hectáreas de tomate se emplean a 172 mil trabajadores de campo (Escobar *et al.*, 2009).

Para asegurar un buen rendimiento y calidad en la producción del cultivo del tomate se debe, primeramente, garantizar la óptima calidad de semilla, es de suma importancia encontrar tecnologías novedosas que ayuden a implementar un eficiente y eficaz programa de producción de semillas. En la producción de semillas, el obtentor pretende que sus plantas generen el máximo número de flores en el mínimo tiempo, con el fin de optimizar las instalaciones y obtener un mayor número de semillas de alta calidad (Burren *et al.*, 2010).

Actualmente uno de los métodos para mejorar la calidad de las plantas es el uso de la iluminación artificial con diodos emisores de luz (LED), los cuales influyen sobre diversos caracteres morfológicos y procesos fisiológicos de las plantas. Las plantas son capaces de responder a la intensidad y al color de la luz por medio de sus fotorreceptores los cuales se activan bajo longitudes de onda específicas haciendo ajustes precisos en su desarrollo y crecimiento con respecto a las distintas condiciones ambientales, siendo la luz roja y azul factores importantes para el crecimiento de las plantas.

El crecimiento y los procesos para el desarrollo de las plantas están regulados por la calidad de luz que se refiere al color o longitud de onda (Casierra *et al.*, 2012). Los científicos han observado que la luz de una longitud de onda, intensidad y fotoperiodo específicos, en conjunto dan forma a la planta, por lo que la luz es considerada como un regulador del desarrollo de la misma (Paniagua, 2014).

Por sus ventajas medioambientales y de eficiencia productiva, los focos LED se han descrito como la invención más revolucionaria en la luminotécnica hortícola en las últimas décadas. La luz artificial

en horticultura permite un mejor crecimiento debido a que extiende el fotoperiodo cuando hay pocas horas de luz diaria y así aumentar la integral diaria de luz. La luz artificial también se utiliza para controlar o inhibir la floración en los tratamientos de día largo/día corto y puede suplir la luz natural en cámaras cerradas (Burres *et al.*, 2010).

Existen pocos estudios del uso de LED en la producción de semilla de especies vegetales en general y de tomate en particular. La posibilidad de obtener semillas de calidad alta en menor tiempo de cultivo reduciría igualmente la inversión del productor de semillas y disminuiría los ciclos de selección en los programas de mejoramiento genético de la especie, haciéndolos más eficientes. Por otro lado el uso de LED ordinarios en invernaderos rústicos puede ser una opción para incrementar las ganancias del productor de fruto y semilla de esta especie.

Con lo anterior en esta investigación se plantearon los siguientes:

II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1 Objetivo general

Analizar el efecto de la luz LED suplementaria sobre el crecimiento y la precocidad para la obtención de semilla en el cultivo de tomate y contrastar la calidad física y fisiológica de semilla cultivada bajo este sistema de producción.

2.2 Objetivos específicos

- Evaluar 3 tipos diferentes de luz LED suplementaria correspondiente a los colores blanco, rojo (700 nm) y azul (450nm) en relación con la producción acelerada de semillas durante dos fases de experimentación.
- Evaluar parámetros de crecimiento de las plantas productoras de semillas producidas con luz LED suplementaria.

2.3 Hipótesis general

- El uso de distintas longitudes de onda de luz LED suplementaria reducirá el ciclo de producción de fruto en las plantas de tomate y generará semilla de buena calidad.

2.4 Hipótesis específicas

- La luz suplementaria LED de longitud de onda correspondiente al color rojo presentara una mayor aceleración en la floración debido a la activación del fitocromo.
- Luz suplementaria LED de longitud de onda correspondiente al color azul presentará una menor cantidad de floración y menor calidad de fruto al tener menos activación del fitocromo y más activación de las fototropinas
- La luz suplementaria de color blanco presentara una mejor calidad de fruto y de semillas al tener una combinación de todos los colores del espectro electromagnético.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Importancia del cultivo

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es el segundo cultivo hortícola más importante después de la papa y es el cultivo hortofrutícola más valioso a nivel mundial. (Wien *et al.*, 2020). El tomate pertenece a una de las nueve especies del género *Lycopersicum*. En su uso habitual, el tomate es una hortaliza. Sin embargo, desde el punto de vista botánico, se trata de un fruto con partes vegetativas. Técnicamente es una baya, ya que es pulposa y contiene una o más semillas (Gould, 1992).

Morrison (1938) menciona que la historia temprana del tomate no se conoce con certeza, pero parece que se originó en América tropical, probablemente en México o en Perú. El tomate parece haber sido llevado a Europa desde México o Perú a principios del siglo XVI. La primera mención de la planta por parte de los botánicos europeos se encuentra en Herbal of Matthiolus (1554), que dice que había aparecido recientemente en Italia, donde se conocía como pomi d'oro (manzana dorada).

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es la hortaliza de mayor importancia a nivel nacional e internacional, debido a su amplio consumo, al área cosechada y al valor económico de la producción (Escobar y Lee, 2009). Entre las principales entidades productoras, el mayor dinamismo en la producción se observa en Puebla, Querétaro, Oaxaca y San Luis Potosí (FIRA, 2019). Durante 2017, el consumo nacional aparente de tomate rojo se ubicó en un máximo histórico de 1.88 millones de toneladas, volumen que representó el 54.2 % de la producción nacional. Las variaciones en el consumo nacional aparente de tomate dependen de las fluctuaciones de la producción, así como del nivel de las exportaciones. Por otra parte, el consumo per cápita anual de tomate en México se ubica en alrededor de 16 kg año⁻¹, volumen que es inferior al consumo per cápita promedio mundial, de 19 kg (FIRA, 2019). Actualmente el cambio climático y el aumento de la población mundial obligan a buscar alternativas que incrementen los rendimientos y la calidad de los cultivos comerciales importantes para la alimentación, el uso de reflectores de luz LED como una alternativa para mejorar las condiciones de los cultivos está incrementándose en los últimos años, en el caso del efecto de este sobre a calidad de semillas, se encuentra poco explorado.

3.2 Origen

El tomate (*Solanum lycopersicum*) es originario del noroeste de Sudamérica hasta Centroamérica (De Candolle, 1885, Peralta *et al.*, 2006, Bai *et al.*, 2007, Bauchet *et al.*, 2012, Liang *et al.*, 2017). El ancestro más probable del tomate cultivado es el tomate cherry silvestre (normalmente identificado como *S. lycopersicum* var. *cerasiforme*) (Peralta *et al.*, 2007). El proceso de domesticación es probablemente un proceso de dos pasos, que comenzó con la pre-domesticación de *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* del tomate silvestre *Solanum pimpinellifolium*, una maleza indeterminada que produce frutos pequeños y redondos, en el Ecuador y el norte de Perú, seguida de la migración de *Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme* a Mesoamérica, donde ocurrió la verdadera domesticación y finalmente condujo a la generación del tomate cultivado con grandes frutos (Ranc *et al.*, 2008, Blanca *et al.*, 2012, Lin *et al.*, 2014 Liang *et al.*, 2014).

Posterior a la llegada de los españoles los tomates fueron introducidos en Europa a principios del siglo XVI (Peralta *et al.*, 2006, Liedl *et al.*, 2013); sin embargo, las primeras referencias sobre el cultivo y los usos del tomate proceden del botánico italiano Mathiolus (1544), quien describió que los tomates se comían de la misma manera que las berenjenas en Italia (Liedl *et al.*, 2013)

3.3 Taxonomía

Los primeros botánicos europeos reconocieron el estrecho parentesco de los tomates con el género *Solanum*, y los denominaron comúnmente *S. pomiferum* (Luckwill, 1943, Liedl *et al.* 2013). El primero en denominar a los tomates cultivados como *Lycopersicum* ("melocotón lobo" en griego) fue Tournefort en 1746. Por su parte, Linneo propuso un nuevo sistema de nomenclatura y en el libro *species plantarum* (Linneo, 1753), utilizó sistemáticamente binomios latinos para nombrar las especies, incluyó los tomates en el género *Solanum* y describió *S. lycopersicum* (el tomate cultivado) y *S. peruvianum* un año más tarde, Miller (1754) siguió a Tournefort y describió formalmente el género *Lycopersicon*. después y siguiendo la temprana circunscripción de Miller, los tomates han sido reconocidos tradicionalmente bajo *Lycopersicon* por la mayoría de los taxónomos (Liedl *et al.*, 2013).

En la nueva nomenclatura del tomate, se clasifica dentro del género *Solanum* sección *Lycopersicom*, que incluye el tomate cultivado (*S. lycopersicum*) y 12 especies silvestres

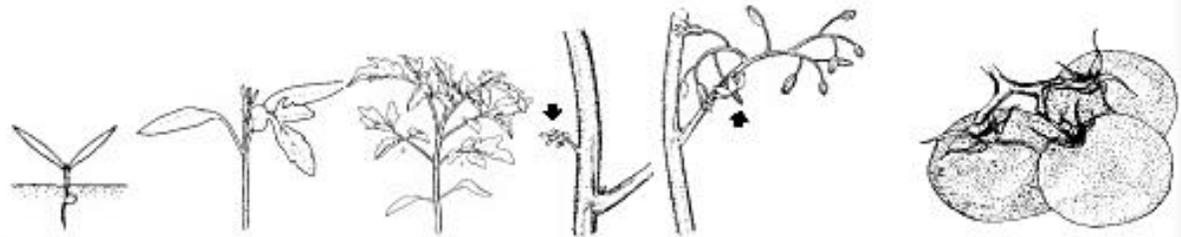
adicionales (Peralta *et al.*, 2007), de acuerdo a la clasificación taxonómica más reciente y aceptada, la del jitomate es la siguiente:

Reino: Plantae, Subreino: Embryobionta, División: Magnoliophyta, Subdivisión: Angiospermae, Clase: Magnoliopsida, Subclase: Dicotyledonae, Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae, Tribu: Solaneae, Género: Solanum = Lycopersicon, Especie: *S. Lycopersicum* L. = *L. Esculetum* Mill. (Cronquist, 1984; Esquinas y Nuez, 1995; Peralta *et al.*, 2007).

3.4 Descripción botánica y fenología del cultivo

El tomate es una planta perenne de porte arbustivo que se cultiva como anual. La planta puede desarrollarse de forma rastrera, semierecta o erecta, y el crecimiento es limitado en las variedades determinadas e ilimitado en las variedades indeterminadas, pudiendo llegar, en estas últimas, a 10 m en un año (Rick, 1978, Nuez, 1995). El desarrollo en altura de la planta joven se produce primero por obra de su tallo que, después de haber producido hojas en diversos nudos, se acaba en una inflorescencia apical o en un ramo estéril. Una yema que, parte de la axila de la última hoja, prosigue el alargamiento produciendo más hojas y terminando de nuevo en una inflorescencia. Tal sistema de desarrollo puede repetirse muchas veces, de manera que en toda su longitud el eje principal lleva hojas, frutos e inflorescencias (Anderlini, 1989). La inflorescencia es un dicasio compuesto generalmente por 4 a 12 flores. El fruto es una baya de forma globular, ovoide o aplastada cuyo peso oscila, según variedades, entre 5 y 500 g. cuando la planta crece directamente de la semilla sin sufrir trasplantes desarrolla una potente raíz principal que le permite adaptarse a ecosistemas semidesérticos, pero cuando la raíz principal se daña, se desarrolla un sistema de raíces laterales adventicias (Nuez, 1995). El ciclo fenológico del tomate es propio de cada cultivar, pero en general las plantas se comportan de forma similar en sus etapas fenológicas y solo varían por pocos días, en función del manejo agronómico al que son sometidas (Figura 1).



↑ EMERGENCIA	↑ PRIMERA HOJA VERDADERA	↑ QUINTA HOJA VERDADERA	↑ INFLORESCENCIA	↑ FLORACIÓN	↑ FRUCTIFICACIÓN	↑ MADURACIÓN
Aparición de los cotiledones por encima de la superficie del suelo.	Se aprecia la primera hoja verdadera en la planta.	Aparece la quinta hoja verdadera de la planta. La hoja está desplegada y en proceso de crecimiento.	Aparición de la primera inflorescencia.	Se abren las primeras flores.	Momento en que se observan los primeros frutos.	El fruto adquiere la forma, tamaño y color típico de la variedad observada. La cosecha por lo general se realiza en tres estados: verde maduro, tomate pintón y tomate maduro.

Figura 1. Fenología del cultivo del tomate (*Solanum lycopersicum*). Fuente: Izarra Tito, W. et al. Manual de Observaciones Fenológicas. Disponible en : <https://www.senamhi.gob.pe/load/file/01401SENA-11.pdf>

3.5 Morfología

3.5.1 Estructura de la planta

De acuerdo con Nuez (1995) la estructura de la planta de tomate es la de un simpodio. El tallo principal forma de 6 a 12 hojas, las cuales lateralmente, crecen. El subsiguiente crecimiento se produce a partir de la yema axilar de la última hoja, esta desarrolla un tallo secundario que crece como una prolongación del tallo primario y que desplaza lateralmente la inflorescencia. Los sucesivos segmentos del tallo se desarrollan de forma similar, produciendo una inflorescencia cada tres hojas. El aspecto es el de un tallo principal, que crece de forma continua con inflorescencias internodales laterales cada tres hojas. Cuando este proceso se repite indefinidamente los cultivares de tomate se definen como de crecimiento indeterminado, para estos, el seudo tallo principal puede crecer más de diez metros anualmente, con un porte rastrero o trepador. Los cultivares indeterminados son muy adecuados para la cosecha continua en invernaderos, pues estos con un manejo adecuado florecen y producen frutos de forma regular y uniforme durante periodos largos de seis o mas meses.

3.5.2 Sistema radical

La zona radicular se extiende hasta un diámetro de más de 1,5 m y a una profundidad algo menor (Hayward, 1938, Atherton, 1986). La raíz seminal o pivotante primaria puede crecer a más de 0,5 m de profundidad, pero suele estar dañada en el cultivo. Las raíces laterales surgen de las células pericíclicas detrás de la punta de la raíz en crecimiento y crecen a través de la corteza. El xilema suele ser tetrágono con cuatro alas que se asemejan a una estrella de cuatro puntas. Las raíces adventicias, de estructura similar a las laterales, se desarrollan en condiciones favorables a partir del tallo, sobre todo cerca de la base. Existe una variación genética en su número y longitud, y en la altura máxima para su crecimiento en el vapor (Phatak,*et al.*, 1981, Atherton, 1986).

3.5.3 Tallo

De acuerdo a Rodríguez *et al.*, (1997) el tallo principal de la planta de tomate es erguido durante los primeros estadios de desarrollo, pero pronto se tuerce por consecuencia del peso de la misma, este puede llegar de 2.5 - 10 m de longitud. Su superficie es angulosa, provista de pelos y glándulas que desprenden un aroma característico. En un corte de sección presenta una epidermis provista de estomas, una corteza formada por parénquima y tejido de sostén en forma de anillo continuo, un límite impreciso entre la corteza y el cilindro central; y los tejidos conductores dispuestos en un círculo de haces liberoleñosos. La ramificación del tallo principal puede generar dos tipos de crecimiento los cuales se agrupan en dos: determinados e indeterminados; los primeros terminan sus ramificaciones en inflorescencias, limitando así, el crecimiento vertical, por su parte, los de crecimiento indeterminado también forman racimos en el ultima hoja; sin embargo, se forma también una nueva rama dando origen a un crecimiento ilimitado (Garza, 1985).

3.5.4 Hoja

Las hojas del tomate son pinnado compuestas. Una hoja típica de las plantas cultivadas tiene unos 0.5 m de largo, algo menos de anchura, con foliolo grande terminal y hasta ocho foliolos grandes laterales, que pueden ser compuestos. Los foliolos son comúnmente peciolados y lobulados irregularmente con bordes dentados. Las hojas están recubiertas de pelos del mismo tipo que los del tallo. El tejido parenquimático o mesófilo está recubierto por una epidermis superior y otra inferior; ambas están constituidas por una sola capa de células y no contienen cloroplastos. La epidermis el envés o inferior contiene abundantes estomas que facilitan el intercambio gaseoso

con el exterior, mientras estos son escasos en la epidermis superior. Inmediatamente debajo y perpendicularmente a la epidermis superior se encuentra el parénquima en empalizada, el cual está constituido por una o dos capas de células cilíndricas, vacuoladas y estrechamente empaquetadas. Este tejido es rico en cloroplastos, que se encuentran en el citoplasma junto a los espacios intercelulares para facilitar el intercambio gaseoso (Nuez, 1995).

3.5.5 Flor

La inflorescencia es una cima monocásica de 4 a 12 flores perfectas e hipóginas. Los tomates primitivos tienen el rasgo característico de cinco partes florales, pero las variedades modernas de tomate suelen tener más de cinco pétalos amarillos y sépalos verdes. Las cinco anteras están unidas alrededor del pistilo en *Lycopersicon*, una de las distinciones clave con respecto al género *Solanum*, estrechamente relacionado. Los tomates cultivados son autógamos y la longitud de su estilo es similar a la de las anteras, una característica que favorece la autopolinización. Aunque las flores se autopolinizan, la vibración física de la flor, ya sea por medios mecánicos o por insectos, es esencial para una polinización completa que produzca frutos de forma normal y simétrica. El aborto de la flor se produce cuando existen condiciones de poca luz y cuando la planta está bajo estrés. Las flores que no son polinizadas abortan (Jones, 1999).

3.5.6 Fruto

Atherton (1986) menciona que el fruto de tomate desde el punto de vista botánico, es una baya formada por semillas dentro de un pericarpio carnoso desarrollado a partir de un ovario. Los frutos de la especie cultivada (*Lycopersicon esculentum*) tienen de dos a varios carpelos y un peso final de unos pocos a varios cientos de gramos.

La mayoría de las variedades de tomate son de color rojo debido al carotenoide rojo licopeno. Se sabe que diferentes genes individuales producen varios tonos de fruta amarilla, naranja o verde. Más del 90 % del peso fresco del fruto del tomate es agua, y la disponibilidad de agua para la planta puede influir en el tamaño del fruto. A medida que el fruto del tomate se desarrolla, el porcentaje de peso fresco que es sacarosa disminuye, mientras que el almidón y los azúcares reductores aumentan (Jones, 1999).

En cuanto a su contenido nutricional El tomate maduro, además de agua, posee carbohidratos, potasio, fósforo, magnesio, vitaminas B1, B2, B5 y C (Palomo *et al.*, 2010, Grusak, 1999); también presenta carotenoides como el licopeno, el que junto a la vitamina C son antioxidantes importantes para la salud humana (Banhegyi, 2005).

3.5.7 Semilla

De acuerdo con McCormack (2010), la semilla de tomate se desarrolla con un gel mucilaginoso que tiene inhibidores de la germinación. Durante el proceso de extracción y fermentación de las semillas, este gel se desprende. Una vez lavadas y secadas, las semillas son normalmente de color bronceado o marrón claro con una cubierta pubescente (pelusa). Los tomates son únicos entre las solanáceas porque son la única semilla que es pubescente y el número de semillas por fruto suele oscilar entre 150 y 300 o más.

Las semillas de tomate suelen germinar mejor en la oscuridad, y en algunos cultivares la luz inhibe la germinación. Estas respuestas dependen de la acción del fitocromo. Se ha observado que la luz roja lejana inhibe la germinación, mientras que la luz roja (a 37°C) promueve la germinación, lo que sugiere que la "presencia de Pfr (forma activa del fitocromo) en las semillas es necesario para la germinación". La germinación en respuesta a la temperatura se ha descrito en función del tiempo térmico, la suma de temperatura o las unidades calor (grados-día) (Wien, *et al.*, 2020). Las unidades calor constantes implican una relación lineal entre la tasa de germinación y la temperatura. Esto parece poco probable, ya que se han descrito temperaturas óptimas entre 20 y 25°C. Sin embargo, en el rango de temperaturas subóptimas (13-25°C) se ha observado esta linealidad (Bierhuizen y Wangenvoort, 1974, (Wien, *et al.*, 2020). Los cambios en los lípidos de la membrana parecen estar implicados en las diferencias de los cultivares en cuanto a la capacidad de germinar a bajas temperaturas, mientras que la disminución de la germinación a altas temperaturas puede deberse a la termodormancia, una condición que se cree que está relacionada con una interacción entre la temperatura y la acción del fitocromo.

3.6 Formación de semillas

La formación de las semillas comienza con la fusión de un gameto masculino y otro femenino, proceso conocido como fecundación. La fecundación, puede producirse cuando los gametos masculino y femenino están completamente maduros. Esto suele ocurrir en un proceso de doble

fusión conocido como doble fecundación. Cuando el grano de polen se deposita en el estigma, germina enviando un tubo de polen, que crece por el estilo, a través del micrópilo y dentro del saco embrionario, con el tubo, el núcleo siguiendo de cerca el ápice del tubo hacia abajo. El núcleo del tubo degenera pronto, pero los dos núcleos espermáticos del polen entran en el saco embrionario, uno se fusiona con el núcleo polar diploide (2N) para formar un núcleo endospermo triploide (3N) y el otro se fusiona con la célula del óvulo para formar un cigoto diploide (2N), u óvulo fecundado. El proceso de fecundación es muy importante porque no sólo da lugar a la formación de una semilla, sino que también dicta el nivel de diversidad genética presente en el cigoto (Copeland *et al.* 1995)

3.7 Formación de semillas

La formación de las semillas comienza con la fusión de un gameto masculino y otro femenino, proceso conocido como fecundación. La fecundación, o singamia, puede producirse cuando tanto los gametos masculinos como los femeninos están completamente maduros. Esto suele ocurrir en un proceso conocido como doble fecundación. El proceso de fecundación es muy importante porque no sólo da lugar a la formación de una semilla, sino que también determina el nivel de diversidad genética presente en el cigoto. La fecundación en las angiospermas se produce normalmente por autofecundación o por fecundación cruzada (ey *et al.* 1995)

3.8 Desarrollo de la semilla

El desarrollo de la semilla se ha dividido en varias fases, para hacer más eficiente su estudio: histodiferenciación, acumulación de reservas, maduración y desecación. La duración del desarrollo depende del tipo de semilla. La mayor parte de los conocimientos sobre la regulación del crecimiento y organización de los tejidos del embrión, la diferenciación celular y la transducción de señales hormonales provienen del estudio de las semillas de *A. thaliana* (Matilla, 2008).

3.8.1 Histodiferenciación

De acuerdo con Matilla (2008) a esta fase la denomina período embriogénico temprano o inicial y se caracteriza por una alta tasa de divisiones nucleares y por la formación concurrente de paredes celulares. Todo este proceso trae como consecuencia un aumento notable del número de células en el embrión. Debido al reducido tamaño de la semilla en esta fase, es muy complicado aislar las diferentes partes de que consta y proceder a la cuantificación hormonal. Sin embargo, los datos de

que se dispone en la actualidad indican que las auxinas y citoquininas son las fitohormonas predominantes. Esto parece ajustarse a los procesos de mitosis que imperan y al papel cada vez más evidente de ambas hormonas en el ciclo celular. Recientemente se ha constatado la implicación del AIA en la simetría bilateral de los embriones. Citoquininas y auxinas parece que preceden secuencialmente a las GAs, las cuales están probablemente implicadas en los procesos de alargamiento celular de los tejidos de reserva y el embrión. La actividad mitótica del endospermo tiene lugar antes que la del embrión.

3.8.2 Acumulación de reservas

La mayoría de las semillas maduras contienen al menos dos o tres reservas almacenadas en cantidades apreciables, y en gran medida se sintetizan de forma concomitante durante el desarrollo de la semilla. Dado que las semillas producen al menos dos sustancias de reserva principales diferentes en el mismo tejido, o en algunos casos tres, estas poseen múltiples capacidades de síntesis. Los procesos deben funcionar para distribuir los asimilados entrantes a los diferentes componentes de la sustancia de reserva en cantidades y proporciones precisas; los transportadores de membrana específicos para los diferentes tipos de células y para los orgánulos dentro de las células pueden determinar los materiales de origen para el metabolismo. La expresión diferenciada y coordinada de los genes de las enzimas para los eventos de síntesis puede controlar dónde y cuándo funciona una determinada vía anabólica (Bewley *et al.*, 2013). A continuación, se produce un periodo de rápido aumento del peso seco debido a la síntesis y deposición de las reservas almacenadas; las células se expanden para albergar estas reservas. El peso fresco de toda la semilla permanece relativamente estable, aunque las semillas pierden agua al ser desplazadas por las reservas insolubles que se acumulan dentro de las células de los tejidos de almacenamiento, maduración y tolerancia a la desecación (Bewley *et al.*, 2013).

3.8.3 Maduración y tolerancia a la desecación

La fase final del desarrollo de las semillas se denomina maduración. Para muchas especies, esta fase también incluye la adquisición de tolerancia a la desecación. Esto implica la pérdida de agua por evaporación para producir una semilla seca, un prerequisite para el estado quiescente que precede a la germinación en muchas especies de plantas. También está relacionada con la

longevidad de la semilla, la capacidad de la semilla de permanecer viable en estado seco durante largos periodos de tiempo (Taiz y Zeiger, 2015).

De acuerdo a Taiz y Zeiger (2015), el momento en que se adquiere la tolerancia a la desecación y la longevidad de las semillas, con relación al alcance del tamaño maduro y la diseminación de las semillas, varía según la especie. Para la mayoría de las especies, la adquisición de la tolerancia a la desecación se produce durante el llenado de las semillas. Posteriormente, durante la maduración tardía, las semillas adquieren progresivamente longevidad. Para las semillas ortodoxas, la desecación implica algo más que el secado físico de las mismas. Está asociada a distintos patrones de expresión génica y de metabolismo que afectan a múltiples procesos fisiológicos, incluyendo la latencia, la posmaduración y la germinación. Durante la embriogénesis media y tardía de las semillas ortodoxas, cuando el contenido de ácido abscísico (ABA) de las semillas es más alto, se activan múltiples procesos metabólicos que contribuyen a la adquisición de la tolerancia a la desecación. Los principales procesos metabólicos que se activan como consecuencia incluyen:

- Acumulación de disacáridos y oligosacáridos
- Síntesis de proteínas de almacenamiento
- Síntesis de proteínas abundantes en la embriogénesis tardía (LEA)
- Síntesis de pequeñas proteínas de choque térmico (smHSP)
- Activación de las defensas antioxidantes
- Cambios en la estructura física de la célula
- Aumento gradual de la densidad celular

3.9 Germinación

Beeley *et al.* (2013) menciona que la germinación comienza con la absorción de agua por parte de la semilla (imbibición) y termina con la emergencia del eje embrionario, normalmente la radícula, a través de las estructuras que la rodean. Este último acontecimiento se denomina a veces "germinación visible", momento en el que la semilla ha completado la germinación (o ha germinado).

La germinación requiere rangos adecuados de agua, temperatura y oxígeno, y a menudo también luz y nitratos. De todos ellos, el agua es el factor más esencial. El contenido de agua de las semillas maduras, secadas al aire, se sitúa entre el 5 y el 15 %, muy por debajo del umbral necesario para

un metabolismo plenamente activo. Además, la absorción de agua es necesaria para generar la presión de turgencia que impulsa la expansión celular, la base del crecimiento y el desarrollo vegetativo (Taiz y Zeiger, 2015).

Taiz y Zeiger (2015) mencionan que la germinación se puede dividir en 3 fases bajo condiciones normales:

Fase I. La semilla absorbe agua rápidamente por medio del proceso de imbibición.

Fase II. La absorción de agua por imbibición disminuye y se reinician los procesos metabólicos. El embrión se expande y la radícula emerge de la cubierta de la semilla.

Fase III. La absorción de agua se reanuda debido a la disminución del potencial hídrico a medida que la plántula crece, y las sustancias de reserva almacenadas en la semilla se movilizan completamente.

3.9.1 Respiración durante la imbibición y germinación

La respiración de las semillas secas maduras (contenido habitual de humedad <15 %) es extremadamente baja en comparación con las semillas en desarrollo o en germinación, y a menudo las mediciones se ven confundidas por la presencia de una microflora contaminante. Cuando las semillas secas se introducen en el agua, se produce una liberación inmediata de gas. Este llamado "estallido de humedad", que puede durar varios minutos, no está relacionado con la respiración, sino que es el gas que se libera de la adsorción coloidal a las matrices de semillas secas a medida que el agua es absorbida. La respiración aumenta linealmente a medida que se hidratan más células dentro de la semilla. Una vez finalizada la imbibición, se produce un retraso en la respiración, ya que la absorción de O₂ se estabiliza o aumenta lentamente (Bewley *et al.*, 2013).

La fase de retardo en algunas semillas se produce en parte porque las cubiertas u otras estructuras circundantes limitan el suministro de O₂ al embrión imbuido o a los tejidos de almacenamiento, lo que conduce temporalmente a condiciones parcialmente anaeróbicas (Bewley *et al.*, 2013).

3.10 Calidad de semillas

Una buena calidad de semillas puede aumentar el rendimiento de los cultivos de forma significativa. La calidad de las semillas depende de la sanidad, la fisiología, la capacidad de

germinación y de los atributos físicos de las semillas, incluida la presencia o ausencia de enfermedades, la composición química, la afectación por plagas y la presencia o ausencia de semillas fuera de tipo. La calidad de las semillas está directa o indirectamente relacionada con la salud humana (Rahman y Cho, 2016). De acuerdo a Perez *et al.* (2007), una semilla de alta calidad debe ser físicamente vigorosa, fisiológicamente viable, genéticamente adaptada a condiciones ambientales y sanitariamente pura. Para lograr un abundante suministro de semillas de calidad, la industria semillera usualmente utiliza una serie de pruebas de calidad de semillas, que van desde el punto de vista genético hasta el análisis del vigor de las semillas. Para mejorar aún más la sensibilidad de estas pruebas, los científicos especializados en semillas participan activamente en el desarrollo de nuevas pruebas de calidad de las semillas y en el perfeccionamiento de las existentes (McDonald, 1998).

La calidad de las semillas abarca una amplia gama de parámetros de un lote de semillas. Un método utilizado para estimar la calidad de semillas es la prueba de germinación estándar que se realiza en condiciones ambientales ideales en el laboratorio (ISTA, 2017, Wien y Stutzel, 2020). La prueba de germinación estándar es de suma importancia para adquirir semilla de buena calidad debido a que a través de esta se asegura una alta calidad para los cultivadores. De acuerdo a McDonald (1998), la prueba de germinación estándar no predice de forma consistente el rendimiento en el campo de un lote de semillas. Por esta razón, los científicos especialistas en semillas han desarrollado otro parámetro de calidad de las semillas: el vigor. Este parámetro es definido como "las propiedades de la semilla que determinan el potencial de emergencia rápida y uniforme y el desarrollo de plántulas normales en una amplia gama de condiciones de campo" (AOSA, 1983, McDonald, 1998). El objetivo básico de las pruebas de vigor de semillas es proporcionar una identificación precisa de las diferencias importantes en el potencial fisiológico entre los lotes de semillas, principalmente los de porcentaje de germinación similar, con el fin de identificar los lotes de mayor probabilidad de rendimiento después de la siembra y/o durante el almacenamiento. Por lo tanto, se debe de considerar que los requisitos de una prueba de vigor eficiente incluyen una alta sensibilidad a las diferencias de potencial fisiológico no detectadas por las pruebas de viabilidad y la capacidad de clasificar los lotes según su potencial de rendimiento (Filho, 2015). Algunas de las pruebas consideraras para evaluar el vigor de las semillas son, la prueba de frio, la prueba de envejecimiento acelerado y la permeabilidad de membrana.

La prueba de frío se originó por la necesidad de estimar la emergencia de las plántulas con un procedimiento más sensible que la prueba de germinación estándar. El procedimiento tiene como objetivo evaluar la respuesta de muestras de semillas sometidas a una combinación de baja temperatura, alto contenido de agua en el sustrato y, si es posible, presencia de patógenos (Filho, 2015). Otra prueba utilizada para comprobar el vigor de las semillas es la denominada, envejecimiento acelerado. Este tratamiento requiere el almacenamiento de las semillas no reembolsadas en condiciones adversas, normalmente a 40-45 °C en una atmósfera saturada de vapor de agua. Al cabo de un tiempo, las semillas se sacan del almacén y se germinan. Se ha demostrado que las semillas menos vigorosas pierden su capacidad de germinación más rápidamente tras el tratamiento de envejecimiento acelerado (McDonald Jr, 1975). Para el caso de la prueba de permeabilidad de membrana (conductividad eléctrica), su principio es que las semillas menos vigorosas o más deterioradas muestran una menor velocidad de reparación de la membrana celular durante la captación de agua de la semilla para la germinación y, por tanto, liberan mayores cantidades de solutos al medio externo. La pérdida de lixiviados incluye azúcares, aminoácidos, ácidos grasos, proteínas, enzimas e iones inorgánicos (K^+ , Ca^{+2} , Mg^{+2} , Na^+ , Mn^{+2}) y la prueba evalúa la cantidad de fuga de iones. En condiciones de campo, la fuga de exudados después de la siembra, que refleja la pérdida de organización de la membrana celular y la permeabilidad selectiva, puede estimular el crecimiento de microorganismos patógenos y perjudicar la emergencia de las plántulas (Filho, 2015).

3.11 Requerimientos de luz en el cultivo de tomate

Wien y Stutzel (2020) mencionan que para el caso del cultivo del tomate (al igual que otros cultivos) existe una relación lineal entre la radiación fotosintéticamente activa (PAR) interceptada acumulada y la producción de materia seca. La pendiente de esta relación es la eficiencia de uso de la luz (LUE), expresada en g de materia seca por MJ de PAR interceptada. La producción de biomasa está determinada principalmente por la fotosíntesis del cultivo, mientras que la fotosíntesis depende en gran medida de la interceptación de la luz, que además aumenta con el índice de área foliar (ley de Lambert-Beer). La constante en esta relación se denomina coeficiente de extinción k y para el tomate su valor es de aproximadamente 0,7 para la radiación difusa. Por otra parte, la mayor LUE de los cultivares modernos de invernadero (3,3 a 3,5 g por MJ PAR en comparación con 2,4 a 2,5 g por MJ PAR en los tomates de campo abierto) es el resultado de una

disminución de k y un aumento de la tasa fotosintética de la hoja (Higashide y Heuvelink, 2009, Wien y Stutzel, 2020). El rendimiento cuántico o LUE, expresado como mol de CO_2 fijado por mol de fotones absorbidos, puede definirse a nivel de hoja, pero también a nivel de dosel de cultivo. Su valor depende de la intensidad de la luz, de la concentración atmosférica de CO_2 y de la humedad, de la composición de la radiación solar y del entorno de las raíces (humedad del suelo, salinidad).

3.12 Efecto de la luz sobre las plantas

La radiación solar es uno de los principales factores ambientales que afectan la vida en nuestro planeta. Esta radiación controla el funcionamiento de los ecosistemas terrestres y acuáticos tanto a través del control de procesos fotobiológicos (fotosíntesis, fotoperíodo, fototropismos, etc.) como por medio de su acción sobre otros factores ambientales (temperatura, humedad, etc.) y ciclos naturales (ciclos diarios, anuales, hídricos, etc.) que finalmente inciden en la distribución de los organismos (Carrasco, 2009).

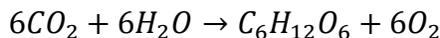
La percepción de la luz permite a los seres vivos adaptarse a los cambios en la iluminación, e influye en el control de la morfogénesis, la fotosíntesis y la prevención de daños causados por las radiaciones nocivas (Anders, 2015; Blanco, 2019).

3.12.1 Fotosíntesis

La vida en la Tierra depende en última instancia de la energía derivada del sol. La fotosíntesis es el único proceso de importancia biológica que puede cosechar esta energía. Una gran fracción de los recursos energéticos del planeta es el resultado de la actividad fotosintética en tiempos recientes o antiguos (combustibles fósiles) (Taiz y Zeiger, 2015).

La fotosíntesis es un proceso biológico por el cual se capta la energía solar mediante una serie de acontecimientos que convierten la energía pura de la luz en energía libre necesaria para impulsar la vida. Este proceso constituye la base de casi toda la vida y, a lo largo del tiempo geológico, ha alterado profundamente la propia Tierra (Blankenship, 2021), como tal, definir a la fotosíntesis con el concepto mencionado incluye cualquier proceso que implique la síntesis de un compuesto químico bajo la acción de la luz. Según Taiz y Zeiger (2015) la fotosíntesis se definiría como el uso de la energía solar por organismos fotosintéticos para sintetizar compuestos complejos de

carbono. Más concretamente, la energía luminosa impulsa la síntesis de carbohidratos y la generación de oxígeno a partir de dióxido de carbono y agua:



3.12.2 Fotomorfogénesis

La radiación puede tener efecto sobre las plantas, es la diferencia en el desarrollo y crecimiento que se manifiesta entre plantas crecidas en ausencia y presencia de luz. Por ejemplo, plantas crecidas bajo la acción de la radiación desarrollan una morfología denominada fotomorfogénica. En cambio, aquellas plantas crecidas en oscuridad, desarrollan una morfología etiolada o skotomorfogénica. La conversión de plantas skotomórficas a fotomórficas se produce por medio de un proceso llamado fotomorfogénesis (Meisel *et al.*, 2011).

En las plantas fotosintéticas la luz juega un papel como factor ambiental decisivo. El desarrollo de las plantas ("fotomorfogénesis") se caracteriza por la interacción obligatoria entre los genes y el entorno, concretamente el ambiente de la luz. La fotomorfogénesis es esencial para toda la vida vegetal en la tierra. El desarrollo normal de las plantas superiores es la fotomorfogénesis, esta se manifiesta de forma más llamativa en las plántulas, aunque el efecto fotomorfogénico de la luz se detecta en todas las etapas principales del desarrollo de la planta: la germinación de las semillas, las etapas posteriores del crecimiento vegetativo, la transición del desarrollo reproductivo y la senescencia (Shropshire y Mohr, 2013).

3.13 Espectro electromagnético en el desarrollo vegetal

La luz o radiación visible (región del espectro electromagnético comprendido entre los 380 y 760 nm) es fundamental para el crecimiento de las plantas. Los organismos fotosintéticos presentan una sensibilidad a la radiación muy diferente de la del ojo humano (con máximo de sensibilidad a 555 nm); y sus fotosensores, en las regiones del espectro electromagnético comprendidas desde el UV hasta los 740 nm, controlan varios aspectos de su crecimiento y desarrollo (Ramos, 2010). Los vegetales utilizan la luz desde los 400 hasta los 700 nm para la fotosíntesis (conocida como radiación PAR (Photosynthetic Active Radiation) o luz de crecimiento), variando el efecto de la longitud de onda según las horas del día y los estadios de crecimiento de la planta. El espectro de la radiación recibida puede afectar propiedades como el aspecto y el momento de la floración (Carrasco, 2009).

3.14 Fotorreceptores en las plantas

Las plantas superiores fotoautótrofas dependen de la luz para sobrevivir. Además de proporcionar energía para la fotosíntesis, las señales luminosas transmiten información importante sobre el entorno y pueden influir no sólo en el momento de la germinación de las semillas, sino también en la estrategia de crecimiento y desarrollo de la planta (Franklin, 2004). Los pigmentos, como la clorofila y los pigmentos accesorios de la fotosíntesis, son moléculas que absorben la luz visible en longitudes de onda específicas y reflejan o transmiten las longitudes de onda no absorbidas, que se perciben como colores. A diferencia de los pigmentos fotosintéticos, los fotorreceptores absorben un fotón de una determinada longitud de onda y utilizan esta energía como una señal que inicia una fotorrespuesta. A excepción del UVR8, todos los fotorreceptores conocidos están formados por una proteína más un grupo prostético absorbente de luz (una molécula no proteica unida a la proteína del fotorreceptor) llamado cromóforo (Taiz y Zeiger, 2015).

Todos los seres vivos pueden percibir la luz y responder a ella. Este comportamiento es fundamental para los organismos fotosintéticos, por lo que no es de extrañar que estos organismos hayan demostrado ser un campo idóneo para el descubrimiento de proteínas implicadas en las vías fotosensoriales (Rockwell y Lagarias, 2010). Existen 3 principales fotorreceptores en las plantas: fitocromos, criptocromos y fototropinas.

3.14.1 Fitocromos

Taiz y Zeiger (2015) mencionan que los fitocromos se identificaron por primera vez en las plantas con flores como los fotorreceptores responsables de la fotomorfogénesis en respuesta a la luz roja y lejana. De acuerdo a Rockwell y Lagarias (2010) los fitocromos son la clase más conocida de sensores de luz visible reguladores rojo/rojo lejano de la fotomorfogénesis en las plantas superiores. Los fitocromos comparten un núcleo proteico fotosensorial conservado que comprende un dominio PAS, un dominio GAF y un dominio PHY, al que se unen por enlaces covalentes un cromóforo lineal de tetrapirrol (bilina) como la ficocianobilina (PCB), la fitocromobilina (PFB) o la biliverdina IXa (BV). Esta secuencia central conservada se ha utilizado para identificar sensores relacionados con el fitocromo de una amplia gama de organismos, incluyendo algas verdes unicelulares, diatomeas, cianobacterias, bacterias fotosintéticas no oxigenadas, bacterias no fotosintéticas e incluso hongos.

Smith (2000), menciona que los fitocromos son capaces de regular casi todas las fases del desarrollo de la planta, pero el control es condicional o facultativo, más que obligatorio, a continuación, se enlistan las principales funciones de los fitocromos en las plantas:

Germinación. Muchas semillas pequeñas con bajos niveles de reservas almacenadas requieren señales luminosas para la germinación, mientras que la mayoría de las semillas más grandes no las necesitan.

Establecimiento de plántulas. Los fitocromos cooperan con los criptocromos para regular la eliminación de la etiolación, la expansión de las hojas y la maduración de los cloroplastos.

Inducción de floración y latencia. La percepción fotoperiódica de la duración del día, que implica la interacción con el reloj biológico, es necesaria (en algunas plantas) para la inducción de la floración y la latencia de las yemas.

Arquitectura de la planta madura. El tamaño y la disposición de los entrenudos y las hojas, el equilibrio entre el tallo principal y las ramas laterales, los ángulos de los pecíolos y las láminas de las hojas son sumamente sensibles al entorno de radiación.

3.14.2 Criptocromos

Los criptocromos se descubrieron por primera vez en *Arabidopsis*. Los investigadores descubrieron que el gen del hipocótilo largo 4 (HY4), responsable de la inhibición por luz azul del alargamiento del hipocótilo de las plántulas de *Arabidopsis*, codifica una proteína homóloga a las fotoliasas de ADN (Ahmad y Cashmore, 1993, Wang y Lin, 2020).

La proteína HY4, más tarde denominada criptocromo 1 o CRY1 (Lin *et al.*, 1995, Wang y Lin, 2020), contiene dinucleótido de flavina y adenina (FAD), que es el cromóforo principal de las fotoliasas y los criptocromos, pero generalmente carece de la actividad enzimática reparadora del ADN de la fotoliasa (Malhotra *et al.*, 1995, Wang y Lin, 2020).

De acuerdo a Taiz y Zeiger (2015) Los criptocromos median varias respuestas a la luz azul, incluyendo la supresión de la elongación del hipocótilo, la ampliación de la expansión del cotiledón, la despolarización de la membrana, la inhibición de la elongación del pecíolo, la producción de antocianina y la sincronización del reloj circadiano.

3.14.3 Fototropinas

Se han identificado en *Arabidopsis thaliana* 2 tipos diferentes de fototropinas (phot1 y phot2) (Arabidopsis Genome Initiative, 2000, Takemiya *et al.*, 2005). Phot1 es el principal receptor fototrópico en *Arabidopsis* y media el fototropismo en respuesta a tasas de flujo alto y bajo de luz azul. Phot2 media el fototropismo en respuesta a altas intensidades de luz. Se han observado similitudes en las funciones de los fotorreceptores phot1 y phot2 para otras respuestas a la luz azul en *Arabidopsis*, incluyendo los movimientos de los cloroplastos, la apertura estomática, los movimientos de las hojas y su expansión. Junto con el fototropismo, estos procesos integran la captura eficiente de luz y la captación de CO₂ para la fotosíntesis (Taiz y Zeiger, 2015).

3.15 Fuentes de iluminación artificial

Durante los últimos años se han empleado diversas formas y fuentes de estimulación electromagnética apropiada para el correcto desarrollo del proceso de fotosíntesis de las plantas de manera natural y artificial. La principal fuente gratuita capaz de hacerlo es el sol, ya que este emite rayos x, luz ultravioleta, luz visible, luz infrarroja e inclusive ondas de radio, sin embargo dentro de esta gran cantidad de tipos de ondas electromagnéticas que el sol emite, algunos tipos no son apropiados para cualquier ser vivo, y en especial para algunas plantas, como por ejemplo la luz ultravioleta B y C; Además la luz solar está presente técnicamente durante 12 horas, de acuerdo con la estación climática y el lugar donde se encuentre; estas horas pueden variar de manera positiva o negativa para el proceso en cuestión comprometiendo la capacidad productiva de las plantas (Ramos *et al.*, 2016). Para controlar el crecimiento y desarrollo de las plantas con diferentes tipos de luz, además las longitudes de onda del espectro electromagnético visible no son de total utilidad para las plantas, en general, los fotorreceptores absorben más la luz violeta (390-450 nm), azul (450-490 nm), naranja (590-620 nm) y rojo (620-750 nm) (Zhang y Folta, 2012).

En el aspecto de iluminación artificial las lámparas a base del LED son la tecnología más recientemente empleada en la agricultura en ambiente controlado, debido a su alta eficiencia lumínica; permitiendo disminuir los costos generados por el consumo de energía eléctrica (Bourget, 2008). Esta tecnología tiene la ventaja de emitir longitudes onda monocromáticas (longitudes de onda específicas); ofreciendo a las plantas una fuente de luz ajustada a sus necesidades;

aumentando la eficiencia de todo el proceso productivo (Fang y Jao, 2000); cabe señalar que cada especie vegetal presentan requerimientos de luz específicos.

3.16 Nuevas fuentes de iluminación

Actualmente la tecnología de iluminación general ha experimentado una transformación muy importante mediante mejoras en la iluminación de estado sólido. Este tipo de iluminación contribuye muy significativamente a limitar la emisión de gases de efecto invernadero reduciendo la cantidad de energía que se emplea. Los diodos emisores de luz (light-emitting diodes, LED'S) es el sistema más reciente de iluminación, ya que su descubrimiento se origina en los años 1960. La luz se produce por materiales semiconductores estimulados directamente por la electricidad, que generan muy poco calor (Macías *et al.*, 2012).

3.17 LED (Diodo Emisor de Luz)

El primer LED que emitía en el espectro visible fue desarrollado por el ingeniero de General Electric Nick Holonyak en 1962. Un LED es un dispositivo semiconductor (diodo) que emite luz cuasi-monocromática, es decir, con un espectro muy angosto, cuando se polariza en forma directa y es atravesado por una corriente eléctrica. El color (longitud de onda), depende del material semiconductor empleado en la construcción del diodo, variando desde el ultravioleta, pasando por el espectro de luz visible, hasta el infrarrojo. Funciona de manera en que, un electrón pasa de una banda de conducción a la de valencia, perdiendo energía. Esta energía se manifiesta en forma de un fotón desprendido, con una amplitud, una dirección y una fase aleatoria (Estrada *et al.*, 2008).

3.18 Iluminación artificial en la agricultura

Una luz para el crecimiento vegetal es aquella fuente de luz artificial que ha sido diseñada para cultivar plantas cuando hay poca o nula luz natural o bien cuando se pretende alargar la duración del día en los meses de invierno para cultivar plantas que necesitan más horas de iluminación para su desarrollo. Las lámparas para cultivo han intentado tradicionalmente parecerse a la luz solar en cuanto a la composición de su espectro, aunque no ha sido hasta la aparición de los LEDs, cuando se ha podido realmente construir espectros a medida. Por sus ventajas medioambientales y de eficiencia productiva, las iluminarias LED se han descrito como la invención más revolucionara en la luminotécnica hortícola en las últimas décadas (Bures *et al.*, 2018).

3.19 El fitomejoramiento rápido como una herramienta para acelerar la investigación y el mejoramiento de cultivos

De acuerdo con Watson *et al.* (2018) la reproducción rápida puede utilizarse para lograr hasta 6 generaciones por año para el trigo (*Triticum aestivum*) durante el ciclo de primavera, el trigo duro (*T. durum*), la cebada (*Hordeum vulgare*), el garbanzo (*Cicer arietinum*) y el guisante (*Pisum sativum*), y 4 generaciones para la colza (*Brassica napus*), en lugar de 2-3 en condiciones normales de invernadero. Demostraron que la reproducción rápida en cámaras de crecimiento totalmente cerradas y de ambiente controlado puede acelerar el desarrollo de las plantas con fines de investigación, se comprobó también que el uso de iluminación suplementaria en un entorno de invernadero permite un ciclo de generación rápido a través de la descendencia de semilla única (SSD) y el potencial de adaptación a programas de mejora de cultivos a mayor escala. También se describe el ahorro de los costes mediante la iluminación suplementaria de diodos emisores de luz (LED).

Existe poca investigación en cuanto a la aceleración del fitomejoramiento en el cultivo de Tomate en México, por lo que esto abre una puerta para poder sentar bases que lleven a un mejoramiento genético más rápido de lo habitual.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del sitio experimental

La presente investigación se llevó a cabo en Colegio de Postgraduados, campus Montecillo, Texcoco, Estado de México. La fase experimental se dividió en dos partes: la fase de producción de biomasa y frutos se estableció bajo condiciones de agricultura protegida en los invernaderos pertenecientes al posgrado de Fisiología Vegetal ubicados en las coordenadas geográficas: 19°27'39.5" N, 98°54'32.1" W; y la segunda fase o fase de análisis de semillas la cual se realizó en el laboratorio de Fisiotecnia Vegetal ubicado en el edificio de posgrado de Recursos Genéticos y Productividad.

4.2 Material vegetal

Se utilizaron dos genotipos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.): Moneymaker (MM) y Campeche 40 (C-40). MM es un cultivar comercial de tomate de tipo bola, de crecimiento indeterminado y usualmente cultivado bajo condiciones de invernadero, el cual fue creado a principios del siglo XX por F. Stonor y Sons en Southampton, Reino Unido y actualmente se considera un referente para estudios fisiológicos del cultivo de tomate (Bias *et al.*, 2014). El genotipo C-40 presenta un tipo de crecimiento indeterminado y frutos de forma arriñonada, es proveniente del programa de Mejoramiento Genético del CP a cargo del Dr. Porfirio Ramírez Vallejo† y colaboradores (Delgado Vargas *et al.*, 2017), su origen se remonta al estado de Campeche (región cálida húmeda).

4.3. Manejo del cultivo

El establecimiento del almacigo se llevó a cabo el día 5 de junio del 2021 en los invernaderos de posgrado de la Universidad Autónoma Chapingo con las siguientes coordenadas: 19°29'28.3" N, 98°52'20.0" W; se utilizaron charolas germinadoras de poliestireno de 200 cavidades, rellenas con una mezcla de peat moss y perlita (en proporción 2:1 v/v) previamente desinfectado el cual fungió como sustrato. La emergencia de las plántulas para la variedad C40 inició a los 5 días después de la siembra (dds), mientras que para la variedad Moneymaker a los 9 dds. Una vez iniciada la emergencia de plántulas, estas fueron expuestas a diferentes espectros de luz LED: blanco, azul, rojo, mediante reflectores de cada color de 30 watts de potencia ubicados a 1.5 m de distancia por

encima de las plantas durante la fase de almacigo (32 d) de las 6:00 pm – 2:00 am (8 h). Para el manejo de la nutrición, la primera semana las plántulas se regaron únicamente con agua simple, a partir de los 15 dds se aplicó solución nutritiva Steiner al 50 % una vez al día durante el resto de la fase de almacigo. El trasplante se realizó a los 33 dds en bolsas de polietileno negro de 40 x 50 cm, rellenas con arena de tezontle como sustrato, previamente desinfectado con sales cuaternarias a dosis de 3 mL L⁻¹ de agua. Para el resto del desarrollo del cultivo se empleó la solución Steiner con una conductividad eléctrica de 2.5 dSm⁻¹ y pH de 5.5 a 6.0.

Todas las plantas se mantuvieron con un manejo agronómico homogéneo: se hicieron podas de brotes laterales (chupones) 2 veces por semana durante todo el ciclo, también se podaron las hojas viejas cuando se requería; en el caso de los racimos, se ralearon para producir 6 frutos como máximo por racimo, para la obtención de semilla se utilizaron frutos del tercer racimo, se seleccionaron frutos con madurez grado 6 (completamente rojos). Para la extracción de semilla se utilizó el método manual, el cual consiste en cortar por la mitad el fruto para extraer cuidadosamente la pulpa o mucilago, el cual contiene a la semilla con ayuda de una cuchara, para posteriormente depositarlos en un recipiente hermético durante 36 h; después, con ayuda de un colador o tamiz se lavó la semilla junto con el mucilago ya fermentado para poderla separar correctamente, posteriormente se procedió a secarla a temperatura ambiente (24 °C) hasta obtener peso constante. Con la semilla obtenida se formó un solo lote por tratamiento. Las semillas fueron almacenadas en sobres de papel dentro de un recipiente de vidrio con sílica gel para absorber la humedad y fueron colocados en una cámara fría a temperatura constante.

4.4. Condiciones del experimento

Una vez trasplantadas, las plantas, continuaron creciendo como en el almacigo bajo iluminación suplementaria con diferentes colores de luz LED: rojo, azul y blanco (Cuadro 1). Se usaron 6 reflectores LED de 50 watts a una altura de 50 cm sobre las plantas (Figura 1). Dichos reflectores se montaron sobre un bastidor para desplazarlos hacia arriba conforme el cultivo creciera y que a manera constante se mantuvieran a 50 cm del ápice de las plantas. En la fase de almacigo y durante el crecimiento del cultivo se midieron la temperatura y se tomó la radiación de un día normal (para ambos casos) (Figura 2 a y 2b). Con un datalogger de la marca ONSET (HOBO) se monitoreó la temperatura (°C) y la humedad relativa (HR).

4.5 Factores y niveles de estudio

Se tuvieron 8 tratamientos en un experimento en parcelas divididas en el que se estudiaron 4 niveles de luz y 2 variedades (Cuadro 1).

Cuadro 1. Relación de tratamientos resultantes de la combinación de dos variedades, tres fuentes de luz artificial y luz natural.

Tratamiento	Fuente de luz	Variedad
1	Sin luz suplementaria (luz natural)	Moneymaker
2	Sin luz suplementaria (luz natural)	Campeche 40
3	Luz blanca (100%)	Moneymaker
4	Luz blanca (100%)	Campeche 40
5	Luz azul (100%)	Moneymaker
6	Luz azul (100%)	Campeche 40
7	Luz roja (100%)	Moneymaker
8	Luz roja (100%)	Campeche 40

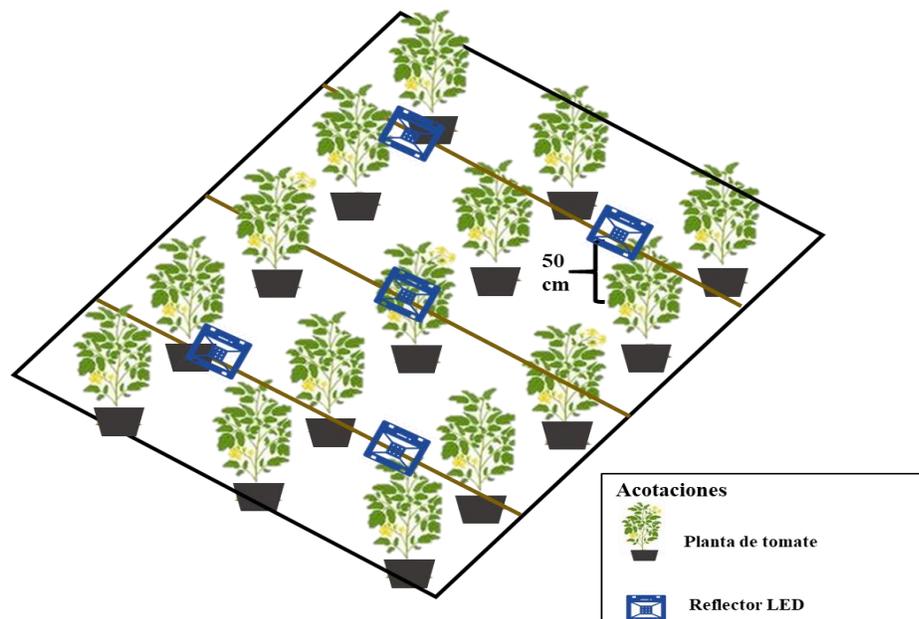


Figura 2. Distribución de reflectores LED en un bloque conformado por plantas de tomate. Imagen ilustrativa

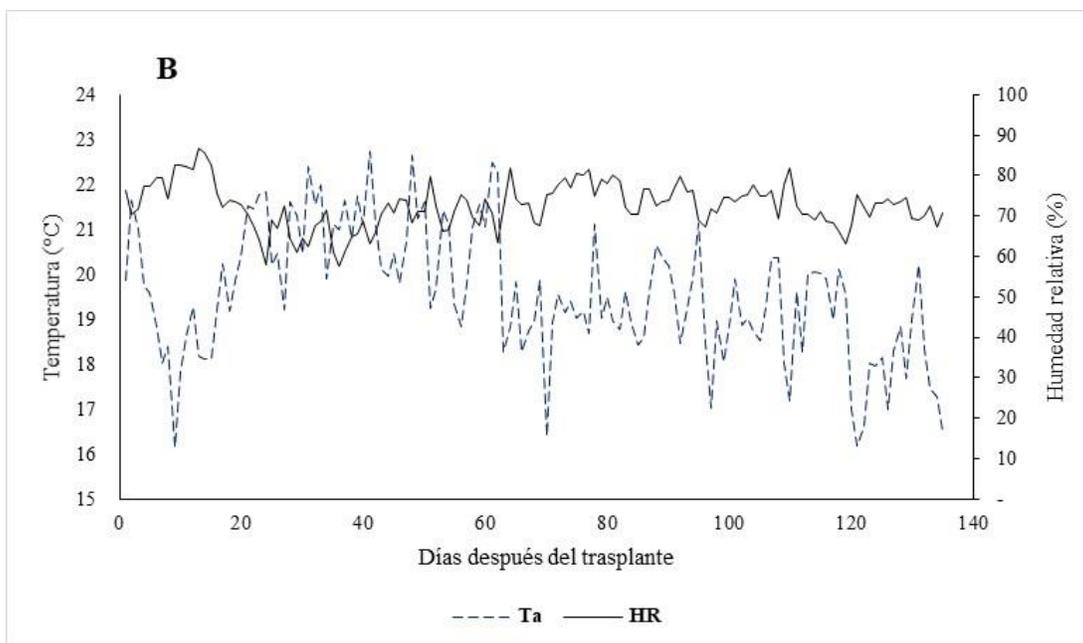


Figura 3. Condiciones ambientales (T° y HR) durante el crecimiento del cultivo. A= etapa de plántula, B= después del trasplante (promedio de temperaturas diarias)

4.6 Variables vegetales evaluadas

4.6.1 Distribución de biomasa

Se realizaron un total de tres muestreos destructivos a los 35 (al momento del trasplante), 67 y 101 dds se tomó una muestra de cuatro plantas (repeticiones) por tratamiento de las cuales separaron sus estructuras: hoja, tallo, raíz, flores, frutos, se tomó el peso fresco de estructuras inmediatamente al momento de cortar las plantas, se almacenaron en sobres de papel para posteriormente someterlas a secado por 72 horas a 70 °C en una estufa marca Thelco (USA). Una vez completado el secado, los órganos se pesaron en una balanza analítica. En esas plantas también se midieron con altura de planta altura de planta (AP), diámetro de tallo (DT), número de hojas (NH) y área foliar (AF), el DT se midió en el cuello de la planta.

4.6.2 Área foliar

El AF Se midió con ayuda de un determinador de área foliar (LI-COR, Inc. Lincon, Nebraska, E.U.). El procedimiento se llevó a cabo defoliando las plantas completamente y guardando las hojas en bolsas de plástico dentro de una hielera para posteriormente medir su área en el laboratorio de Fisiotecnia del C.P.

4.6.3 Rendimiento

Se cosecharon los frutos hasta del sexto racimo de cuatro plantas por cada tratamiento en estado rojo maduro para pesarlos en una balanza, posteriormente se procedio a calcular el rendimiento promedio por planta. Para el peso por fruto se calculó el peso promedio de 6 frutos del tercer racimo.

4.6.4 Contenido de clorofila (unidades SPAD)

Se midió el contenido de clorofila (128 dds) de todos los tratamientos utilizando un Medidor de Clorofila SPAD 502 plus, la medición se hizo en la quinta hoja más joven partiendo desde el ápice de la planta, midieron un total de cuatro plantas por tratamiento a las 12:00 horas del día.

4.6.5 Obtención de la semilla y número de semillas por fruto

Se tomaron al azar 8 frutos del tercer racimo en estado rojo maduro (grado 6) a los cuales con un corte longitudinal y con ayuda de una cuchara, se les retiró el mucilago y se dejó reposar por 36 horas en un frasco de plástico hermético, después con un colador se separó el mucilago de la semilla, la semilla se secó a temperatura ambiente hasta obtener peso constante; posteriormente se almacenó en sobres de papel dentro de un frasco de vidrio con sílica gel, en un refrigerador a temperatura de 21 °C. Se contaron las semillas de esos 8 frutos (4 repeticiones de 2 frutos), y se formó un solo lote de semillas por tratamiento para medir las subsecuentes variables.

4.6.6 Peso de mil semillas (P1000S)

El P1000S evaluó de acuerdo con el procedimiento de la ISTA (2016), se contaron 8 repeticiones de 100 semillas, se pesaron en una balanza analítica- electrónica marca sartorius Handy. Una vez determinado el peso de cada repetición, este se multiplicó por 10 para obtener el P1000S.

4.6.7 Tamaño de semilla (largo y ancho)

Para determinar su tamaño, se contaron 4 repeticiones de 50 semillas y se evaluaron por el método de análisis de imágenes con ayuda de un scanner (HP Scan Jet 4890) a una resolución de 600 PI puntos por pulgada) utilizando el software “Image J”. las dimensiones de la semilla fueron expresadas en mm.

4.6.8 Peso volumétrico

Se evaluó por el método de desplazamiento, se utilizó una probeta de 10 ml donde se depositaron 0.5 g de semilla en 4 repeticiones por tratamiento en un volumen de agua destilada de 5 ml, se midió el desplazamiento generado por el peso de las semillas.

4.6.9 Prueba de germinación estándar

Se tomó una muestra de 200 semillas por cada lote proveniente de los tratamientos para establecer 4 repeticiones de 50 semillas. En la prueba de germinación se utilizó el método “sobre papel” que recomienda la ISTA (2016) utilizando como contenedor clamshells o “cajas tipo *sandwicheras*”. Este método consiste en colocar sobre el clamshell papel filtro previamente humedecido a punto de saturación con agua destilada y desinfectado con hipoclorito de sodio al 5 %, sobre el papel filtro se colocaron 5 hileras con 10 semillas de tomate en arreglo topológico de tres-bolillo, se cerró el clamshell y se colocaron dentro de una cámara germinadora marca JEIO TECH modelo IL-21A (Corea) a una temperatura de 25 °C y con luz constante. La prueba tuvo una duración de 14 d efectuándose 2 conteos: el primero a los 5 d y el segundo a los 14 d, de acuerdo con la ISTA (2016). Durante los conteos se cuantificaron los parámetros siguientes:

Germinación (PG). Se consideró el porcentaje de semilla germinada como la proporción del número de semillas que originan plántulas consideradas como normales.

Velocidad de emergencia de radícula (VE). Una vez iniciada la prueba de germinación se realizaron conteos diariamente, se contabilizaron las raíces emergidas a partir de 3 mm de longitud hasta que el número fue constante en cada unidad experimental. Se calculó VE con base en la expresión de Copeland y McDonald (1995):

$$VE = \sum_{i=1}^n \left[\frac{x_i}{n_i} \right]$$

En donde:

VE= Velocidad de emergencia expresada como Número de radículas emergidas por día

X_i= Número de plántulas emergidas en el i-ésimo conteo

N_i= Número de días después de la siembra en el i-ésimo conteo

N= número de conteos 1, 2... n conteos.

4.6.10 Contenido de materia seca (MS)

Se seleccionaron 3 plántulas de cada tratamiento con 4 repeticiones las cuales se metieron en sobres de papel para posteriormente someterlas a secado en una estufa a 70 °C durante 72 h. Una vez secadas se pesaron en una balanza analítica x electrónica marca sartorius Handy. Los resultados obtenidos fueron expresados en mg.

4.6.11 Permeabilidad de membrana (CE)

Se midió la conductividad eléctrica de la solución de imbibición de las semillas. Se contaron 4 repeticiones de 50 semillas las cuales fueron puestas dentro de frascos de vidrio con 25 ml de agua des ionizada y tapados los frascos con papel aluminio, estos fueron dispuestos en un cuarto oscuro a temperatura de 25 °C. se hicieron mediciones a las 6, 12, 24 y 48 h. Se utilizó un conductímetro marca HORIBA modelo B-771 (China).

4.6.12 Prueba de envejecimiento acelerado (EA)

Para evaluar el vigor de las semillas se aplicó la metodología propuesta por Delouche y Baskin y modificada por Mcdonald y Phaneedranath (1978) de envejecimiento artificial de semillas. Para ello se usaron 4 repeticiones de 50 semillas de cada lote, las semillas se desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio al 5 % y agua destilada sumergiéndolas en la solución por 5 minutos y se secaron sobre toallas “sanitas” durante 24 h. El material a utilizar para esta prueba fue previamente desinfectado con hipoclorito de sodio al 10 %, sumergiendo los recipientes de plástico y las mallas de metal durante 10 min y secándose a temperatura ambiente por 24 h.

Se agregaron 150 ml de agua destilada dentro de cajas de plástico de 11 x 11 x 3.5 cm con tapa, después se colocó una malla metálica donde fueron puestas las semillas previamente desinfectadas para evitar el contacto con el agua, se cerró la caja con cinta masking para evitar transpiración. Se metieron las cajas cuidadosamente a una estufa marca Thelco (USA) a 42 °C y 100 % de humedad durante 72 h. Una vez terminado el tiempo de envejecimiento acelerado se procedió a efectuar una prueba de germinación similar a la ya descrita donde se evaluó, el porcentaje de germinación, porcentaje de plántulas anormales, porcentaje de semillas sin germinar, velocidad de emergencia y contenido de materia seca de plántulas normales.

4.7 Análisis estadístico y diseño experimental

Para el análisis del crecimiento del cultivo se utilizó un diseño experimental en parcelas divididas siendo la parcela principal el tipo de luz y la parcela secundaria los genotipos (C40 y MM). Los datos se ordenaron y capturaron en la hoja de cálculo Microsoft Excel y se analizaron utilizando el programa estadístico SAS 9.4 (Statistical Analysis System) para realizar el análisis de varianza de las variables evaluadas durante los 3 muestreos destructivos y las pruebas de comparación de medias de Tukey.

Para el análisis de la calidad de semillas se utilizó un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial 4 x 2 siendo 4 los tratamientos de luz suplementaria y 2 los genotipos evaluados. Para el análisis de varianza y la prueba de comparación de medias Tukey se utilizó el programa SAS 9.4. Los valores de las variables expresadas en porcentaje se convirtieron a raíz cuadrada del arco seno, en los cuadros y figuras se muestran los datos reales de los valores medios (sin transformación).

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Primer muestreo de variables morfológicas de la planta

En el Cuadro 2 se observan los resultados del análisis de varianza de las variables morfológicas evaluadas a los 35 dds, al momento del trasplante. Existe variación en los tratamientos de luz (trat) sobre las variables altura (ALT), diámetro de tallo (DT) y área foliar (AF). En la variable número de hojas (NH) no se encontraron diferencias. En el caso del factor genotipo (Genot) se encontraron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) para todas las variables morfológicas evaluadas; por otra parte, para la interacción de los tratamientos con los genotipos (Trat*Genot) existieron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para las variables ALT y DT; sin embargo, en las variables NH y AF no existieron diferencias.

Cuadro 2. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables morfológicas evaluadas en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.

FV	GL	ALT	DT	NH	AF
Trat	3	29.4**	0.2*	0.3 ^{NS}	532.2**
Genot	1	1441**	0.8**	65.3**	5583.8**
Trat*Genot	3	3.3*	0.3*	0.5 ^{NS}	8.5 ^{NS}
CV	-	6.7	11.3	14.0	17.8
R2	-	0.9	0.6	0.9	0.9
Error	-	0.5	0.09	0.2	32.5

FV= Factor de variación; GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; dds= días después de la siembra; ALT= altura, DT= Diámetro de tallo, NH= número de hoja, AF= área foliar; **= Altamente significativo con α 0.01; *= Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

Al comparar los valores medios entre los tratamientos y genotipos (Cuadro 3) se aprecia que las plántulas creciendo con luces LED blancas presentaron en promedio una altura mayor respecto al resto de los tratamientos (12.51 cm), lo cual contrasta a lo encontrado por Meiramkulova *et al.* (2021) quienes obtuvieron mayor altura de planta al irradiar plántulas de tomate con luz roja durante 33 d. En nuestro experimento, las plantas creciendo con luz roja fueron las que crecieron en segundo lugar (11.3 cm), siendo mayor al tratamiento de luz azul y el control sin luz suplementaria.

Respecto al DT, este se vio incrementado positivamente con la iluminación de luz blanca (2.89 mm), luz roja (2.73 mm) y luz azul (2.69 mm) respecto a las plántulas que no fueron irradiadas con luz suplementaria (2.52 mm); un estudio demostró que para el caso del guisante o chicharo (*P.*

sativum L) no se observaron diferencias significativas en el incremento del diámetro de tallo de las plántulas que crecieron irradiadas con diferentes niveles de luz LED blancas, rojas y azules (Wu *et al.*, 2007) . El número de hojas (NH) en las plántulas no se vio afectado por el efecto de la luz puesto que estadísticamente todos sus valores fueron iguales, lo que podría sugerir que no existe efecto de la luz en la generación de hojas en las plántulas de tomate. También, se observaron efectos significativos en el incremento del área foliar de las hojas de las plántulas puesto que las plántulas sometidas a iluminación LED blanca expresaron un mayor valor en el área foliar (40.68 cm²), seguido de las fuentes de luz roja (32.24 cm²) y azul (30.68 cm²) las cuales son estadísticamente iguales, finalmente las plantas no irradiadas presentaron una superficie de área foliar de 24.52 cm² y fueron estadísticamente similares a las plántulas que crecieron en luz azul. Lo anterior contrasta con lo encontrado por Wollager (2014) quien observó que al utilizar luz LED de color rojo, azul y verde para irradiar plántulas de tomate por 18 h durante 30-31 d, el número de hojas de las plántulas no tuvieron incrementos significativos, mientras que para las variables área foliar y altura, las plántulas con iluminación con luz LED roja fueron superiores comparadas con las plántulas bajo luz azul. Para el caso de los genotipos, ambos se comportaron de forma diferente, el genotipo C40 demostró tener un crecimiento mayor en todas las estructuras evaluadas en comparación al genotipo MM, esto se debe principalmente a la precocidad del material C40.

Cuadro 3. Comparación de medias de la distribución de variables morfológicas evaluadas en plántulas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.

FV	ALT (cm)	DT (mm)	NH	AF (cm²)
Blanco	12.5 a	2.9 a	3.8 a	40.7 a
Rojo	11.3 b	2.7 ab	3.7 a	32.2 b
Azul	10.5 c	2.7 ab	3.6 a	30.7 bc
Control	8.8 d	2.5 b	3.4 a	24.5 c
DMS	0.7	0.3	0.5	6.3
GENOTIPO				
C40	16.2 a	2.8 a	4.8 a	42.8 a
MM	5.3 b	2.6 b	2.4 b	21.2 b
DMS	0.4	0.2	0.3	3.4

FV= factor de variación, DMS= diferencia mínima significativa, ALT= altura, DT= Diámetro de tallo, NH= número de hoja, AF= área foliar. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

En el Cuadro 4 se presentan los resultados del análisis de varianza para la distribución de materia seca en las diferentes estructuras de las plántulas. El factor tratamiento de luz presentó diferencias

altamente significativas ($p \leq 0.01$) para el contenido de materia seca en tallos (PST) y biomasa total (BT), mientras que se presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en la acumulación de materia seca de hojas (PSH) y raíz (PSR). Los genotipos presentaron diferencias altamente significativas en la acumulación de materia seca en tallos, raíz y biomasa total. En la interacción de los tratamientos por los genotipos no se encontraron diferencias significativas.

Cuadro 4. Cuadrados medios del análisis de varianza de la distribución de materia seca en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.

FV	GL	PST	PSH	PSR	BT
Trat	3	1819.5**	4509.4*	583.7*	17705.0**
Genot	1	19052.3**	12684.7*	2641.8**	91237.3**
Trat*Genot	3	165.3 ^{NS}	280.3 ^{NS}	119.8 ^{NS}	0.9 ^{NS}
CV	-	12.4	27.2	24.9	20.5
R2	-	0.9	0.7	0.7	0.8
Error	-	59.2	653.1	98.8	1612.6

FV= factor de variación, GL = Grado de libertad; CV = Coeficiente de variación; PST= peso seco de tallo, PSH= peso seco de hojas, PSR= peso seco de raíz, BT= biomasa total; ** = Altamente significativo con α 0.01; * = Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

En el Cuadro 5 se muestran los resultados de la comparación de medias de dichas variables. Se encontró que la acumulación de materia seca en el tallo las plantas creciendo bajo luz LED blanca (75.54 mg) fue superior al resto de los tratamientos. Los tratamientos de luz roja (66.85 mg) y azul (59.14 mg) fueron estadísticamente iguales, siendo el control el que menor materia seca acumuló en los tallos (46.51 mg). La acumulación de materia seca en las hojas se vio incrementada en los tratamientos expuestos a la luz blanca (113.32 mg), roja (98.78 mg) y azul (96.64), siendo estos estadísticamente similares entre si y mayores al control (67.09 mg). En el caso de la raíz, el contenido de materia seca fue estadísticamente similar en los tratamientos en los que se aplicó luz LED del color que sea, en cambio el tratamiento control, que fue el más bajo (31 mg), fue estadísticamente similar al tratamiento con luz LED azul.

La biomasa total se define como la cantidad de materia orgánica derivada de organismos vivos (Younginger *et al.*, 2017), para este caso específico esta materia orgánica es la derivada de los diferentes órganos que conforman a la planta de tomate. La biomasa se vio incrementada en los tratamientos con diferentes espectros de luz, con relación al tratamiento control (144.65 mg). Matsuda *et al.* (2016) encontraron que la biomasa total en las plántulas de tomate fue significativamente mayor cuando estas fueron irradiadas con luz LED blanca durante la noche, en comparación las irradiadas con luces rojas, azules y naranjas, también mencionaron que la

irradiación de luz azul durante la noche parece menos ventajosa para la promoción del crecimiento de los brotes. (Urrestarazu *et al.*, 2016), encontraron; también, que plántulas de tomate sometidas a iluminación LED presentaron un incremento notable en la acumulación de biomasa.

Cuadro 5. Comparación de medias de la distribución de materia seca y biomasa total en plántulas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 35 dds.

FV	PST (mg)	PSH (mg)	PSR (mg)	BT (mg)
Blanco	75.5 a	113.3 a	47.7 a	236.6 a
Rojo	66.8 ab	98.8 a	42.2 a	207.9 a
Azul	59.1 b	96.6 a	38.9 ab	194.7 a
Control	46.5 c	67.1 b	31.0 b	144.6 b
DMS	10.4	26.5	8.8	42.6
GENOTIPO				
C40	81.9	110.2	47.4 a	239.5 a
MM	42.1	77.7	32.5 b	152.3 b
DMS	4.6	15.4	5.9	24.2

FV= factor de variación, DMS= diferencia mínima significativa PST= peso seco de tallo, PSH= peso seco de hojas, PSR= peso seco de raíz, BT= biomasa total. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

5.2 Segundo muestreo de variables morfológicas de la planta

En el Cuadro 6 se muestran los resultados del análisis de varianza de las variables morfológicas medidas a los 67 dds en plantas de tomate. Se observaron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) por efecto de los tratamientos de luz para las variables de altura (ALT), número de hojas (NH) y área foliar (AF) y significativas ($p \leq 0.05$) para diámetro de tallo (DT). Los genotipos presentaron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) en todas las variables estudiadas con excepción de diámetro de tallo donde no se encontró significancia. Por otro lado, la interacción Tratamiento x Genotipo presentó diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para las variables altura y área foliar.

Cuadro 6. Cuadros medios del análisis de varianza de variables morfológicas en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 67 dds.

FV	GL	ALT	DT	NH	AF
Trat	3	99.06**	1.51*	5.36**	3028532.78**
Genot	1	741.12**	1.62 ^{NS}	38.28**	3099875.702**
Trat*Genot	3	48.27*	1.02 ^{NS}	0.03 ^{NS}	226639.01*
CV	-	4.83	12.17	4.53	7.59
R2	-	0.89	0.59	0.92	0.96
Error	-	12.67	0.74	0.42	40868.03

FV= factor de variación, GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; ALT= altura, DT= Diámetro de tallo, NH= número de hoja, AF= área foliar; **= Altamente significativo con α 0.01; *= Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

En las variables altura (ALT), diámetro de tallo (DT) y numero de hojas (NH) las plantas creciendo con luz LED blanca y roja tuvieron valores mayores. En DT y NH los valores de estos tratamientos fueron similares estadísticamente a los observados en las plantas creciendo bajo luz LED suplementaria azul. De igual manera los valores del tratamiento sin luz suplementaria fueron los más bajos en esas variables, pero similares estadísticamente a las plantas creciendo en luz azul (Cuadro 7). En cuanto a la variable área foliar (AF) el tratamiento con luz LED roja produjo plantas con mayor valor (3394.7 cm²), lo cual es interesante puesto que no tuvo mayor NH como se explicó.

Esto demuestra que las plantas sometidas a iluminación LED de colores blanco y rojo son más eficientes, debido probablemente a que, en las plantas con iluminación natural, una reducción en R:FR (relación de rojo a rojo lejano), causada por la absorción de luz roja para la fotosíntesis y la reflexión de la luz FR del tejido vegetativo, actúa como una señal de sombra y competencia lumínica por parte de las plantas vecinas. En respuesta a un R:FR bajo, las plantas expresan una variedad de cambios morfológicos y fisiológicos que aumentan su capacidad de capturar luz. Estos cambios se conocen colectivamente como el síndrome de evitación de la sombra (SES) e incluyen elongación del tallo, hiponastia de las hojas y floración temprana (Roig *et al.*, 2019, Meijer *et al.*, 2022), Las diferencias en R:FR son percibidas por el fotorreceptor del fitocromo B (phyB). Durante una intensidad de luz R alta, phyB se activa e inhibe las respuestas de crecimiento de las plantas, mientras que bajo una luz FR alta, phyB se desactiva y conduce a respuestas SES (Meijer *et al.*, 2022). En cuanto al pobre efecto de la luz azul en este estudio se puede explicar ya que en un estudio en el cultivo de soya *Glycine max* L demostró que el aumento de la fracción de luz azul inhibe la división celular, la expansión celular esto se traduce en una disminución de la distancia

de entrenudos y; por lo tanto, la altura de la planta, también disminuye el área foliar (Dougher y Bugbee, 2004). La disminución del área foliar reduce la capacidad de la hoja a la captura de fotones, esta reducción de la captura de fotones inducida por la luz azul es usualmente la razón principal de la disminución del crecimiento de las plantas (Bugbee, 2016).

Para la comparación entre genotipos, C40 se mostró superior al MM en la mayoría de las variables morfológicas analizadas con excepción de la superficie de área foliar donde el genotipo MM fue superior y el DT que resultó similar en ambos genotipos.

Cuadro 7. Comparación de medias de variables morfológicas en plantas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 67 dds.

FV	ALT (cm)	DT (mm)	NH	AF (cm²)
Blanco	75.93 a	7.04 ab	14.50 ab	2716.0 b
Rojo	77.25 a	7.68 a	15.37 a	3394.7 a
Azul	71.37 b	7.00 ab	14.37 ab	2641.3 b
Control	69.93 b	6.64 b	13.37 b	1890.3 c
DMS	3.79	0.85	1.22	555.61
GENOTIPO				
C40	78.73 a	7.31 a	15.50 a	2349.33 b
MM	68.81 b	6.86 a	13.31 b	2971.81 a
DMS	2.74	0.66	0.50	155.72

FV= factor de variación, DMS= diferencia mínima significativa, ALT= altura, DT= Diámetro de tallo, NH= número de hoja, AF= área foliar. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

Se analizó la distribución de materia seca en los diferentes órganos de los genotipos estudiados con base en los tratamientos aplicados (Cuadro 8); observándose que en los tratamientos de luz existieron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) para las variables en materia seca de tallo (PST), materia seca de hojas (PSH) y materia seca total (BT) y diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para la acumulación de materia seca en raíz (PSR). En el caso de los genotipos se encontraron diferencias altamente significativas en las variables de materia seca de hojas e inflorescencias, el resto de variables analizadas no presentó diferencias significativas. No existieron diferencias significativas en la interacción tratamiento por genotipo.

Cuadro 8. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de materia seca durante el segundo muestreo destructivo en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	GL	PST	PSH	PSI	PSR	BT
Trat	3	6.87**	41.88**	0.08 ^{ns}	6.35*	136.32**
Genot	1	0.14 ^{ns}	46.48**	0.84**	8.31 ^{ns}	11.50 ^{ns}
Trat*Genot	3	0.33 ^{ns}	2.03 ^{ns}	0.06 ^{ns}	1.92 ^{ns}	2.28 ^{ns}
CV	-	12.78	18.80	112.35	41.33	18.98
R2	-	0.87	0.85	0.70	0.67	0.80
Error	-	0.31	3.18	0.07	2.01	11.13

FV= Factor de variación, GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; PST= peso seco de tallo, PSH= Peso seco de hoja, PSI= peso seco de inflorescencia, PSR= peso seco de raíz, BT= biomasa total; **= Altamente significativo con α 0.01; *= Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

En el Cuadro 9 se observan los valores medios de las variables; en el caso de la materia seca de tallos (MST) el tratamiento con luz roja (5.55 g) mostró superioridad respecto al resto, seguido de las plantas irradiadas con luz blanca (4.42 g) y azul (4.40 g), las cuales presentaron valores estadísticamente similares en comparación con el control (3.28 g) el cual mostró los valores más bajos. Para la acumulación de materia seca en hojas se pudo observar que el tratamiento rojo sobresalió con un total de 12.35 g, seguido del tratamiento con luz blanca (9.56 g) y azul (9.26 g) los cuales son estadísticamente similares; las plantas no irradiadas presentaron un peso de 6.76 gramos (estadísticamente menor al resto de los tratamientos). Las plantas creciendo bajo luz roja presentaron una mayor acumulación de materia seca en raíces (4.38 g), siendo estadísticamente iguales a los tratamientos de luz blanca (3.90 g) y azul (3.04 g); sin embargo, las plantas no irradiadas mostraron una acumulación menor al resto con 2.38 g (aunque estadísticamente similar a las raíces de la luz azul y blanco). En la acumulación de materia seca total la tendencia fue similar, el tratamiento de luz roja presentó el valor más alto (22.69 g). Al respecto, Rarbara *et al.* (2017) compararon el cultivo de plántulas de alcachofas en condiciones de invernadero o bajo la iluminación LED monocromáticas en cámara de crecimiento, derivado de esto, encontraron que las plántulas cultivadas bajo iluminación roja mostraron un aumento significativo en el contenido de materia seca y altura de planta en comparación con las plántulas cultivadas con luz natural. De la misma forma, Li y Kubota (2009) complementaron la luz emitida por una lámpara fluorescente fría con lámparas LED que emitieron luz Rojo lejano en el crecimiento de lechuga, lo cual mejoró el contenido de materia fresca y seca, la longitud del tallo y la longitud y el ancho de la hoja.

Cuadro 9. Comparación de medias de acumulación de materia seca en plantas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 67 dds.

FV	PST (g)	PSH (g)	PSI (g)	PSR (g)	BT (g)
Blanco	4.42 b	9.56 ab	0.19 a	3.90 ab	18.08 b
Rojo	5.55 a	12.35 a	0.39 a	4.38 a	22.69 a
Azul	4.40 b	9.26 b	0.16 a	3.04 ab	16.87 bc
Control	3.28 c	6.76 b	0.22 a	2.38 b	12.65 c
DMS	0.96	3.05	0.40	1.72	4.57
GENOTIPO					
C40	4.34 a	8.28 b	0.40 a	3.94 a	16.97 a
MM	4.48 a	10.69 a	0.08 b	2.92 a	18.17 a
DMS	0.43	1.37	0.21	1.09	2.57

FV=Factor de variación, DMS=diferencia mínima significativa, PST= peso seco de tallo, PSH= Peso seco de hoja, PSI= peso seco de inflorescencia, PSR= peso seco de raíz, BT= biomasa total. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

Las plantas sometidas a iluminación blanca presentaron acumulación de biomasa total de 18.08 g, las iluminadas con luz azul un total de 16.87 g, esta disminución en la materia seca total respecto al tratamiento con luz blanca coincide con varios estudios que indican que la ganancia de materia seca disminuye a medida que la fracción de fotones azules aumenta por encima del 5 al 10 %. Esto se ha interpretado frecuentemente como un efecto del aumento de la luz azul sobre la reducción de la eficiencia fotosintética (Bugbee, 2016). resultados similares señalan que iluminación de luz azul sola suprime el contenido de materia seca, longitud del tallo y peciolo de plantas de tomate, pepino, pimiento y rábano (Snowden *et al.*, 2016, Bantis *et al.*, 2018). En el otro extremo se encontró que las plantas sin luz suplementaria tuvieron en promedio valores inferiores de materia seca total (12.65 g). En el caso de los genotipos el C40 tuvo mayor acumulación de materia seca en tallos, inflorescencias y raíz, por su parte el MM fue superior en la acumulación de materia seca en hojas. Aunque para la biomasa total ambos genotipos se comportaron igual.

5.3 Tercer muestreo de variables morfológicas

Los resultados del análisis de varianza para las variables morfológicas a los 101 dds se muestran en el Cuadro 10. Se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.01$) para los tratamientos en las variables altura (ALT) y área foliar (AF); las variables NH (número de hojas) y DT (diámetro de tallo) no presentaron diferencias estadísticas significativas. Para el caso de los genotipos, las

variables ALT y NH presentaron diferencias estadísticas significativas mientras que DT y AF no fueron mostraron significancia. En la interacción de los tratamientos por los genotipos. Los valores de NH fueron estadísticamente significativos ($p \leq 0.01$), el resto de las variables (ALT, DT, AF) no presentaron diferencia estadística alguna.

Cuadro 10. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables morfológicas evaluadas en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.

FV	GL	ALT (cm)	DT (mm)	NH	AF (cm ²)
Trat	3	1085.4**	2.7 ^{NS}	9.1 ^{NS}	5762657.0**
Genot	1	4704.5**	3.0 ^{NS}	120.1**	3200880.1 ^{NS}
Trat*Genot	3	83.0 ^{NS}	1.1 ^{NS}	20.8**	1995830.1 ^{NS}
CV	-	8.8	11.5	5.1	10.6
R2	-	0.9	0.7	0.94	0.7
Error	-	103.4	1.4	1.12	1049508.2

FV= Factor de variación, GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; ALT= altura de planta, DT= Diámetro de tallo, NH= Número de hojas, AF= área foliar; **= Altamente significativo con α 0.01; *= Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

En la comparación de medias Tukey (Cuadro 11), se encontró que para la variable ALT las plantas irradiadas con luz LED blanca expresaron un valor estadísticamente superior (192.5 cm) al resto de los tratamientos, los cuales fueron iguales entre sí (172.9 cm, 172.1 cm, 165.5 cm).

Cuadro 11. Comparación de medias de acumulación de materia seca en plantas de tomate sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.

FV	ALT (cm)	DT (mm)	NH	AF (cm ²)
Blanco	192.5 a	10.1 a	20.4 a	10027.2 a
Rojo	172.9 b	10.0 a	21.9 a	9963.7 a
Azul	172.1 b	10.7 a	19.4 a	10120.1 a
Control	165.5 b	9.7 a	21.1 a	8344.4 b
DMS	17.6	2.23	2.5 a	1321.9
GENOTIPO				
C40	187.8 a	10.0 a	22.6 a	9930.1 a
MM	163.6 b	10.6 a	18.7 b	9297.6 a
DMS	7.8	0.9	0.8	789.1

FV=Factor de variación, DMS= diferencia mínima significativa; ALT= altura de planta, DT= Diámetro de tallo, NH= Número de hojas, AF= área foliar. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

El DT no presentó diferencias significativas independientemente de la utilización o no de algún tipo de luz suplementaria, el mismo comportamiento siguió la variable NH siendo estadísticamente igual para todos los casos, En un estudio llevado a cabo en lisiantus (*Eustoma grandiflorum*) y en

tomates (*Solanum lycopersicum*) se demostró que las plantas bajo tratamientos de luz suplementaria LED produjeron más biomasa que las plantas cultivadas bajo luz ambiental, también en este mismo estudio se encontró que la partición de biomasa fue similar en las plantas cultivadas en luz LED, lo que indica que no hubo una acumulación de biomasa preferencial en los diferentes órganos de la planta (Lanoue *et al.*, 2017), estos resultados coinciden con los de este experimento. La superficie de AF fue 20 % mayor (10037 cm²) en las plantas con iluminación LED que las del control (8344.4 cm²), sin que los espectros de luz tuvieran diferencias entre sí (Cuadro 11); Lo cual indicaría que cualquier tratamiento con luz LED suplementaria incrementa hasta en 20% el AF de las plantas tratadas, lo cual contrario a los resultados en lechuga (*Lactuca sativa* L) donde las plantas irradiadas con luz azul LED por un periodo de 4 semanas incrementaron su superficie de área foliar en comparación de las cultivadas bajo luz LED roja y lámparas fluorescentes (Johkan *et al.*, 2010).

En el Cuadro 12 se muestra el análisis de varianza de las variables de materia seca evaluadas durante el tercer muestreo. Se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) provocadas por los tratamientos de luz para las variables de materia seca en hojas y raíz (PSH y PSR), y altamente significativas ($p \leq 0.01$) en la acumulación de materia seca total (PST). Para la acumulación de materia seca en tallo no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. Para el factor genotipo la acumulación de materia seca en tallos y biomasa total presentaron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$); además, existieron diferencias significativas en todas las variables para la interacción de los tratamientos por genotipos.

Cuadro 12. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de materia seca en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.

FV	GL	PST (g)	PSH (g)	PSR (g)	BT (g)
Trat	3	14.22 ^{ns}	80.77*	9.77*	796.39**
Genot	1	200.10**	13.18 ^{ns}	11.04*	8162.26**
Trat*Genot	3	45.89*	114.95**	5.73*	1321.24**
CV		8.81	8.30	29.62	6.67
R2		0.83	0.81	0.83	0.91
Error		7.93	14.89	1.41	112.87

FV= Factor de variación, GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; PST= peso seco de tallo, PSH= Peso seco de hoja, PSR= peso seco de raíz, BT= biomasa total; **= Altamente significativo con α 0.01; *= Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

Con la comparación de medias Tukey (Cuadro 13) se encontró que la biomasa en las hojas se acumuló en mayor medida en las plantas irradiadas con luz roja (48.99 g) y azul (48.61 g) seguido del tratamiento con luz blanca (46.28 g) y finalmente las plantas que no fueron irradiadas mostraron una menor acumulación de materia seca en las hojas (42.07 g). La misma tendencia siguió la acumulación en PRS. En un estudio donde se compararon proporciones similares de luz roja y azul y adicionando luz verde (+32 %); se encontró que, aunque existieron incrementos lineales en el peso seco y fresco de hojas y tallos no fueron estadísticamente significativos, este mismo estudio demostró que la combinación de luz LED roja, azul y verde, aumentaron el contenido de biomasa total de las plantas (Kaiser *et al.*, 2019), similar a lo observado con luz roja y azul del presente estudio.

Cuadro 13. Comparación de medias de acumulación de materia seca en plantas de tomate sometidas a colores de luz LED suplementaria a los 101 dds.

FV	PST	PSH	PSR	BT
Blanco	31.69 a	46.28 ab	4.24 ab	154.81 bc
Rojo	33.19 a	48.99 a	5.32 a	169.15 a
Azul	32.70 a	48.61 a	2.65 b	165.69 ab
Control	30.17 a	42.07 b	3.83 ab	147.45 c
DMS	4.10	5.78	2.31	12.26
GENOTIPO				
C40	34.44 a	47.13 a	4.59 a	175.25 a
MM	29.44 b	45.85 a	3.42 b	143.30 b
DMS	2.17	2.97	0.91	8.18

FV=Factor de variación, DMS=diferencia mínima significativa, PST= peso seco de tallo, PSH= Peso seco de hoja, PSR= peso seco de raíz, BT= biomasa total. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

En cuanto a PST, las plantas creciendo con luz roja suplementaria tuvieron mayor valor (169.15 g) que fue estadísticamente igual que el tratamiento de luz azul (165.69 g). Este comportamiento en la acumulación de BT cambió la tendencia parcialmente que siguieron las plantas durante los muestreos anteriores, ya que las plantas sometidas a luz led suplementaria roja y blanca fueron superiores en el contenido de biomasa total. Es importante mencionar que para cuantificar el contenido de biomasa se tomaron también (como en el resto de los muestreos) la biomasa acumulada en los brotes laterales o “chupones”, estos resultados concuerdan con lo encontrado por Lu *et al.* (2012) quienes encontraron que las plantas de tomate sometidas a iluminación LED blanca y roja incrementaron en un 16 y 14 % el contenido de materia seca comparadas con el control (sin luz suplementaria). Finalmente, las plantas no sometidas a luz suplementaria presentaron la

acumulación de materia seca más baja (147.45), respecto a los tratamientos, demostrando que el uso de luz LED suplementaria roja, azul o blanca en el cultivo del tomate tiene efectos en la acumulación de BT.

5.4 Evolución de la biomasa

Se observó que durante el primer muestreo destructivo (35 dds) la distribución de materia seca para los tratamientos con el genotipo C40 fue muy similar en todos los tratamientos; no siendo así la acumulación de esta, pues el tratamiento con luz LED blanca fue el que acumuló más (236.3 mg), en las hojas se acumuló un porcentaje mayor de materia seca para todos los tratamientos (45-47 %), el tallo acumuló 31-35 % de materia seca, la raíz fue el órgano que menos materia seca acumuló (18-22 %) (Figura 3 A). Con el material MM se observó que la distribución de la materia seca estuvo influenciada por el tipo de luz aplicada. los tratamientos a los que se les aplicó luz LED suplementaria demostraron tener un mayor porcentaje de materia seca acumulada en hojas: blanca 51.1 %, roja 50.6 % azul 54.2 %, control 46.2 %; para el tallo, las plantas que no fueron sometidas a condiciones de luz LED suplementaria presentaron menor acumulación de materia seca en este órgano (33.7 %); por otra parte, el resto de los tratamientos acumularon un porcentaje en promedio del 25-27 %. La materia seca acumulada en raíz fue similar para todos los tratamientos experimentales (20-22 %) (Figura 3B).

En el segundo muestreo destructivo (67 dds) para la variedad C40 los tratamientos con luz LED suplementaria de color rojo, azul y blanco acumularon 48 % de materia seca en hojas, 24 % en raíz, en tallo 27 % luz azul, 25 % blanco y 24 % rojo, la acumulación de materia seca en flores fue igual para los tratamientos azul y blanco (2 %) y para rojo y el control 3 %. en el caso de las plantas no sometidas a iluminación suplementaria estas acumularon un 51 % de biomasa en las hojas, 19 % en la raíz y un 27 % en tallos (Figura 3C). A los 67 dds se observó que para la variedad MM el tratamiento con luz roja presentó un mayor porcentaje en la acumulación de biomasa en hojas (60%), para el tallo 25% y para la raíz 15%. La acumulación de biomasa en los diferentes órganos fue similar para los tratamientos blanco y azul; en contraparte, el 55% de la biomasa para las plantas no sometidas a iluminación suplementaria se concentró en hojas, el 25 y 19% en tallos y raíces, respectivamente y el 1% en inflorescencias (Figura 3D).

Se determinó el porcentaje de biomasa de cada una de las estructuras de las plantas, existieron cambios en la distribución de biomasa siendo muy similar entre todos los tratamientos incluso en el caso de la variedad C40 el control llegó a tener una acumulación de biomasa mayor que el tratamiento de luz blanca. El porcentaje de biomasa distribuida en los diferentes tratamientos con la variedad C40 en hojas osciló del 26-28 %, tallos 19-21 %, raíz del 2-3 %, frutos 27-32 % y brotes laterales del 20-23 % (Figura 3E). Para la variedad MM se encontró que la distribución de materia seca en hojas estuvo en un rango de 29-30 % en todos los tratamientos, para el tallo de 18-22 %, la raíz 1-2 %, los frutos 20-24 % y los brotes laterales 25-29 % (Figura 3F).

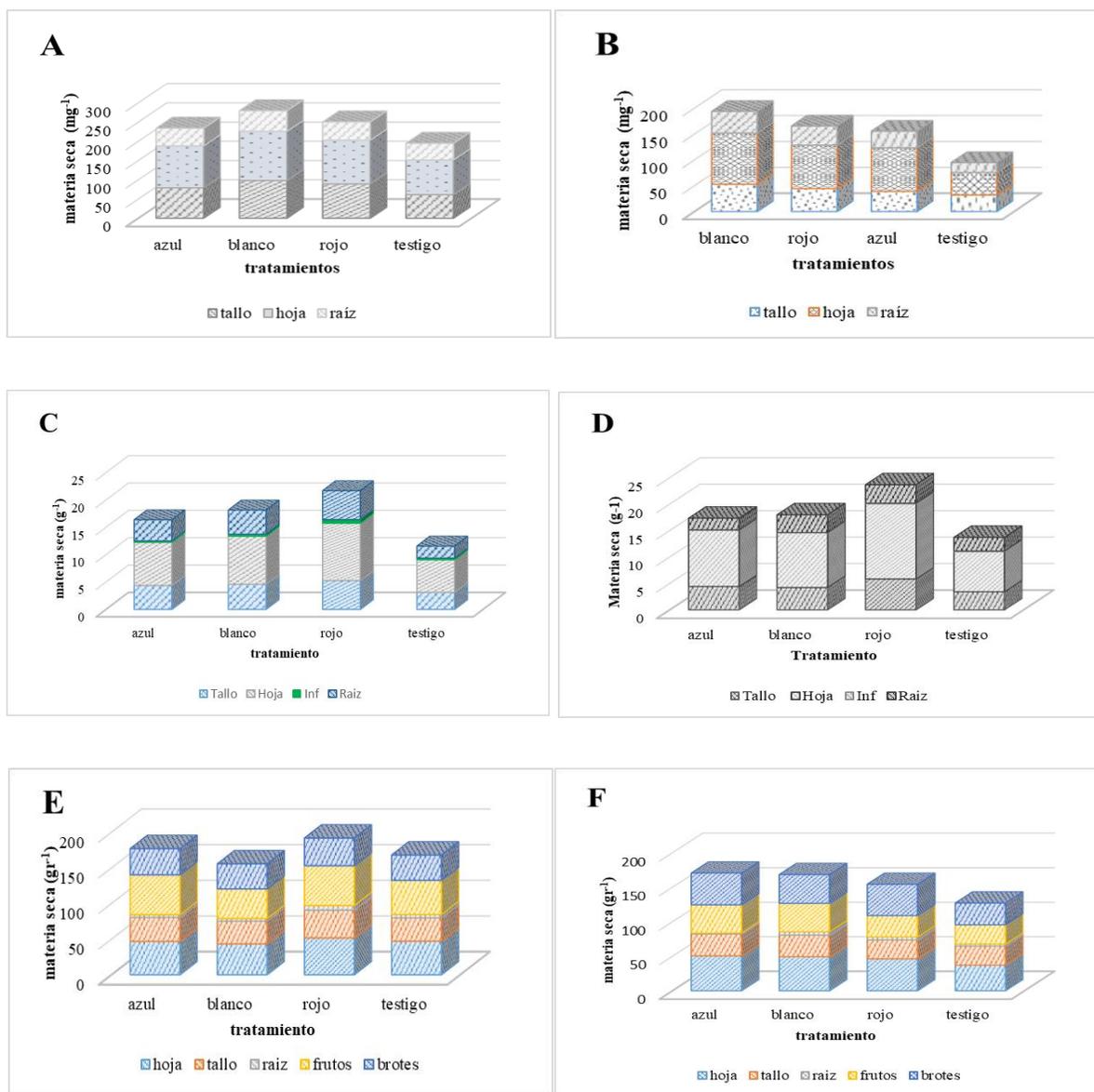


Figura 4. Distribución de materia seca de plantas de tomate sometidas a iluminación suplementaria LED: A, B (38 dds); C, D (67 dds); E, F (101 dds).

5.5 Unidades SPAD y componentes del rendimiento

En el Cuadro 14 observa en el análisis de varianza resultante que para las variables peso promedio de fruto (PF) y rendimiento (RTP). Los tratamientos y genotipos presentaron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) mientras que la interacción genotipo por tratamiento existieron diferencias significativas ($p \leq 0.05$). Para el índice de contenido de clorofila (SPAD) el factor tratamiento y la interacción de genotipo por tratamiento mostraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$). Por su parte, el factor genotipo expreso diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$).

Cuadro 14. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de rendimiento y unidades SPAD en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	GL	PF	RTP	SPAD
Trat	3	2822.9**	3658450.4**	41.5*
Genot	1	5676.8**	7357068.0**	1391.3**
Trat*Genot	3	642.9*	833265.7*	26.1*
CV	-	17.4	17.4	5.2
R2	-	0.8	0.8	0.9
Error	-	203.7	263693.5	5.8

FV=Factor de variación, GL = Grado de libertad; CV = Coeficiente de variación; PF= peso fresco de fruto RTP= Rendimiento total de planta, SPAD= Unidades SPAD, BT= biomasa total; ** = Altamente significativo con α 0.01; * = Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

En la prueba de comparación de medias de Tukey (Cuadro 15), se observó que los diferentes espectros de luz afectaron el peso promedio de fruto (PF) en ambos genotipos; las plantas sometidas a luz suplementaria roja y azul generaron frutos de mayor peso (100 g y 89.2 g, respectivamente) y estadísticamente similares que los tratamientos con luz blanca (72.7 g) y control (66.3 g). El rendimiento por planta tuvo comportamiento similar, los tratamientos con luz roja y azul superaron a los de luz blanca y el control. Deram, *etal.*, (2014) encontró que la aplicación suplementaria LED de color rojo combinado con azul aumentó el rendimiento de fruto de las plantas, la cantidad de frutos por plantas y la biomasa total del fruto de tomate. De acuerdo a lo obtenido en la presente investigación, en el futuro se podría investigar el efecto combinado de luces LED de color azul y rojo para observar sus efectos en el crecimiento vegetal y fructificación de la planta de tomate. Por otro lado, se han encontrado indicios de que independientemente de la posición de la iluminación (parte superior de la planta o intra-dosel) y la fuente, la luz natural complementada con lámparas de sodio de alta presión o la combinación de luz LED roja y azul (95 %R, 5 %A) incrementan el periodo de cosecha, el número de frutos cosechados y el peso fresco

de los frutos de tomate (Gómez *et al.*, 2013). Como se describió anteriormente las plantas sometidas a iluminación LED de color rojo tuvieron mayor materia fresca ganada (100 g) aunque estadísticamente iguales con los de iluminación azul. Resultados similares fueron encontrados por Hao *et al.* (2016) donde demostraron que la aplicación de luz roja lejana (8, 16 y 24 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y luz suplementaria de lámparas de alta presión de sodio (HPS), el rendimiento de la fruta en el primer mes de cosecha aumentó significativamente con los tres tratamientos de rojo lejano en el cultivo de tomate.

El índice de contenido de clorofila (unidades SPAD) fue similar estadísticamente en las plantas creciendo bajo luz azul (48.0), roja (47.0) y blanca (46.9). Mientras que las plantas del tratamiento control mostraron una concentración menor de clorofila en sus hojas (42.9). También, existieron diferencias entre las variedades estudiadas, C40 presentó una menor concentración de clorofila en sus hojas en comparación a MM, esto debido a razones genéticas presentes en cada material. Los resultados obtenidos en esta variable difieren un tanto con los expuestos por otros autores. En un estudio donde se cultivaron plántulas de 3 especies de árboles beech (*Fagus sylvatica* L.), holm oak (*Quercus ilex* L.) y wild cherry (*Prunus avium*) utilizando luces LED (verde, rojo, blanco y azul) y como control lámparas fluorescentes en cámaras de crecimiento, se observó que las plantas cultivadas con luces LED mostraron una reducción en el contenido de clorofila medido en unidades SPAD entre un 10 y 20 % en comparación con las sometidas a iluminación con lámparas fluorescentes (Astolfi *et al.*, 2012), otros resultados un tanto contradictorios se encontraron en otro estudio llevado a cabo en cannabis (*Cannabis sativa*) donde se utilizaron luces LED rojas y azules en diferentes intensidades de luz y se encontró que el índice SPAD aumentó asintóticamente con el aumento de la intensidad luminosa y fue un 25 % más alto en el PPFD 20 de $1030 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ frente a $135 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (Moher *et al.*, 2022); resultados similares encontraron Mickens *et al.* (2019) en el cultivo de pak choi (*Brassica rapa* var. chinensis, 'Rubi F 1 ') donde se cuantificó el contenido de clorofila (SPAD) a los 14 y 28 d en una cámara de crecimiento con combinaciones de luces LED blancas, blanco-rojo y rojo-azul; no se encontraron diferencias significativas en las lecturas SPAD entre los tratamientos, aunque los autores notifican que existe un incremento del contenido de clorofila en las hojas a través del tiempo. Será necesario replicar en el futuro esta prueba en el cultivo de tomate bajo condiciones similares para poder tener más certeza de los resultados encontrados en esta investigación.

Cuadro 15. Comparación de medias de variables de rendimiento y unidades SPAD en dos genotipos de tomate, sometidos a diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	PF (g)	RTP (g)	SPAD
Blanco	72.7 b	2616.9 b	46.9 ab
Rojo	100 a	3598.3 a	47.0 ab
Azul	89.2 a	3213.3 a	48.0 a
Control	66.3 b	2389.5 b	42.9 b
DMS	14.8	529.9	4.2
GENOTIPO			
C40	92.94 a	3346.0 a	39.61 b
MM	71.19 b	2563.0 b	52.80 a
DMS	8.58	309.21	1.86

FV=Factor de variación, DMS=diferencia mínima significativa, PF= peso fresco de fruto, RTP= rendimiento total por planta, SPAD= unidades SPAD (contenido de clorofila), BT= biomasa total. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

5.6 Análisis de calidad física semillas

En el Cuadro 16 se muestran los cuadrados medios del análisis de varianza de las variables de calidad de semilla, donde se observa que para las 4 variables peso de mil semillas (PMS), Ancho de semilla (AS), largo de semilla (LS) y peso volumétrico (PV), existieron diferencias significativas en los tratamientos ($p \leq 0.01$). en los genotipos se obtuvo que existieron diferencias altamente significativas en las variables AS y LS, mientras que para la variable PMS existieron diferencias significativas ($p \leq 0.05$), no siendo el caso de PV, donde no se encontraron diferencias entre los genotipos. En la interacción los tratamientos con los genotipos ambas variables de dimensión de semilla (LS y AS) y PV expresaron diferencias altamente significativas, en contra parte, la variable PMS no presentó diferencia estadísticamente significativa.

Cuadro 16. Cuadrados medios del análisis de varianza de análisis de la calidad física de semilla en dos genotipos de tomate, cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	GL	PMS	PV	AS	LS
Trat	3	0.5**	0.00001 **	6.2**	13.2**
Genot	1	0.3*	0.000006 ^{NS}	17.5**	9.0**
Trat*Genot	3	0.1 ^{NS}	0.00001**	1.4**	2.9**
CV	-	9.2	1.52	12.2	11.2
R2	-	0.4	0.64	0.2	0.2
Error	-	0.06	0.0000018	0.09	0.1

FV= factor de variación; GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; PMS= peso de mil semillas, PV= peso volumétrico; AS= ancho de semilla, LS= largo de semilla; **= Altamente significativo con α 0.01; *= Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

Al realizarse la prueba de comparación de medias Tukey (Cuadro 17), en la variable PMS, las semillas provenientes de plantas sometidas a iluminación suplementaria LED blancas y rojas (3.0 g y 2.9 g, respectivamente) tuvieron una masa mayor comparadas con los tratamientos de luz azul y control (2.7 y 2.6 g), siendo estos tres últimos tratamientos estadísticamente similares. Los valores de PMS encontrados en esta investigación se encuentran en el intervalo reportado por diferentes autores (Ramos Ortega *et al.*, 2006) que nos indican que las plantas de tomate cultivadas en invernadero bajo un sistema tradicional de hidroponía pueden generar 3 gramos por cada mil semillas de tomate en contraste con las semillas producidas en un sistema a campo abierto que producen por mil semillas 2.5 g. Aunque el PMS seguramente varía con cada variedad (Delgado Vargas *et al.*, 2018).

En cuanto a las dimensiones, las semillas provenientes de plantas sometidas a iluminación LED de distintos colores presentaron valores mayores comparadas con el control, esto se puede relacionar a los resultados obtenidos en el presente estudio donde se encontró que el crecimiento de las plantas las sometidas a iluminación LED presentaron un contenido mayor en la acumulación de biomasa seca y tamaño de frutos en comparación con el control.

Las semillas derivadas de los tratamientos de luz blanca y roja presentaron un ancho de semilla (2.6 mm para ambos) que fue superior al tratamiento de luz azul (2.5 mm) y a las semillas obtenidas de plantas sin iluminación (2.4 mm). En cuanto a la variable largo de semilla (LS), siguió la misma tendencia pues los tratamientos bajo luz led blanca y roja mostraron un largo de semilla superior (3.7, 3.6 mm, respectivamente), seguidos del tratamiento de semillas provenientes de plantas con iluminación LED azul (3.4 mm) y finalmente el tratamiento control con 3.3 mm. Se infiere que la

aplicación de luz LED suplementaria en las plantas de tomate tiene efectos positivos en las dimensiones de la semilla, lo cual se puede relacionar con la mayor acumulación de biomasa en las plantas irradiadas con estos mismos colores de luz.

En el peso PV se encontró que el tratamiento control tuvo el valor estadísticamente más alto (0.091 g mL⁻¹), siendo los tratamientos de semillas provenientes de plantas cultivada bajo luz LED suplementaria azul y rojas estadísticamente iguales (0.090 y 0.089 g mL⁻¹, respectivamente), en el caso de las semillas cultivadas bajo luz blanca, estas tuvieron un PV estadísticamente menor al resto (0.088 g mL⁻¹).

Cuadro 17. Comparación de medias de variables de calidad física de semillas de tomate cultivadas con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	PMS (gr)	PV (g mL⁻¹)	AS (mm)	LS (mm)
Blanco	3.0 a	0.088 c	2.6 a	3.7 a
Rojo	2.9 ab	0.089 bc	2.6 a	3.6 a
Azul	2.7 b	0.090 ab	2.5 b	3.4 b
Control	2.6 b	0.091 a	2.4 c	3.3 c
DMS	0.2	0.0019	0.05	0.07
GENOTIPO				
C40	2.9 a	0.089 a	2.6 a	3.6 a
MM	2.8 b	0.089 a	2.4 b	3.4 b
DMS	0.1	0.001	0.03	0.03

Factor de variación, PMS = Peso de mil semillas; AS = ancho de semilla; LS = largo de semilla; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

En el Cuadro 18 se observa que las semillas provenientes de plantas irradiadas con luz LED blanca resultaron ser las que expresaron un valor mayor en las cualidades de dimensión de semillas (PMS, AS, LS) para ambos genotipos (C40 Blanco, MM Blanco), seguido de los tratamientos sometidos a iluminación con luz roja (C40 ROJO, MM Rojo), se observó también que los tratamientos sin iluminación suplementaria resultaron con valores en PMS, AS y LS menores al resto de los tratamientos. Se pudo observar que la aplicación de luz suplementaria tuvo efecto en el aumento de las dimensiones de las semillas de tomate, aunque esto no significa que existan incrementos en la calidad fisiológica de las semillas, según Peñaloza y Durán (2015) hay poca asociación entre las características físicas de la semilla de tomate como un parámetro para determinar la calidad fisiológica de las semillas. En el peso volumétrico el tratamiento con luz azul fue el que obtuvo

valores mayores estadísticamente (0.092 g mL^{-1}); por su parte el tratamiento con luz blanca fue el menor (0.090 g mL^{-1}).

Cuadro 18. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para las variables de calidad física de semillas evaluadas en dos genotipos de tomate producidas bajo 3 diferentes tipos de luz LED.

FV	PMS (gr)	PV (g mL ⁻¹)	AS (mm)	LS (mm)
C40_Blanco	3.2 a	0.090 a	2.7 a	3.7 a
C40_Rojo	2.9 ab	0.090 a	2.6 b	3.6 b
C40_Azul	2.7 c	0.088 a	2.6 b	3.5 c
C40_Control	2.8 ab	0.090 a	2.5 c	3.4 d
DMS	0.469	0.003	0.0536	0.0601
MM_Blanco	3.0 a	0.089 bc	2.5 a	3.7 a
MM_Rojo	2.8 ab	0.087 c	2.6 a	3.6 a
MM_Azul	2.7 b	0.092 a	2.3 b	3.3 b
MM_Control	2.5 c	0.090 ab	2.2 c	3.1 c
DMS	0.17	0.003	0.0984	0.1316

FV= Factor de variación; PMS= Peso de mil semillas; AS= ancho de semilla; LS= largo de semilla; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

5.7 Número de semillas por fruto

Para el número de semillas por fruto se observó que existieron diferencias ($p \leq 0.01$) para los tratamientos de luz y las variedades, por su parte, la interacción de genotipo por tratamientos no presentó diferencias estadísticas significativas (Cuadro 19).

Cuadro 19. Cuadrados medios del análisis de varianza del número de semillas por fruto de dos genotipos de tomate, cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	GL	NS
Trat	3	14316.7**
Genot	1	30000**
Trat*Genot	3	4075.1 ^{NS}
CV	-	27.2
R2	-	0.4
Error	-	2803.6

FV= factor de variación; GL= Grado de libertad; CV= Coeficiente de variación; NS= número de semillas por fruto; **= Altamente significativo con $\alpha 0.01$; *= Significativo con $\alpha 0.05$; NS= No significativo.

Con la prueba de comparación de medias (Cuadro 20) se encontró que los frutos provenientes de plantas iluminadas con luz LED de cualquier color tuvieron mayor cantidad de semilla que los frutos provenientes del control. En el caso de los genotipos los frutos cosechados del cultivar C40

en promedio tuvieron 149 semillas fruto⁻¹ mientras que los frutos de MM 169. En un estudio donde se evaluó las características de productividad de las semillas de híbridos de tomate F1 se encontró que los híbridos produjeron hasta 205 semillas por fruto (Ganeva, 2011) lo cual es menor al mejor tratamiento usado en la presente investigación. La iluminación LED suplementaria aumentó en promedio el número de semillas producidas en comparación con híbridos bajo un sistema de producción ordinario.

Cuadro 20. Comparación de medias del número de semillas por fruto de dos genotipos de tomate cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	NS
Blanco	212.2 a
Rojo	229.2 a
Azul	188.0 ab
Control	149.6 b
DMS	57.9
GENOTIPO	
C40	219.7 a
MM	169.7 b
DMS	30.9

FV= factor de variación, NS= número de semillas por fruto. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

El Cuadro 21 muestra que, en general, los frutos del genotipo C40 en los diferentes tratamientos obtuvieron un número mayor de semillas contenidas en sus frutos a excepción de las semillas provenientes de frutos del mismo genotipo sin iluminación suplementaria LED o control (155.8 semillas), destacó el tratamiento de semillas obtenidas de plantas creciendo bajo luz LED suplementaria roja (268.7 semillas). Las semillas de los tratamientos con luz LED blanca y azul fueron estadísticamente iguales (245.3 y 200.0 semillas, respectivamente).

El material MM produjo un menor contenido de semillas en sus frutos a comparación con el C40, pero siguiendo una tendencia similar en el contenido de semillas de acuerdo a los tratamientos, los frutos irradiados con luz roja LED tuvieron en promedio 189.8 semillas, mientras que el efecto de la luz blanca sobre el número de semillas fue menor (170 semillas), la luz azul provocó 175.8 semillas; finalmente, los frutos sin iluminación suplementaria tuvieron en promedio 143.3 semillas. El efecto de la luz LED suplementaria en el contenido de semillas por fruto tuvo un comportamiento diferente en cada genotipo estudiado, esto debido a las características individuales de cada genotipo y a su diferente origen de adaptación.

Cuadro 21. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para la variable de número de semillas por fruto evaluadas en dos genotipos de tomate producidos bajo diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	NS
C40_Blanco	254.3 ab
C40_Rojo	268.7 a
C40_Azul	200.2 ab
C40_Control	155.8 b
DMS	103.37
MM_Blanco	170.0 a
MM_Rojo	189.8 a
MM_Azul	175.8 a
MM_Control	143.3 a
DMS	62.9

FV = Factor de variación; NS = número de semillas; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

5.8 Calidad fisiológica de semilla

El porcentaje de humedad de los lotes de semilla oscilo entre el 6.5-7%. Copeland y Mcdonald (1995) mencionan que la mayoría de las semillas de los diferentes cultivos pierden su viabilidad con humedades relativas cercanas al 80 %, pero pueden conservarse 10 años o más con humedades relativas del 50 % o menos.

No existieron diferencias significativas en el porcentaje de germinación estándar (PG), velocidad de emergencia (VE) y materia seca de plántulas (MS) para los tratamientos, este no fue el caso para la conductividad eléctrica en donde si las hubo ($p \leq 0.05$). En los genotipos se encontraron diferencias estadísticas ($p \leq 0.01$) para la mayoría de las variables (PG, VE, MS), y para la CE no existieron diferencias. Para el caso de la interacción de los factores estudiados, las variables PG y MS no mostraron tener diferencias significativas, en contraparte VE y CE diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$).

Cuadro 22. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de calidad fisiológica de semillas provenientes de dos genotipos de tomate cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	GL	PG (%)	VE (Radiculas d ⁻¹)	CE ($\mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$)	MS (mg)
Trat	3	13.6 ^{NS}	2.8 ^{NS}	5.3 *	0.04 ^{NS}
Genot	1	140.7**	893.6 **	0.3 ^{NS}	0.7 **
Trat*Genot	3	14.0 ^{NS}	4.9**	12.3**	0.02 ^{NS}
CV	-	3.0	5.2	7.0	12.5
R2	-	0.6	0.9	0.5	0.5
Error	-	5.16	1.0	1.8	0.03

FV= factor de variación; GL = Grado de libertad; CV = Coeficiente de variación; PG= Porcentaje de germinación, VE= velocidad de emergencia, MS=materia seca; CE = Conductividad eléctrica; ** = Altamente significativo con α 0.01; * = Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

Se procedió a realizar la comparación de medias Tukey (Cuadro 23) donde se observó que la CE de semillas provenientes de plantas creciendo bajo luz blanca tuvo el valor más bajo, aunque fue estadísticamente igual al de las otras luces LED, las plantas a las que no se les suministró iluminación suplementaria fue más alto que el resto de los tratamientos ($20.2 \mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$); lo que indica que las semillas de este tratamiento pierden más electrolitos durante la imbibición en comparación al resto. Esto podría ser un indicador importante de como la luz tiene influencia en disminuir el deterioro de las semillas ya que la conductividad eléctrica de la solución de imbibición es una variable que se correlaciona con el vigor de semillas y por lo tanto su capacidad de tolerar el deterioro (Copeland y Mcdonald, 1995; Bewley *et al.*, 2013). Los tratamientos azul y rojo fueron estadísticamente iguales ($19.2, 19.1 \mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$). Los genotipos C40 ($19.1 \mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$) y MM ($19.3 \mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$) no expresaron tener una CE diferente entre ellos. Igualmente, la variedad C40 (1.7 mg) fue mayor al MM (1.4 mg) en MS, esto confirma la tendencia que se ha seguido respecto a las variedades utilizadas para esta investigación.

Cuadro 23. Comparación de medias de variables de calidad fisiológica de semillas sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria.

Factor	PG (%)	VE (Radículas d⁻¹)	CE ($\mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$)	MS (mg)
Blanco	95.6 a	20.2 a	18.2 b	1.6 a
Rojo	94.5 a	19.0 a	19.1 ab	1.6 a
Azul	93.5 a	19.6 a	19.2 ab	1.5 a
Control	93.5 a	18.9 a	20.2 a	1.5 a
DMS	2.3	1.4	1.9	0.3
GENOTIPO				
C40	95.9 a	24.7 a	19.1 a	1.7 a
MM	92.7 b	14.2 b	19.3 a	1.4 b
DMS	1.21	0.7	0.9	0.1

PG= Porcentaje de germinación, VE= velocidad de emergencia, CE = Conductividad eléctrica, MS=materia seca; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

Al analizarse las medias en la interacción de Genotipos X Tratamientos (Cuadro 24), se observó que este parámetro se comportó de manera diferente para cada una de las diferentes variedades estudiadas. En la variedad C40 las semillas crecidas bajo luz LED blanca tuvieron el PG estadísticamente mayor (97.5%), las semillas de los tratamientos de luz roja y azul (96.2 y 96.0 %, respectivamente); por su parte, las semillas de plantas crecidas sin ningún tipo de luz LED suplementaria germinaron en menor proporción en comparación al resto (96%). Para la variedad MM el PG fue homogéneo y estadísticamente similar para todos los tratamientos. Delgado Vargas *et al.* (2017) encontró que para condiciones normales de producción de semillas de tomate en invernadero el PG de ambos materiales (C40, MM) fue igual o menor a lo encontrado en esta investigación, por lo que se puede intuir que la iluminación suplementaria LED surte efectos significativos en el PG (parámetro de calidad de semilla) dependiendo del origen de las plantas a cultivar.

Se observaron cambios importantes de en la VE en los diferentes tratamientos para ambas variedades estudiadas. Las semillas del tratamiento C40 blanco presentaron una velocidad de emergencia superior al resto de los tratamientos (25.95 radículas d⁻¹), los tratamientos C40 rojo y azul fueron estadísticamente iguales con velocidades de emergencia de 23.37 y 24.62 radículas d⁻¹, finalmente, las semillas del genotipo C40 de plantas no sometidas a iluminación LED presentaron una menor velocidad de emergencia a para este genotipo (23 radículas d⁻¹).

Caso contrario sucedió con la variedad MM donde se encontró que las semillas de plantas no sometidas a iluminación suplementaria LED presentaron una VE estadísticamente superior a todos los tratamientos de luz usados (14.8 radículas d⁻¹), siendo el tratamiento de luz LED roja estadísticamente menor a todos los tratamientos (13.5 radículas d⁻¹). Estos resultados en la velocidad manifiestan las diferentes cualidades genéticas de los materiales vegetales utilizados.

Para medir el grado en la estructuración de la membrana celular de las semillas se utilizó la prueba de conductividad eléctrica, mediante esta prueba se determina la cantidad de iones lixiviados en la solución de imbibición, los iones lixiviados son inversamente proporcionales a la integridad celular (Marcos Filho et al. 1987, Soto Gonzales y Valiengo Valeri, 2011). Se encontró que los tratamientos con los genotipos C40, los tratamientos rojo y control mostraron tener una CE mayor al resto (20.25 y 20.75 $\mu\text{S cm}^{-1} \text{ g}^{-1}$, respectivamente), mientras que el tratamiento C40 blanco fue estadísticamente menor al resto estadísticamente (16.50 $\mu\text{S cm}^{-1} \text{ g}^{-1}$), al existir una relación inversamente proporcional entre los valores de CE y la integración celular, podemos decir entonces, que el tratamiento blanco para el genotipo C40 perdió una menor cantidad de iones y por lo tanto la estructura celular de esas semillas es más densa. Todos los tratamientos de la variedad MM fueron estadísticamente iguales entre sí.

El contenido de materia seca se comportó de manera parcialmente homogénea para la variedad C40, pues todos tratamientos de semillas crecidas bajo luz LED no mostraron diferencias estadísticas en el contenido de MS. Para el caso de la variedad MM el tratamiento con luz LED roja fue estadísticamente superior al resto de los tratamientos (1.5 mg), en contraparte las semillas de plantas no sometidas a ningún tipo de luz suplementaria fueron tuvieron menor contenido de materia seca (1.2 mg)

excepción del control del genotipo MM el cual fue menor con 1.27 mg de MS acumulada hasta los 14 días (término de la prueba de germinación).

Cuadro 24. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para las variables de calidad fisiológica de semillas evaluadas en dos genotipos de tomate producidas bajo 3 diferentes colores de luz LED.

FV	PG (%)	VE (Radículas d ⁻¹)	CE ($\mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$)	MS (mg)
C40_Blanco	97.5 a	25.9 a	16.5 b	1.8 a
C40_Rojo	96.2 ab	24.6 ab	20.0 a	1.7 a
C40_Azul	96.0 ab	25.3 ab	19.0 ab	1.6 a
C40_Control	93.7 b	23.0 b	20.7 a	1.7 a
DMS	3.34	2.86	2.69	0.53
MM_Blanco	93.7 a	14.5 ab	20.0 a	1.5 ab
MM_Rojo	92.7 a	13.5 c	18.0 a	1.5 a
MM_Azul	91.0 a	13.8 bc	19.5 a	1.4 ab
MM_Control	93.2 a	14.8 a	19.7 a	1.2 b
DMS	3.64	0.89	2.95	0.24

FV = Factor de variación; PG= Porcentaje de germinación, VE= velocidad de emergencia, CE = Conductividad eléctrica, MS=materia seca; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

5.9 Vigor de semillas

La calidad de semillas es determinada por sus propiedades físicas y fisiológicas, algunas de estas son la germinación y el vigor (Martínez *et al.*, 2019). Una de las pruebas de estrés más usadas para evaluar el vigor de semillas es la de envejecimiento acelerado (Navarro *et al.*, 2016). Se utilizó el procedimiento propuesto por McDonald (1999) el cual se basa en el aumento en el deterioro de las semillas al someterse a condiciones de temperatura y humedad relativa altas. Al someterse a esas condiciones ambientales las semillas de baja calidad se deterioran más rápido que las más vigorosas (Navarro *et al.*, 2016). En el Cuadro 25 se observan los cuadrados medios del análisis de varianza donde obtuvo que el porcentaje de germinación con envejecimiento acelerado (PGCEA) Presentó diferencias altamente significativas para los tratamientos, genotipos y la interacción entre genotipos y tratamientos, el mismo resultado se encontró para la velocidad de emergencia con envejecimiento acelerado (VECEA) donde en todos los parámetros analizados se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas ($p \leq 0.01$). Para el contenido de materia seca (MSEA) solo se encontraron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) para los genotipos, el resto de parámetros no mostró diferencias estadísticas.

Cuadro 25. Cuadrados medios del análisis de varianza de variables de vigor de semillas provenientes de dos genotipos de tomate cultivados con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	GL	PGCEA (%)	VECEA (Radículas d⁻¹)	MSEA (Mg)
Trat	3	158.9**	11.6**	0.1 ^{NS}
Genot	1	1302.3**	677.1**	0.6 **
Trat*Genot	3	107.8**	16.6**	0.0 ^{NS}
CV	-	7.2	10.6	12.8
R2	-	0.8	0.9	0.4
Error	-	21.2	1.9	0.0

FV= factor de variación; GL = Grado de libertad; CV = Coeficiente de variación; PGCEA= Porcentaje de germinación con envejecimiento acelerado, VECEA= velocidad de emergencia con envejecimiento acelerado, MS= Materia seca con envejecimiento acelerado; ** = Altamente significativo con α 0.01; * = Significativo con α 0.05; NS= No significativo.

Al realizarse la prueba de comparación de medias Tukey (Cuadro 26) se encontró que en el PGCEA fue mayor en las semillas provenientes plantas que fueron sometidas a iluminación LED de color blanco, pero también aquellas que provienen de condiciones de manejo normales, los tratamientos con luz roja y azul fueron menores (78.8 y 71 %, respectivamente). El genotipo C40 resulto menos afectado en la germinación después de aplicarse el EA (87.9%), mientras que los que los tratamientos MM a los que se les aplico EA fueron más afectados teniendo un 70.7% de Germinación en promedio. La VECEA resulto comportarse de una manera similar a la germinación, se observó que estadísticamente el tratamiento Blanco fue superior al resto (14.7 radículas d-1), el tratamiento rojo y el control fueron similares (13.0, 12.8 radículas d-1), mientras que el tratamiento azul fue el que menor velocidad de emergencia de radículas presentó (11.8 radículas d-1). El genotipo c40 aún con EA presento una velocidad de radículas emergidas superior (17.7) en comparación al material vegetal MM que fue superado casi al doble (5.5 radículas).

No se observaron cambios entre tratamientos significativos en cuanto a la MSEA. Lo que sugiere que semillas provenientes de pantas sometidas a iluminación suplementaria LED son igual de vigorosas que las que no fueron sometidas a esta.

Cuadro 26. Comparación de medias de variables de vigor de semillas sometidas a diferentes colores de luz LED suplementaria.

Factor	PGCEA (%)	VECEA (Radículas d⁻¹)	MSEA (Mg)
Blanco	86.5 a	14.7 a	2.0 a
Rojo	78.8 ab	13.0 ab	1.9 a
Azul	71.0 ab	11.8 b	1.9 a
Control	80.2 a	12.8 ab	1.8 a
DMS	9.1	1.9	0.3a
GENOTIPO			
C40	87.9 a	17.7 a	2.0 a
MM	70.4 b	8.5 b	1.8 b
DMS	7.8	1.0	0.2

FV= factor de variación, PGCEA= Porcentaje de germinación con envejecimiento acelerado, VE= velocidad de emergencia con envejecimiento acelerado, MSEA = contenido de materia seca después de envejecimiento acelerado; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

Las variables de vigor de semillas se comportaron de manera diferente para cada una de las variedades utilizadas. El porcentaje de germinación con envejecimiento acelerado (PGCEA) para la variedad C40 fue estadísticamente similar para todos los tratamientos utilizados. En el caso de MM se observó que las semillas de los tratamientos de luz blanco provenientes de plantas sometidas a iluminación suplementaria LED y el control obtuvieron un PGCEA mayor al resto de los tratamientos (80 y 77.5 %, respectivamente), siendo el tratamiento de luz azul el que fue más afectado por EA (65 %).

La VECEA no tuvo efectos en las semillas de la variedad C40 al resultar estadísticamente igual los resultados obtenidos para todos los tratamientos en esta variedad, en la variedad MM se encontró que los tratamientos de luz blanca y el control fueron los que expresaron un mayor VECEA (10 y 10.1 radículas día⁻¹, respectivamente), en contra parte, el tratamiento de luz azul fue el que menor VECEA obtuvo. Finalmente, el contenido de materia seca de plántulas sometidas a envejecimiento acelerado (MSEA) no se vio afectado por los tratamientos de luz LED en las plantas madre.

Cuadro 27. Comparación de medias en la interacción genotipos por tratamientos para las variables de vigor de semillas evaluadas en dos genotipos de tomate producidas con diferentes colores de luz LED suplementaria.

FV	PGCEA (%)	VECEA (Radículas d⁻¹)	MSEA ($\mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$)
C40_Blanco	92.0 a	19.3 a	2.3 a
C40_Rojo	92.5 a	18.0 a	2.1 a
C40_Azul	84.0 a	17.9 a	1.9 a
C40_Control	83.0 a	15.5 a	1.9 a
DMS	10.26	3.9	0.7
MM_Blanco	81.0 a	10.0 a	1.8 a
MM_Rojo	65.0 ab	8.0 b	1.8 a
MM_Azul	65.0 b	5.7 c	1.8 a
MM_Control	77.5 a	10.1 a	1.6 a
DMS	16.8	1.3	0.3

FV= factor de variación; GL = Grado de libertad; CV = Coeficiente de variación; PGCEA= Porcentaje de germinación con envejecimiento acelerado, VECEA= velocidad de emergencia con envejecimiento acelerado, MS= Materia seca con envejecimiento acelerado; DMS= diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra en la misma columna son estadísticamente iguales.

VI. CONCLUSIONES

El uso de luz LED suplementaria de colores rojo, blanco y azul aplicadas en plantas de tomate a los 35 dds y 67 dds afectó el crecimiento de estas generando mayor altura, aumento en el diámetro de tallo y área foliar en comparación con las plantas crecidas solo bajo luz natural. En la acumulación y distribución de biomasa, las plantas crecidas bajo luz LED suplementaria acumularon más biomasa en los principales órganos que las componen (tallo, raíz y hoja); y por consiguiente, resultaron con un mayor porcentaje de materia seca en esos órganos.

La aplicación de luz LED suplementaria en plantas muestreadas a los 101 dds solo tuvo efectos en el área foliar y la altura de planta pero la biomasa mayor en los tratamientos con luz LED suplementaria.

Para la mayoría de variables evaluadas durante los 3 muestreos en diferentes etapas fenológicas (35, 67 y 110 dds), la luz LED blanca demostró mayores cualidades en el incremento del crecimiento y acumulación de biomasa total.

Así mismo, el contenido de clorofila se vio incrementado en las plantas creciendo en cualquier luz suplementaria. La variedad MM mostró contenidos mayores de clorofila que el C40.

El rendimiento de fruto por planta se vio incrementado solo en las plantas iluminadas con luz led de colores rojo y azul.

La aplicación de luz LED suplementaria de diferentes colores incrementó en contenido de semillas en los frutos de tomate.

Finalmente, la luz LED suplementaria de color blanco estuvo directamente relacionada con el incremento en los valores de calidad física de semillas estudiados en comparación con las semillas que no fueron sometidas a condiciones de luz LED suplementaria.

VII. LITERATURA CITADA

- Anderlini, R. El cultivo del Tomate. Ediciones CEAC. Barcelona, España. 108 p.
- Astolfi, S., Marianello, C., Grego, S., & Bellarosa, R. (2012). Preliminary investigation of LED lighting as growth light for seedlings from different tree species in growth chambers. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 40(2), 31-38.
- Atherton J. G., Rudich J. 1986. The Tomato Crop: A scientific basis for improvement. Chapman and Hall. London, New York. 661 pp.
- Bánhegyi G. 2005. A likopin--egy természetes antioxidáns [lycopene--a natural antioxidant]. *orvosi hetilap*, 146(31), 1621–1624.
- Bantis, F., Smirnakou, S., Ouzounis, T., Koukounaras, A., Ntagkas, N., & Radoglou, K. (2018). Current status and recent achievements in the field of horticulture with the use of light-emitting diodes (LEDs). *Scientia horticulturae*, 235, 437-451.
- Bewley, J. D., & Black, M. (2013). Seeds: physiology of development and germination. Springer Science & Business Media.
- Blanco-Valdés, Y. (2019). Importancia de la calidad de la luz entre las plantas arvenses-cultivo. *Cultivos Tropicales*, 40(4).
- Blankenship, R. E. (2021). *Molecular mechanisms of photosynthesis*. John Wiley & Sons.
- Bourget, C. M. 2008. An introduction to light-emitting diodes. *HortScience*, 43 :1944-1946.
- Brouwer C., Elliott M..2006As american as tomatoes.Texas cooperative extension. Available from: <http://counties.agrilife.org/colorado/files/2015/07/Tomato-history.pdf> . fecha de consulta: 17-05-2022
- Bugbee, B. (2016, May). Toward an optimal spectral quality for plant growth and development: the importance of radiation capture. In *VIII International Symposium on Light in Horticulture 1134* (pp. 1-12).
- Bures, S., Gavilán, M. U., & Kotiranta, S. (2018). Iluminación artificial en agricultura. Enero 2018.
- Carrasco-Ríos, L. (2009). Efecto de la radiación ultravioleta-B en plantas. *Idesia (Arica)*, 27(3), 59-76.
- Copeland O. L. and McDonald M. B. 1995. Principles of seed science and technology. Third edition. Chapman and Hall. New York. N. Y. U.S.A. 409p.
- COPELAND, L. O.; MC DONALD, M. B. 1995. Seed science and technology. Chapman and Hall. New York, NY. 409 p.
- Delgado-Vargas, V. A., Magdaleno-Villar, J. J., Ayala-Garay, Ó. J., & Garfias-Sánchez, D. (2018). Calidad de semillas de tres variedades nativas y una comercial de tomate producidas bajo temperaturas altas. *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 24(3), 215-227.

- Deram, P., Lefsrud, M. G., & Orsat, V. (2014). Supplemental lighting orientation and red-to-blue ratio of light-emitting diodes for greenhouse tomato production. *HortScience*, 49(4), 448-452.
- Dougher, T. A., & Bugbee, B. (2004). Long-term blue light effects on the histology of lettuce and soybean leaves and stems. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 129(4), 467-472.
- Escobar H., Lee R. 2009. Manual de producción de tomate bajo invernadero. Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. 180 p.
- Estrada Hernández A., González Galván L. P., Matamoros García C. H. 2008. Mediciones en LEDs de alta intensidad. Simposio de metrología Santiago de Querétaro, México, 22 al 24 de octubre.
- Fang, W., & Jao, R. C. 2000. A review on artificial lighting of tissue cultures and transplants. In *Transplant Production in the 21st Century*. Springer Netherlands
- FIRA. 2019. panorama agroalimentario: tomate rojo 2019. disponible en la web: <file:///C:/Users/52231/Downloads/anteproyecto%20maestria/revision%20introduccion/Panorama-Agroalimentario-Tomate-rojo-2019.pdf>
- Franklin, K. A., Larner, V. S., & Whitelam, G. C. (2004). The signal transducing photoreceptors of plants. *International Journal of Developmental Biology*, 49(5-6), 653-664.
- Ganeva, D. (2011). Characteristics and basic traits connected with the seed-productivity in the fruit of F1 tomato hybrids. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 17(4), 429-436.
- Garza, L. 1985. Las hortalizas cultivadas en México, características botánicas. Departamento de Fitotecnia, UACh, Chapingo, México. 4 p.
- Gomez, 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(1), 93-98.
- Hao, X., Little, C., Zheng, J. M., & Cao, R. (2016, May). Far-red LEDs improve fruit production in greenhouse tomato grown under high-pressure sodium lighting. In *VIII International Symposium on Light in Horticulture 1134* (pp. 95-102).
- ISTA (International Seed Testing Association), 2004. International Rules for Seed Testing. Rules 2004. ISTA Editions, Zurich, Switzerland. 243p.
- ISTA (International Seed Testing Association), 2016. International Rules for Seed Testing. Rules 2016. ISTA Editions, Zurich, Suiza. 192p.
- Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S. N., & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*, 45(12), 1809-1814.

- Jones J. B. 1999. Tomato plant culture: In the Field, Greenhouse, and Home Garden. CRC Press. United States of America. 199 p.
- Kaiser, E., Weerheim, K., Schipper, R., & Dieleman, J. A. (2019). Partial replacement of red and blue by green light increases biomass and yield in tomato. *Scientia Horticulturae*, 249, 271-279.
- 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, 1076.
- Li, Q., & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 59-64.
- Liang, S., Jie, C., Kai, X., & Wencai, Y. (2017). Origin of the domesticated horticultural species and molecular bases of fruit shape and size changes during the domestication, taking tomato as an example. *Horticultural Plant Journal*, 3(3), 125-132.
- Liedl B. E., Labate J. A., Stommel J. R., Slade A., Kole C. 2013. Genetics, Genomics and Breeding of Tomato. Clemson University, SC, USA. 480 pp.
- Lu, N., Maruo, T., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ito, Y., ... & 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(1), 63-74.
- Macías Ferro H.A., Ramos Gonzalías Y.F., Ulianov Lopez Y. 2012. Estudio de los beneficios de cambio de bombillas de sodio de alta presión por diodos emisores de luz de alto brillo. *El hombre y la máquina*. 39: 12-18.
- Maguirre J.D. 1962. Speed of germination. Aid selection and evaluation for seedling emergence and vigour. *Crop Science*. 2: 176-177
- Marcos Filho, J. (2015). Seed vigor testing: an overview of the past, present and future perspective. *Scientia agricola*, 72, 363-374.
- Martin Ramos, P., Navas Gracia, L. M., Hernández-Navarro, S., Correa-Guimaraes, A., Martin Gil, J., Martin Bravo, E., ... & Duran Altisent, J. M. (2010). Diodos emisores de luz para irradiación de plantas. *Scribd*.
- Martínez, J. S. J., Aquino-Bolaños, T., Ortiz-Hernández, Y. D., & Cruz-Izquierdo, S. (2019). Características de fruto y semilla de chile huacle (*Capsicum annum* L.) producido en hidroponia. *Idesia (Arica)*, 37(2), 87-94.
- Matilla A. J. 2008. Desarrollo y germinación de las semillas. *Fundamentos de fisiología vegetal*, 2, 549.
- Matsuda, R., Yamano, T., Murakami, K., & Fujiwara, K. (2016). Effects of spectral distribution and photosynthetic photon flux density for overnight LED light irradiation on tomato seedling growth and leaf injury. *Scientia Horticulturae*, 198, 363-369.

- McCormack H. J. 2010. TOMATO SEED PRODUCTION: An organic seed production manual for seeds growers in the Mid-Atlantic and Southern U.S. Charlottesville. available from:file:///C:/Users/52231/Downloads/TOMATO_SEED_PRODUCTION_An_organic_seed_p.pdf . fecha de consulta: 23-05-2022.
- McDonald Jr, M. B. (1975, January). A review and evaluation of seed vigor tests. In *Proceedings of the Association of Official Seed Analysts* (pp. 109-139). The Association of Official Seed Analysts.
- McDonald, M. B. (1998). Seed quality assessment. *Seed Science Research*, 8(2), 265-276.
- McDonald, M. B. Jr. And Phaneedranath N. R. 1978. A modified accelerated aging test for soybean. *Seed Science and Technology* 3(1):27-37.
- McDonald, M.B. 1999. Seed deterioration: physiology, repair and assessment. *Seed Science and Technology* 27:177
- Meijer, D., Meisenburg, M., van Loon, J. J., & Dicke, M. (2022). Effects of low and high red to far-red light ratio on tomato plant morphology and performance of four arthropod herbivores. *Scientia Horticulturae*, 292, 110645.
- Meiramkulova, K., Tanybayeva, Z., Kydyrbekova, A., Turbekova, A., Aytkhozhin, S., Zhantasov, S., & Taukenov, A. (2021). The Efficiency of LED Irradiation for Cultivating High-Quality Tomato Seedlings. *Sustainability*, 13(16), 9426.
- Meisel, L., Urbina, D., & Pinto, M. (2011). Fotorreceptores y respuestas de plantas a señales lumínicas. *Fisiología vegetal*. Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile, 18, 1-10.
- Mickens, M. A., Torralba, M., Robinson, S. A., Spencer, L. E., Romeyn, M. W., Massa, G. D., & Wheeler, R. M. (2019). Growth of red pak choi under red and blue, supplemented white, and artificial sunlight provided by LEDs. *Scientia horticulturae*, 245, 200-209.
- Moher, M., Llewellyn, D., Jones, M., & Zheng, Y. (2022). Light intensity can be used to modify the growth and morphological characteristics of cannabis during the vegetative stage of indoor production. *Industrial Crops and Products*, 183, 114909.
- Morrison, G. 1938. Tomato varieties. Michigan state college specifications bulletin 290.
- Murray D. R. 1984. Seed physiology, V2: Germination and Reserve Mobilization. ACADEMIC PRESS, INC. London. United Kingdom. 295.
- Navarro, M., Febles, G., & Herrera, R. S. (2016). Vigor: essential element for seed quality. *Cuban Journal of Agricultural Science*, 49(4).
- Neff, M. M., Fankhauser, C., & Chory, J. (2000). Light: an indicator of time and place. *Genes & development*, 14(3), 257-271.
- Nuez, F. 1995. El cultivo del tomate. Mundi-Prensa. Madrid, España. 793 p.

- Palomo I., Moore C. R., Carrasco G., Villalobos P., Guzman L. 2010. El consumo de tomates previene el desarrollo de enfermedades cardiovasculares y cancer: antecedentes epidemiológicos y mecanismos de acción. *IDESIA*, 28: 121-129.
- Paniagua, G. (2014). Luz LED de alta intensidad en procesos fisiológicos de lechuga (*Lactuca sativa* L.): enfoque sistémico transdisciplinario. *Mexico DF, Mexico: instituto politecnico nacional*.
- Peñaloza, P., & Durán, J. M. (2015). Association between biometric characteristics of tomato seeds and seedling growth and development. *Electronic Journal of Biotechnology*, 18(4), 267-272.
- Peralta, I. E., and D. M. Spooner. 2007. History, origin and early cultivation of tomato (*Solanaceae*). In: Genetic improvement of solanaceous crops. RAZDAN, M.K.; MATTOO, A. K. (EDS.). Vol. 2. Enfield, Nueva Hampshire: Science Publishers, V.2, p.1-27.
- Pérez-Cerda, F.J, A. Carballo –Carballo, A. Santacruz-Varela, A. Hernández-Livera, y J.C. Molina-Moreno. 2007. Calidad fisiológica en semillas de maíz con diferencias estructurales. *Agricultura Técnica en México* 33:53-61.
- Rabara, R. C., Behrman, G., Timbol, T., & Rushton, P. J. (2017). Effect of spectral quality of monochromatic LED lights on the growth of artichoke seedlings. *Frontiers in plant science*, 190.
- Rahman, A., & Cho, B. K. (2016). Assessment of seed quality using non-destructive measurement techniques: a review. *Seed Science Research*, 26(4), 285-305.
- Ramos G. Y., Ramirez L. E. 2016. Desarrollo de un sistema de iluminación artificial LED para cultivos en interiores - Vertical Farming (VF). *Informador Técnico (Colombia)*. 80 (2): 111-120.
- Ramos Ortega, A., Carballo Carballo, A., Hernández Livera, A., Corona Torres, T., & Sandoval Villa, M. (2006). Caracterización de líneas de jitomate en hidroponía. *Agricultura técnica en México*, 32(2), 213-223.
- Rockwell, N. C., & Lagarias, J. C. (2010). A brief history of phytochromes. *ChemPhysChem*, 11(6), 1172-1180.
- Rodríguez R., Tavarez R. y Medina, J. 1997. Cultivo moderno del tomate 2ª Edición. Mundi-Prensa. España. 255 p.
- Shropshire, W. J., & Mohr, H. (Eds.). (2013). *Photomorphogenesis* (Vol. 16). Springer Science & Business Media.
- Smith, H. (2000). Phytochromes and light signal perception by plants—an emerging synthesis. *Nature*, 407(6804), 585-591.
- Soto Gonzales, José Luis, & Valiengo Valeri, Sérgio. (2011). Prueba de la conductividad eléctrica en la evaluación fisiológica de la calidad de semillas en *Zeyheria tuberculosa*. *Bosque (Valdivia)*, 32(2), 197-202. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002011000200010>

- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. 2015. *Plant physiology and development* (No. Ed. 6). Sinauer Associates Incorporated.
- Takemiya, A., Inoue, S. I., Doi, M., Kinoshita, T., & Shimazaki, K. I. (2005). Phototropins promote plant growth in response to blue light in low light environments. *The Plant Cell*, 17(4), 1120-1127.
- Wang, Q., & Lin, C. (2020). Mechanisms of cryptochrome-mediated photoresponses in plants. *Annual Review of Plant Biology*, 71, 103-129.
- Watson, A., Ghosh, S., Williams, M. J., Cuddy, W. S., Simmonds, J., Rey, M. D., ... & Hickey, L. T. (2018). Speed breeding is a powerful tool to accelerate crop research and breeding. *Nature plants*, 4(1), 23-29.
- Wien H.C., Stutzel H. 2020. The physiology of vegetable crops. (2ND ed.) CABI. UK. 511P
- Wilbur A. Gould. 1992. tomato production processing and technology. (third edition). Bookcrafters. baltimore maryland. 517 P.
- Wollaeger, H. M., & Runkle, E. S. (2014). Growth of impatiens, petunia, salvia, and tomato seedlings under blue, green, and red light-emitting diodes. *HortScience*, 49(6), 734-740.
- Wu, M. C., Hou, C. Y., Jiang, C. M., Wang, Y. T., Wang, C. Y., Chen, H. H., & Chang, H. M. (2007). A novel approach of LED light radiation improves the antioxidant activity of pea seedlings. *Food Chemistry*, 101(4), 1753-1758.
- Younginger, B. S., Sirová, D., Cruzan, M. B., & Ballhorn, D. J. (2017). Is biomass a reliable estimate of plant fitness?. *Applications in plant sciences*, 5(2), 1600094.
- Yzarra Tito, W. J., & López Ríos, F. M. (2017). Manual de observaciones fenológicas.
- Zhang, T., & Folta, K. M. 2012. Green light signaling and adaptive response. *Journal Plant Signaling & Behavior*, 7:1-4..