



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO



DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

COORDINACIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

MAESTRIA EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

APLICACIÓN DE BRASINÓLIDA EN EL CULTIVO DE JITOMATE
(*Solanum lycopersicum* L.)

TESIS

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

Presenta:

ELODIA MARTÍNEZ SANTIAGO

Bajo la dirección de: Dra. MA TERESA MARTÍNEZ DAMIÁN



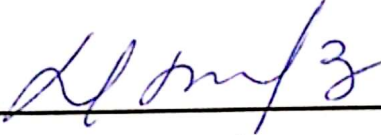
Chapingo, Estado de México, enero de 2026.

APLICACIÓN DE BRASINÓLIDA EN EL CULTIVO DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.)

Tesis realizada por **ELODIA MARTÍNEZ SANTIAGO** bajo la supervisión del Comité Asesor Indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR: 
Dra. Ma Teresa Martínez Damián

CODIRECTORA: 
Dra. Damaris Leopoldina Ojeda Barrios

ASESOR: 
Dr. Rogelio Castro Brindis

CONTENIDO

Contenido	iii
Lista de cuadros	v
Dedicatoria	vii
Agradecimientos.....	viii
Datos bibliográficos	ix
Resumen general	x
Abstract	xi
1. Introducción general.....	1
1.1. Justificación.....	2
1.2. Hipótesis.....	3
1.3. Objetivo.....	3
1.4. Objetivos específicos.....	3
2. Revisión de literatura.....	3
2.1. Importancia del cultivo del jitomate.....	3
2.2. Origen del cultivo de jitomate.....	4
2.3. Taxonomía y morfología.....	4
2.4. Propiedades fisiológicas y nutricionales.....	6
2.5. Fertilización.....	7
2.6. Estrategias para aumentar la producción, disminuir los costos de producción e impacto ambiental.....	7

2.7.	Brasinoesteroides.....	7
2.8.	Modo y sitio de acción.....	8
2.9.	Estructura.....	9
2.10.	Literatura citada.....	10
3.	Materiales y métodos.....	14
3.1.	Etapa 1: Prueba de germinación estándar en laboratorio.....	14
3.1.1.	Material.....	14
3.1.2.	Diseño experimental.....	14
3.1.3.	Resultados y discusión.....	17
3.1.4.	Conclusiones.....	21
3.3.	Etapa II. Efecto de los brasinoesteroides en la calidad poscosecha del jitomate.....	22
3.3.1.	Materiales.....	22
3.3.2.	Diseño experimental.....	22
3.3.3.	Resultados y discusión.....	27
3.3.4.	Conclusiones y recomendaciones.....	38
4.	Referencias.....	38

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Composición nutricional promedio del jitomate fresco (por 100 g de porción comestible).....	6
Cuadro 2. Absorción y extracción de nutriente del jitomate cosechado.....	7
Cuadro 3. Concentración de minerales (mg/L) necesarios para desarrollar el cultivo de jitomate, de acuerdo con Steiner (1984).....	7
Cuadro 4. Diseño completamente al azar con un arreglo de tratamientos factorial 2x2, y un testigo absoluto.....	14
Cuadro 5. Comparación de medias de porcentaje de germinación e índice de velocidad germinación en plántulas de tomate sometidas a tratamientos con brasinoesteroides (brasinólida).....	19
Cuadro 6. Comparación de medias de parámetros morfofisiológicos en plántulas de tomate sometidas a tratamientos con brasinoesteroides (brasinólida).....	21
Cuadro 7. Diseño experimental completamente al azar con un arreglo de tratamientos en parcelas divididas 2 x 3, y un testigo absoluto.....	22
Cuadro 8. Relación entre aniones y cationes en porcentaje (%) requerido para jitomate. Steiner (1961).....	24
Cuadro 9. Comparación de medias de altura de plantas de jitomate durante 56 días después del trasplante.....	27
Cuadro 10. Rendimiento, número de flores y peso evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.....	30
Cuadro 11. Color (L, Hue y Chroma), longitud y diámetro evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.....	31

Cuadro 12. Firmeza, °Brix, pH y acidez titulable evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.....	33
Cuadro 13. Clorofila total y licopeno evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.....	34
Cuadro 14. Contrastes entre el testigo y dosis de brasinólida sobre el rendimiento, número de flores, peso y color (L, Hue y Chroma).....	36
Cuadro 15. Contrastes entre el testigo y dosis de brasinólida sobre la longitud, diámetro, firmeza y °Brix.....	36
Cuadro 16. Contrastes entre el testigo y dosis de brasinólida sobre el pH, acidez titulable, clorofila total y licopeno.....	37
Cuadro 17. Comparación de medias de calcio (Ca), potasio (K) y magnesio (Mg) en frutos de jitomate bajo diferentes dosis de brasinólida y frecuencias de aplicación.....	37

DEDICATORIA

A mis padres

A mis hermanos

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo por brindarme la oportunidad de poder estudiar la Maestría en Ciencias en Horticultura.

Al departamento de Fitotecnia por brindarme su apoyo durante la realización del estudio.

Al CONAHCYT (SECIHTI) por su patrocinio durante la estancia para terminar los estudios de la maestría.

A la Dra. Ma Teresa Martínez Damián, por dirigir este proyecto, y por apoyarme con su experiencia y conocimientos para poder realizar y desarrollar este trabajo.

A la Dra. Leopoldina Damaris Ojeda Barrios y al Dr. Rogelio Castro Brindis, quienes contribuyeron con sus experiencias, conocimientos y recomendaciones para el cumplimiento de este trabajo de investigación.

A Itzel por su apoyo y acompañamiento en el laboratorio, y a los compañeros y amigos que estuvieron apoyando en invernadero y laboratorio.

DATOS BIOGRÁFICOS



Datos personales

Nombre	Elodia Martínez Santiago
Fecha de nacimiento	08 de enero de 1998
Lugar de nacimiento	San Cristóbal Amatlán, Oaxaca.
CURP	MASE980108MOCRNL09
Profesión	Ingeniero Agrónomo
Cédula profesional	13257173

Desarrollo académico

Bachillerato	Preparatoria Agrícola, de la Universidad Autónoma Chapingo
Licenciatura	Ingeniero Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola, de la Universidad Autónoma Chapingo

RESUMEN GENERAL

APLICACIÓN DE BRASINÓLIDA EN EL CULTIVO DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.)

Existen evidencias de que los brasinoesteroides y sus análogos tienen efectos positivos sobre diversas respuestas fisiológicas en jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), así como en procesos de morfogénesis. Estas respuestas están influenciadas por el tipo de brasinoesteroide, su concentración y la interacción con factores ambientales. En el presente estudio se evaluó el efecto de la brasinólida en diferentes etapas del cultivo de jitomate. En la primera fase se realizó una prueba de germinación estándar en laboratorio, donde las semillas fueron tratadas con dos concentraciones de brasinólida (0.01 mg L^{-1} y 0.05 mg L^{-1}) y 2 tiempos de inmersión (4 y 8 horas). Los resultados mostraron que el tratamiento con 0.01 mg L^{-1} con cuatro horas de inmersión promovió un aumento significativo en el porcentaje de germinación, en el peso fresco aéreo y peso seco de raíz en comparación con el testigo. Finalmente, en la etapa de calidad poscosecha, se evaluaron dos concentraciones (0.01 mg L^{-1} y 0.05 mg L^{-1}) y tres frecuencias de aplicación (7, 14 y 21 días). Se obtuvieron diferencias significativas en las variables relacionadas con el rendimiento y calidad del fruto, tales como peso, longitud, diámetro, firmeza y contenido de licopeno.

Palabras clave: Germinación; regulador de crecimiento, plántulas; poscosecha.

Tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo
Autor: Elodia Martínez Santiago
Director de Tesis: Dra. Ma Teresa Martínez Damián

ABSTRACT

There is evidence that brassinosteroids and their analogues have positive effects on several physiological responses in tomato (*Solanum lycopersicum* L.), as well as on morphogenesis processes. These responses are influenced by the type of brassinosteroid, its concentration, and its interaction with environmental factors. In the present study, the effect of brassinolide was evaluated at different stages of tomato cultivation. In the first phase, a standard laboratory germination test was conducted, where seeds were treated with two concentrations of brassinolide (0.01 mg L^{-1} and 0.05 mg L^{-1}) and two immersion times (4 and 8 hours). The results showed that treatment with 0.01 mg/L for four hours of immersion significantly increased the germination percentage, aerial fresh weight, and root dry weight compared with the control. Finally, in the postharvest quality stage, two concentrations (0.01 mg L^{-1} and 0.05 mg L^{-1}) and three application frequencies (7, 14, and 21 days) were evaluated. Significant differences were obtained in variables related to fruit yield and quality, such as weight, length, diameter, firmness, and lycopene content.

Keywords: Germination; growth regulator; seedlings; postharvest.

Thesis of Master of Science in Horticulture, Universidad Autónoma Chapingo
Author: Elodia Martínez Santiago
Tesis Advisor: Dra. Ma Teresa Martínez Damián

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas de mayor relevancia tanto a nivel nacional como internacional, debido a su amplio consumo, superficie cultivada y elevado valor económico ((Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2024). La producción mundial del jitomate alcanzó los 186 millones de toneladas, siendo China continental el principal productor, seguido por India, Turquía, Estados Unidos, Egipto, Italia y, en séptimo lugar, México. En este último país, la producción del cultivo durante el año 2022 fue de 3.5 millones de t., generando una derrama económica de más de 32,000 millones de pesos, destacando como principales estados productores Sinaloa, San Luis Potosí, Michoacán y Jalisco (Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2023).

Para ser sostenible, la agricultura debe de satisfacer las necesidades de las generaciones presentes y futuras, y al mismo tiempo garantizar la rentabilidad, la salud ambiental, la equidad social y económica. Las frutas y verduras pueden generar altos rendimientos por hectárea, lo que permitiría reducir la pobreza si se contara con la inversión, la capacidad y los servicios adecuados (Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2024).

Por lo tanto, la implementación de nuevas tecnologías como los sistemas de riegos, uso de fertilizantes, bioestimulantes, fitohormonas, acolchados, macetas, producción en sustratos, biorreguladores entre otras herramientas pueden inducir la estimulación o inhibir un proceso fisiológico.

En la actualidad, las ciencias agronómicas disponen de alternativas que hacen a los productos químicos menos indispensables; así mismo, el uso de bio-productos para la nutrición de las plantas ha ido en ascenso en la medida que estos demuestran que son capaces de minimizar el uso de los químicos, todo lo cual resulta de gran valor en la actualidad, ya que se van trazando pautas para modificar la llamada agricultura moderna por aquella que apoya la sostenibilidad de los sistemas agrícolas, desde el punto de vista productivo, ambiental, económico y social (Priya et al., 2023).

En los últimos años, con el propósito de incrementar la rentabilidad del cultivo, diversas investigaciones han explorado el uso de biorreguladores vegetales, entre los cuales destacan los brasinoesteroides. Estas fitohormonas han demostrado efectos positivos en procesos fisiológicos clave como la germinación, el crecimiento vegetal, la fijación de nitrógeno, la senescencia, la abscisión y la tolerancia al estrés abiótico (Hernández y García-Martínez, 2016). Estudios recientes han profundizado en las propiedades fisiológicas de los brasinoesteroides, posicionándolos como compuestos naturales con alto potencial para su uso en agricultura sostenible, dada su compatibilidad ambiental y su capacidad para mejorar la productividad de los cultivos.

En jitomate y diversos cultivos, investigaciones previas han evaluado el efecto de diferentes concentraciones de brasinoesteroides a concentraciones de 10^{-4} , 10^{-3} , 10^{-2} y 10^{-1} mg L⁻¹ donde se ha observado respuestas fisiológicas y morfogénicas significativas (Núñez, et al., 2021). Estas respuestas están influenciadas por diversos factores, entre ellos el tipo de brasinoesteroide, su concentración, y su interacción con variables ambientales como la luz, la temperatura y la composición atmosférica, y plantas. Por lo tanto, el objetivo de esta investigación es evaluar el efecto de diferentes dosis de brasinoesteroides (brasinólida) en la germinación, desarrollo, en la calidad poscosecha, y rendimiento del jitomate, para mayor rentabilidad del cultivo y menor impacto ambiental, por la disminución de aplicación de productos químicos.

1.1. Justificación

El uso de biorreguladores ha mostrado efectos positivos como optimizar el crecimiento, incrementar productividad y calidad, y aportar de esta manera una herramienta biotecnológica sostenible que contribuye a la mejora de la producción hortícola bajo condiciones controladas y en campo.

1.2. Hipótesis

Puesto que los brasinoesteroides son una clase de fitohormonas que interactúan en procesos fisiológicos y químicos, se espera que al menos un tratamiento con brasinólida pueda generar respuestas positivas y

significativas en la germinación, desarrollo y calidad poscosecha del cultivo de jitomate.

1.3. Objetivo

Evaluar la respuesta de diferentes concentraciones de brasinólida en la germinación, desarrollo, producción y calidad poscosecha en el cultivo de jitomate.

1.4. Objetivos específicos

- Etapa 1: Determinar la concentración y tiempos de inmersión de semillas en brasinólida, adecuada para la germinación y vigor en plántulas de jitomate.
- Etapa 2: Determinar las concentraciones y frecuencias de aplicación foliar de brasinólida en el desarrollo, producción y calidad poscosecha de frutos de jitomate.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Importancia del cultivo del jitomate

A nivel nacional e internacional, el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es la hortaliza de mayor importancia, debido a su amplio consumo, área cosechada y valor económico de la producción. La OMS (2018) recomienda el consumo de 400 gramos de frutas y verduras al día, ya que reduce el riesgo de desarrollar enfermedades y garantiza la ingesta diaria suficiente de fibra dietética.

La industria alimenticia procesa los jitomates en infinidad de formas, desde purés, conservas de jitomates enteros y pelados, en componentes de diversas salsas picantes o dulces, mermeladas, saborizantes, cosméticos y otros productos. Además de la importancia económica y social del tomate en los sistemas de producción del mundo, esta hortaliza tiene cada vez mayor relevancia nutricional por su alto contenido de licopeno que es el responsable del color rojo de los jitomates, posee propiedades antioxidantes y actúa protegiendo a las células del cáncer (pulmón, próstata y tracto digestivo), y del envejecimiento (Collins et al., 2022).

2.2. Origen del cultivo de jitomate

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es originario de la región andina de Sudamérica, que abarca partes de Perú, Ecuador, Bolivia y Chile, donde se desarrollaron las primeras especies silvestres posteriormente fue domesticado en Mesoamérica, particularmente en México, donde las civilizaciones precolombinas seleccionaron variedades y características para el consumo, actualmente México es reconocido como uno de los principales centros de domesticación y diversidad genética del cultivo, lo que resalta su importancia histórica y cultural (Razifard, et al., 2020)

2.3. Taxonomía y morfología

Familia: Solanacea

Género: *Solanum*

Especie: *Solanum lycopersicum*

Nombre común: Tomate, jitomate.

El jitomate es una planta herbácea perenne con gran diversidad en su hábito de crecimiento, el caso del jitomate indeterminado, en sus etapas juveniles presenta un porte erecto, mientras que en la madurez se torna semierguido o decumbente, debido a que su tallo carece de la rigidez necesaria para soportar el peso de hojas, ramas y frutos, lo cual requiere del uso de tutores u otras estructuras para sostenerse (Gorini, 2018). Los tallos del tomate son semileñosos y angulosos cubiertos por tricomas simples y glandulares, con meristemo apical en el extremo distal responsable de la formación de nuevas hojas e inflorescencias, las hojas son compuestas, dispuestas de forma alterna a lo largo del tallo, cada hoja suele estar formada por varios folíolos, generalmente de forma ovalada o lanceolada, con el margen serrado (Torres, et al., 2023).

Las semillas del jitomate son de tamaño reducido (aproximadamente de $5 \times 4 \times 2$ mm) y presentan una morfología variable, con formas que incluyen globulares, ovaladas, planas, arriñonadas o triangulares. Estructuralmente están compuestas por el embrión, el endospermo y la testa, esta última cubierta por tricomas. Las semillas tienen una cubierta blanda (permeable al agua), la imbibición de agua inicialmente es casi exclusivamente un fenómeno físico hasta el inicio de una fase estable II, donde el debilitamiento de estos tejidos por acción enzimática es un evento clave que regula el momento de la emergencia de la radícula (Nautiyal et al., 2023).

El proceso de germinación en condiciones óptimas se completa entre 3 y 6 días posteriores a la siembra. Este fenómeno fisiológico está determinado por factores clave como la calidad fisiológica de la semilla, rango térmico ambiental y disponibilidad hídrica. La temperatura óptima para la germinación oscila entre los 16 y 28 °C, observándose una inhibición del proceso cuando las temperaturas descienden por debajo de 10 °C o superan los 35 °C. Según estudios de Jaramillo et al. (2012), la germinación alcanza un 75 % de eficiencia a 15 °C, mientras que a 35 °C se reduce al 70 %.

Las raíces, esenciales para el anclaje y absorción de agua y nutrientes, realizan estas funciones principalmente en sus zonas de crecimiento primario. La absorción ocurre en las zonas jóvenes de la raíz que aún conservan su

estado primario de desarrollo. Estas estructuras pueden sufrir modificaciones para adaptarse a funciones específicas, como almacenamiento de reservas.

Las flores son hermafroditas, poseen cinco o más pétalos amarillos y estambres fusionados en un cono estaminal alrededor del gineceo, las flores se agrupan en inflorescencias racimosas o comas, que pueden contener de tres a 12 flores según la variedad y las condiciones del cultivo, la polinización suele ser autógama, aunque puede presentarse cruzamiento por acción del viento o insectos (Carrillo et al., 2019).

El fruto del jitomate se denomina baya y presenta diferentes tamaños, formas, color, consistencia y composición, según la variedad, el diámetro del fruto varía desde menos de 3 cm hasta más de 10 cm, el color puede ser verde, rojo, amarillo, naranja, rosa, marrón o morado (OCDE, 2016).

2.4. Propiedades fisiológicas y nutricionales

El tomate es una fuente rica de vitaminas A, B1, B2, B6, C y E, y de minerales como fósforo, potasio, magnesio, manganeso, zinc, cobre, sodio, hierro y calcio. Tiene un importante valor nutricional ya que incluye proteínas, hidratos de carbono, fibra, ácido fólico, ácido tartárico, ácido succínico y ácido salicílico (Navarro-González & Periago, 2016).

Cuadro 1. Composición nutricional promedio del jitomate fresco (por 100 g de porción comestible).

Componente	Unidad	Contenido promedio
Energía	kcal	18
Agua	g	94.5
Proteínas	g	0.9
Lípidos totales	g	0.2
Carbohidratos totales	g	3.9
Fibra dietética	g	1.2
Calcio (Ca)	mg	10
Magnesio (Mg)	mg	11
Potasio (K)	mg	237

Sodio (Na)	mg	5
Fosforo (P)	mg	24
Hierro (Fe)	mg	0.3
Vitamina C (ácido ascórbico)	mg	13.7
β-caroteno	μm	450
Licopeno	mg	0.5-91

(USDA, 2020; Shi & Maguer, 2000; Cadillo, et al., 2006).

El consumo de esta hortaliza beneficia la salud humana gracias al alto contenido de propiedades antioxidantes que contrarrestan los efectos de los radicales libres, con lo cual pueden contribuir a mejorar nuestras defensas contra el estrés oxidativo, acciones antiinflamatorias y quimioterapéuticas, ayudando contra enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas y algunos tipos de cáncer (Cruz et al., 2013).

2.5. Fertilización

La fertilización es un componente esencial en el manejo agronómico del jitomate, ya que influye directamente en el desarrollo del cultivo y la producción. Este cultivo requiere de elementos nutricionales, especialmente el nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K), los cuales puede suministrarse según la etapa fenológica (Castellanos et al., 2019). En las tablas se presentan absorción y extracción de nutrientes y concentración de minerales esenciales para el cultivo de jitomate.

Cuadro 2. Absorción y extracción de nutriente del jitomate cosechado (Ciampitti & García (2007).

Nombre	Absorción total (kg t ⁻¹)						Extracción (kg t ⁻¹)					
	N	P	K	Ca	Mg	S	N	P	K	Ca	Mg	S
Lycopersicon esculentum L.	2.8	0.4	4.5	2.8	0.7	0.9	1.9	0.2	3.1	0.1	0.1	0.1

Cuadro 3. Concentración de minerales (mg L⁻¹) necesarios para desarrollar el cultivo de jitomate, de acuerdo con Steiner (1984).

Elemento	N	P	K	Ca	Mg	S	Fe	Cu	Zn	Mn	B	Mo
Intervalo	168	31	273	180	48	336	2-4	0.02	0.11	0.62	0.44	-

2.6. Estrategias para aumentar la producción, disminuir los costos de producción e impacto ambiental.

Para el desarrollo productivo nacional, se busca generar e implementar tecnología de producción y de manejo poscosecha, como reducir la utilización de químicos en el cultivo con el fin de garantizar menor impacto ambiental y minimizar costos, promover el uso eficiente de recursos hídricos, fertilizantes, nutrientes y fitohormonas, con aseguramiento de la calidad e inocuidad.

2.7. Brasinoesteroides

El descubrimiento de los brasinoesteroides (BRs) representó un hito en la fisiología vegetal. Durante la década de 1970, extractos de polen de *Brassica napus* L. mostraron un efecto promotor único del alargamiento del tallo en plantas de frijol, distinto al provocado por las giberelinas (Hernández & García-Martínez, 2016). Estos compuestos, inicialmente denominados brassinos, hoy se clasifican como fitohormonas, son reguladores del crecimiento vegetal con efectos pleiotrópicos en el crecimiento y desarrollo de las plantas, intervienen en la germinación de las semillas, el crecimiento vegetativo y reproductivo, la eficiencia fotosintética, la diferenciación vascular, el rendimiento y la calidad de los frutos, así como en su resiliencia a estreses abióticos y bióticos (Aryal & Alferez, 2025). Están ampliamente distribuidas en el reino vegetal, se localizan principalmente en partes de rápido crecimiento, incluidos polen, semillas y puntas de brote (Lu et al., 2025).

De entre los más de 50 BRs identificados en plantas, la brasinólida destaca por su alta actividad biológica. Existen Brs C27, C28, C29 según la longitud y variación de la cadena lateral; las diferencias entre ellos se deben a la presencia de grupos hidroxilo (-OH), metilos y dobles enlaces en los anillos o

en la cadena lateral, los cuales son características que determinan su actividad biológica (Bajguz et al., 2020).

A diferencia de otros reguladores de crecimiento vegetal, los brasinoesteroides destacan por su alta eficiencia biológica, ya que ejercen efectos significativos a concentraciones extremadamente bajas (0.1–0.001 mg/L), llegando a ser hasta 100 veces más activos que otros fitorreguladores (Salgado et al., 2008).

2.8. Modo y sitio de acción

El sitio de acción principal de los brasinoesteroides es en la membrana plasmática, donde se comienza con la percepción de la hormona por el receptor de membrana BRI1, un receptor quitinasa tipo “leucina-rich repeat” localizado en la superficie celular. La unión del BR a BRI1 promueve la asociación con su correceptor BAK1. Después de esto inicia el modo de acción que implica la activación una cascada de fosforilación (quinasas) que finalmente regula la actividad de los factores de transcripción BZR1 y BES1 (Kour et al., 2021; Cáceres Rodríguez et al., 2022).

Estudios espectroscópicos y de difracción de rayos-X revelaron la estructura del compuesto responsable de este efecto como la (22R, 23R, 24S)-2,3,22,23-tetrahidroxi-24-metil-B-homo-7-oxa-5-colestan-6-ona) (Salgado et al., 2008).

Esta investigación explora el uso de brasinólida en jitomate, un cultivo de alto valor económico, para potenciar su germinación y crecimiento temprano bajo condiciones controladas. De acuerdo con Núñez y Mazorra (2001), indicaron que la aplicación de este bioestimulante promovió la tolerancia al estrés, mitigando los efectos de la salinidad, incrementando la tasa de germinación en un 40 % respecto al testigo. Asimismo, Anuradha y Rao (2003) evaluaron la aplicación de brasinoesteroides (BrL, EBrL y HBrL) sobre plántulas de arroz, evidenciaron que no solo estimuló el crecimiento y la síntesis de clorofila, sino que también mejoró la actividad del nitrato reductasa bajo estrés salino, las plantas tratadas presentan una mayor uniformidad morfológica y una marcada resistencia a condiciones de estrés, lo que sugiere el potencial de estos compuestos como herramientas para mejorar la eficiencia en la producción

agrícola. En jitomate se ha observado que la aplicación de brasinoesteroides promueve una germinación acelerada y sincronizada, lo que permite reducir el tiempo de vivero. Según estas revisiones recientes, los brasinos promueven el alargamiento celular, la expansión de tejidos y el crecimiento de raíces, proteger los tilacoides de las membranas, regular la actividad de la clorofilasa para estabilizar pigmentos frente a condiciones adversas, aumentar rendimiento y calidad de los frutos (Anwar et al., 2018). Otros estudios han demostrado que la aplicación exógena de brasinoesteroides induce la expresión de genes clave en la modificación de la pared, como los que codifican para expansinas, celulosa sintasa, glucanasas y la endotransferasa de xiloglucano (Sáenz, 2006). Estos hallazgos han explicado, a nivel molecular, los efectos observados en cultivos como arroz, cebada, eucalipto y tomate, donde los brasinoesteroides no solo mejoran la germinación y la tolerancia al estrés (Sasse & Hudson, 1995).

En este contexto, el presente estudio buscó contribuir al conocimiento sobre el uso de reguladores vegetales específicamente los brasinoesteroides, y se enfocó en su aplicación durante las etapas críticas de establecimiento del cultivo. Por lo tanto, el objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de la brasinólida en variables fisiológicas y morfológicas asociadas a la germinación y al crecimiento inicial de plántulas, desarrollo y calidad poscosecha de frutos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). Haciendo énfasis en su capacidad para mejorar la uniformidad, vigor y en etapas tempranas, mejorar calidad y rendimiento poscosecha. Se espera que estos resultados puedan sustentar estrategias innovadoras para optimizar la producción en el cultivo de jitomate, y contribuir a sistemas agrícolas más eficientes y sostenibles.

2.9. LITERATURA CITADA

- Anuradha, S., & Rao, S. S. (2003). Application of brassinosteroids to rice seeds (*Oryza sativa* L.) reduced the impact of salt stress on growth, prevented photosynthetic pigment loss and increase nitrate reductase activity. *Plant Growth Regulation*, 40(1), 29–32. <https://doi.org/10.1023/A:1023067131109>
- Anwar, A., Liu, Y., Dong, R., Bai, L., Yu, X., & Li, Y. (2018). Brassinosteroids attenuate drought-induced inhibitory effect on growth, photosynthetic efficiency, and antioxidant system in tomato seedlings. *Environmental*

- Science and Pollution Research*, 25(21), 21629–21640.
<https://doi.org/10.1007/s11356-018-2356-9>
- Anwar, A., Liu, Y., Dong, R., Bai, L., Yu, X., & Li, Y. (2018). The physiological and molecular mechanism of brassinosteroids in response to stress: A review. *Biological Research*, 51, Article 46.
<https://doi.org/10.1186/s40659-018-0195-2>
- Aryal, D., & Alferez, F. (2025). Brassinosteroids: biosynthesis, signaling, and hormonal crosstalk as related to fruit yield and quality. *Plants*, 14(12), Article 1865. <https://doi.org/10.3390/plants14121865>
- Bajguz, A., Chmura, M., & Gruszka, D. (2020). Comprehensive overview of the brassinosteroid biosynthesis pathways: Substrates, products, inhibitors, and connections. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 1034.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01034>
- Cáceres Rodríguez, J. L., Machado López, E., Martínez López, D. A., Cortés Gómez, M. C., & Balaguera-López, H. E. (2022). Rol de los brasinoesteroides en frutales con énfasis en condiciones de estrés abiótico: Una revisión. *Revista Ciencia y Agricultura*, 19(3), 153–167.
<https://doi.org/10.19053/01228420.v19.n3.2022.15367>
- Cadillo, C., Guadalupe, M., Guzmán, A., & Río, O. (2006). Cuantificación de licopeno y otros carotenoides en tomate y polvo de tomate. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 10(19), 163–183.
<https://www.redalyc.org/pdf/141/14101911.pdf>
- Carrillo-Rodríguez, J. C., Rodríguez, A. C., & Peña-Lomelí, A. (2019). Botánica del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.): Morfología, desarrollo y reproducción. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 42(3), 245–255.
- Castellanos, J. Z., Villalobos, M. C., Uvalle-Bueno, J. X., & Aguilar-Santelises, A. (2019). *Manual de fertilización de cultivos en México* (2.^a ed.). Colegio de Postgraduados.
- Ciampitti, I. A., & García, F. O. (2007). *Requerimientos nutricionales: Absorción y extracción de macronutrientes y nutrientes secundarios* (Archivo Agronómico N.º 12). IPNI Cono Sur.
- Collins, E. J., Bowyer, C., Tsouza, A., & Chopra, M. (2022). Tomatoes: an extensive review of the associated health impacts of tomatoes and factors that can affect their cultivation. *Biology*, 11(2), Article 239.
<https://doi.org/10.3390/biology11020239>
- Cruz Bojórquez, R. M., González Gallego, J., & Sánchez Collado, P. (2013). Propiedades funcionales y beneficios para la salud del licopeno. *Nutrición Hospitalaria*, 28(1), 6–15.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2023). *Agricultural production statistics 2000–2022*.
<https://www.fao.org/3/cc9205en/cc9205en.pdf>

- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2024a). *Alimentación y agricultura sostenibles*. <https://www.fao.org/sustainability/es/>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2024b). *Calidad, inocuidad, pérdidas y desperdicios*. <https://www.fao.org/3/cb2395es/online/src/html/nada-que-perder.html>
- Gorini, F. (2018). *Guía completa del cultivo del tomate*. De Vecchi Ediciones.
- Hernández Silva, E., & García-Martínez, I. (2016). Brasinoesteroides en la agricultura I y II. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(2), 441–462.
- Jaramillo, J., Rodríguez, V. P., Guzmán, M., Zapata, M., & Rengifo, T. (2007). *Manual técnico: Buenas prácticas agrícolas en la producción de tomate bajo condiciones protegidas*. Centro de Investigación “La Selva”. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/13469/Ver_Documento_13469.pdf
- Kour, J., Kohli, S. K., Khanna, K., Bakshi, P., Sharma, P., Singh, A. N., Ibrahim, M., Devi, K., Sharma, N., Ohri, P., Skalicky, M., Brestic, M., Bhardwaj, R., Landi, M., & Sharma, A. (2021). Signaling, interaction and physiological functions of brassinosteroids in plants under heavy metal stress. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 608061. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.608061>
- Lu, Z., Ma, C., Xie, Y., Peng, J., Zhou, D., & Wu, J. (2025). Understanding the brassinosteroid-dependent environmental adaptation in Brassicaceae plants. *Plants*, 14(10), Article 1554. <https://doi.org/10.3390/plants14101554>
- Nautiyal, P. C., Sivasubramaniam, K., & Dadlani, M. (2023). Seed dormancy and regulation of germination. in M. Dadlani & D. K. Yadava (Eds.), *Seed science and technology: Biology, production, quality* (pp. 39–66). Springer Nature. <https://doi.org/10.1007/978-981-19-5888-5>
- Navarro-González, I., & Periago, M. J. (2016). El tomate, ¿alimento saludable y/o funcional? *Revista Española de Nutrición Humana y Dietética*, 20(4), 208–216. <https://dx.doi.org/10.14306/renhyd.20.4.208>
- Núñez, M., & Mazorra, L. M. (2001). Los brasinoesteroides y la respuesta de las plantas al estrés. *Cultivos Tropicales*, 22(3), 19–28.
- Núñez, M. C., Reyes, G. Y., & Falcón, R. B. (2021). *Impactos de bioestimulantes cubanos en la agricultura*. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas.
- Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económicos. (2016). *Documento de consenso sobre la biología del tomate (Solanum lycopersicum L.)*. Serie sobre Armonización de la Supervisión Regulatoria en Biotecnología.

- Priya, A. K., Alagumalai, A., Balaji, D., & Song, H. (2023). Bio-based agricultural products: A sustainable alternative to agrochemicals for promoting a circular economy. *RSC Sustainability*, 1, 746–762. <https://doi.org/10.1039/D3SU00075C>
- Razifard, R., Ramos, A., Della Valle, A. L., Bodary, C., Goetz, E., Manser, E. J., Li, X. J., Zhang, L., Visa, S., Tieman, D., van der Knaap, E., & Caicedo, A. L. (2020). Genomic evidence for complex domestication history of the cultivated tomato in Latin America. *Molecular Biology and Evolution*, 37(4), 1118–1132. <https://doi.org/10.1093/molbev/msz297>
- Sáenz Carbonell, L., Córdova Lara, I., & Rodríguez Paredes, F. (2006). Los brasinoesteroides: Una nueva clase de hormonas vegetales. *Ciencia*, 57(4), 44–51.
- Salgado, G. R., Rodríguez, M. A. C., & del Río, R. E. (2008). Uso de brasinoesteroides y sus análogos en la agricultura. *Biológicas: Revista de la DES Ciencias Biológico Agropecuaria*, 10(1), 18–27.
- Sasse, J. M., & Hudson, I. (1995). Effect of 24-epibrassinolide on germination of seeds of *Eucalyptus camaldulensis* in saline conditions. *Proceedings of the Plant Growth Regulator Society of America Annual Meeting*, 22, 136–141.
- Shi, J., & Le Maguer, M. (2000). Lycopene in tomatoes: Chemical and physical properties affected by food processing. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40(1), 1–42. <https://doi.org/10.1080/10408690091189275>
- Steiner, A. A. (1984). The universal nutrient solution. *Proceedings of the 6th International Congress on Soilless Culture (IWOSC)* (pp. 633–650). Wageningen, Países Bajos.
- Torres Quezada, E., Gandini Taveras, R. L., & Perlaza Cruz, S. (2023). *Basic tomato (Lycopersicon esculentum) physiology and morphology*. Virginia Cooperative Extension. https://www.pubs.ext.vt.edu/content/dam/pubs_ext_vt_edu/spes/spes-508/SPES-508.pdf
- U.S. Department of Agriculture. (2020). *FoodData Central: Tomatoes, raw*. Agricultural Research Service. <https://fdc.nal.usda.gov/>

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Etapa 1: Prueba de germinación estándar en laboratorio.

3.1.1. Material

El estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Semillas del Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Se utilizaron semillas de jitomate variedad Cid F1 (Harris Moran), el cual se caracteriza por ser un cultivar híbrido indeterminado, conocido por su vigor, alta productividad y frutos de gran tamaño, uniformes y de buena firmeza.

Los tratamientos consistieron en la aplicación de un regulador de crecimiento de crecimiento a base de brasinólida.

3.1.2. Diseño experimental

El experimento se organizó siguiendo el diseño experimental completamente al azar con un arreglo factorial 2×2 (dos tiempos de inmersión y dos concentraciones de brasinólida) y un testigo, con un total de cinco tratamientos diferentes, con cuatro repeticiones cada uno. Cada tratamiento consistió en 25 semillas de tomate variedad Cid F1. Los tratamientos se muestran en el cuadro 4.

Cuadro 4. Diseño completamente al azar con un arreglo de tratamientos factorial 2×2 , y un testigo absoluto.

Tratamientos	Factor A	Factor B
T1 (Testigo)	-	-
T2	0.01 mg L ⁻¹	4 horas
T3	0.01 mg L ⁻¹	8 horas
T4	0.05 mg L ⁻¹	4 horas
T5	0.05 mg L ⁻¹	8 horas

Factor A (Concentración de brasinólida), Factor B (Tiempos de inmersión)

Pruebas de germinación

Para la prueba de germinación estándar en laboratorio, se siguió la metodología establecida en las reglas del ISTA (2016) capítulo 5, el experimento se estableció el 15 de agosto de 2024, la cual consistió en la siembra de semillas sobre papel filtro, colocadas en cajas Petri, materiales que previamente fueron desinfectados mediante una solución de hipoclorito de sodio al 5 % (5 mg L^{-1}), seguido de enjuague con agua destilada. Sobre el papel filtro se colocaron 25 semillas de jitomate por tratamiento y por repetición, y tratadas previamente según el diseño experimental. Las cajas fueron colocadas en una cámara de germinación (Seedburo 1022 W. Jackson) acondicionada a 25°C y una humedad relativa del 70%, bajo condiciones de luz continua (24 horas) y regadas diariamente de forma uniforme con agua destilada. Se realizaron observaciones diarias durante 14 días consecutivos. En cada revisión se contabilizó la cantidad de semillas germinadas.

Variables evaluadas: etapa 1

Porcentaje de germinación

Para el porcentaje de germinación (PG) (Caroca et al., 2016), se calculó con la siguiente fórmula:

$$\text{PG} = [(\text{Número de semillas germinadas}) / (\text{Número de semillas sembradas})] \times 100.$$

Se consideró como semilla germinada aquella con una radícula de longitud mayor o igual a 2 mm.

Determinación de índice de velocidad de germinación

El índice de velocidad de germinación (IVG) se calculó con base en la fórmula propuesta por Maguire (1962):

$$\text{IVG} \left(\frac{\text{semillas germinadas}}{\text{día}} \right) = \sum_{n=1}^n \left(\frac{n_i}{t_i} \right).$$

Donde n_i es el número de semillas germinadas en el día, y t_i es la cantidad de tiempo en qué germinaron.

Análisis de plantas: Etapa 1

Variables a evaluar

Para evaluar el efecto de las diferentes concentraciones de brasinólida y los tiempos de inmersión de los tratamientos sobre el crecimiento de las plántulas del jitomate después de 14 días, se determinaron las siguientes variables morfológicas y biométricas: Longitud aérea (LA) y longitud radicular (LR), el peso fresco aéreo (PFA), peso fresco radicular (PFR), peso seco aéreo (PSA) y peso seco radicular (PSR). Para lo cual se emplearon las metodologías propuestas por las Reglas Internacionales para Pruebas de Semillas de la ISTA (2016). Esta consistió en la selección aleatoria de 10 plántulas normales, es decir aquellas que cumplan con los criterios de plántulas intactas, con defectos leves que no afecten su desarrollo.

Longitud de la plántula: Las plántulas normales previamente seleccionadas de cada tratamiento fueron medidas tanto en longitud aérea (LA) desde el cuello radicular hasta el ápice del tallo y la longitud radicular (LR) desde el cuello hasta el extremo de la raíz principal, utilizando un vernier digital (precisión ± 0.1 cm), con registro de los valores individuales para posteriormente calcular el promedio por tratamiento, asegurando que las mediciones se realizaran en plántulas frescas colocadas sobre superficie plana para evitar errores por curvatura.

Determinación de peso fresco en plántulas de tomate: Para determinar el peso fresco aéreo (PFA) y peso fresco radicular (PFR), se separaron cuidadosamente la parte aérea del sistema radicular, eliminando el exceso de humedad superficial con papel absorbente, inmediatamente se procedió a pesar cada componente (parte aérea para PFA y raíces para PFR) utilizando una balanza analítica (Marca Radwag, precisión ± 0.001 g), registrando los valores individuales para posterior análisis estadístico por tratamiento.

Determinación de peso seco de plántulas de tomate: Las muestras de biomasa aérea (PSA) y radicular (PSR), previamente separadas, se colocaron en sobres de papel manila y se colocaron en estufa de secado (Memmert, a

59±2 °C) durante tres horas. Posteriormente, se dejaron enfriar en desecador durante 30 minutos y se pesaron individualmente en balanza analítica (Marca Wisconsin Oven, precisión ±0.001 g), registrando los valores para cada componente por tratamiento.

Análisis estadístico

Para evaluar el efecto de los tratamientos sobre la germinación y el desarrollo de las plántulas de jitomate, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) factorial. Las diferencias entre medias se compararon mediante la prueba de Duncan ($p \leq 0.05$) utilizando el software estadístico SAS (versión 9.4).

3.1.3. Resultados y discusión

Efecto de brasinólida en la germinación de las semillas de jitomate: Etapa 1

Al evaluar el efecto de diferentes concentraciones de brasinoesteroides y tiempos de inmersión sobre las variables fisiológicas en la germinación de semillas del jitomate, se observaron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en el porcentaje de germinación (Cuadro 5). Donde el T2 (100 %) mostró diferencia significativa en comparación al tratamiento 5 (93 %), aunque en comparación con el tratamiento testigo no se obtuvo diferencia significativa, el valor es aún más alto en el T2 (100 %), lo que indicó un mayor efecto en la germinación con la aplicación de brasinólida a 0.01 mg L⁻¹ para semillas de tomate var. Cid F1 con un tiempo de inmersión de 4 horas. Estos resultados superaron los indicados por Castro-Lizazo et al. (2022) en cv. Mara (<90 % con QuitoMax® y OPLANT+® en 10-30 min), lo que sugirió que la mayor eficacia podría deberse a la especificidad en las concentraciones de brasinólida, la respuesta varietal del Cid F1 o al mayor tiempo de imbibición (4-8 h vs. minutos), evidenciando el potencial de este regulador de crecimiento para optimizar la germinación en tomate bajo estas condiciones.

El incremento en el porcentaje de germinación puede estar relacionado con los mecanismos de acción hormonal de los brasinoesteroides (BR), los cuales promueven la germinación a través de vías de transducción de señales

específicas. En el caso del jitomate, se ha demostrado que los BR estimulan la germinación por medio de la expansión del embrión. El BR regula el desarrollo de la semilla y la acumulación de materiales de reserva principalmente a través de los factores de transcripción (BZR1 y BES1), en la regulación del desarrollo la testa, BZR1 se une al promotor de ARF2 (gen regulador negativo del desarrollo de la testa), e inhibe su expresión; y se une al promotor de INO (un gen regulador positivo del desarrollo de la testa), y promueve su expresión. Además, AP2 regula negativamente la testa, el embrión y el endospermo, y BZR1 se une a su promotor e inhibe su expresión, así, mismo la composición y acumulación de almidón pueden ser reguladas por las señales de BR (Chen et al., 2025).

Asimismo, se ha demostrado que los brasinoesteroides estimulan la germinación de las semillas a través de su influencia en el metabolismo de las proteínas, en el contenido de aminoácidos, lo cual está acompañado de un incremento en el contenido de ácido indolacético y de una disminución en el contenido de ácido abscísico (Kandelinskaya et al., 2007).

Estos hallazgos en conjunto sugieren que los tratamientos efectivos en este estudio podrían estar relacionados a través de mecanismos similares a los descritos para los BR, promoviendo tanto el crecimiento inicial de la radícula como la posterior expansión del sistema radical.

Respecto al índice de velocidad de germinación (IVG), no se detectaron diferencias significativas (Cuadro 5) entre los tratamientos evaluados, con valores que oscilaron entre 6.39 y 7.83 semillas germinadas por día, con el valor más alto en el T2. Esto indica que las condiciones aplicadas no tuvieron un efecto determinante sobre la velocidad de germinación, lo que sugiere una respuesta fisiológica homogénea de las semillas ante los tratamientos probados. El estrecho intervalo del IVG refleja una germinación uniforme y de velocidad moderada, sin que ningún tratamiento promoviera la aceleración o retraso notable en el proceso. De acuerdo con Van de Venter (2000), en condiciones de campo (vivero), la germinación rápida ($IVG > 10$) es una ventaja clave para el establecimiento de las plántulas, ya que la velocidad de germinación es expresión directa del vigor. Esto concuerda con el principio de

que semillas de alto vigor germinan más rápidamente que aquellas de bajo vigor, independientemente de las condiciones. Aunque los valores de IVG varían mucho según la variedad y tratamientos. Por lo tanto, los resultados obtenidos podrían indicar que las semillas de tomate var. Cid F1 evaluadas presentan un vigor similar entre tratamientos, aunque su velocidad moderada sugiere que no alcanzan los valores óptimos reportados para especies de germinación rápida.

Cuadro 5. Comparación de medias de porcentaje de germinación e índice de velocidad germinación en plántulas de tomate sometidas a tratamientos con brasinoesteroides (brasinólida).

T (mg L ⁻¹ de brasinólida, hora)	Variables en germinación	
	PG (%)	IVG
T1 (Testigo)	94 ab	6.39 a
T2 (0.01, 4)	100 a	7.83 a
T3 (0.01, 8)	99 ab	7.53 a
T4 (0.05, 4)	97 ab	7.69 a
T5 (0.05, 8)	93 b	6.87 a
D*TI	NS	NS
CV (%)	3.89	16.25

Tratamiento (T), Porcentaje de Germinación (PG), Índice de velocidad de germinación (IVG). Concentración de brasinólida (D), Tiempo de inmersión (TI), Coeficiente de variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y tiempo de inmersión usadas para cada tratamiento (Duncan, $P \leq 0.05$).

Efecto de brasinólida en el crecimiento de las plántulas de jitomate:

Etapa 1

No se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos para las variables LR, LA, PFR y PSA (Cuadro 6). Aunque en LR los valores oscilaron entre 24.21 y 66.82 mm, el tratamiento T2 presentó la mayor longitud de raíz (66.83 mm) comparado con todos los tratamientos, el tratamiento T1 (testigo) el con la menor longitud de radicular (47.25mm). Estos resultados concuerdan con los reportados por Castro-Lizazo et al. (2022), quienes documentaron longitudes radicales ≤ 65 mm en plántulas de tomate cv. Mara

bajo condiciones experimentales similares, lo que sugiere un patrón consistente en el crecimiento radicular temprano en este grupo genético. Varios atribuyen este fenómeno a dos mecanismos, a la inducción de la destrucción de cloroplastos en cotiledones, que redirige recursos metabólicos hacia el crecimiento y a una acción retardante sobre el deterioro de organelos en los segmentos del hipocótilo. Para el caso de LA aunque no existe diferencia significativa, el T2 presentó mayor valor (37.90 mm) comparado con el T1 (testigo) (26.78). En PFR se observó que el testigo contó con el mayor valor (0.12 g) comparado con los tratamientos, y siendo el T5 el de menor valor (0.05 g). En el PSA el T2 obtuvo mayor peso (0.019 mg), comparada con el T1 (0.007 mg). En nuestro estudio, para las variables mencionadas, aunque las diferencias no fueron estadísticamente significativas, los patrones observados podrían reflejar procesos fisiológicos similares, lo que justificaría investigaciones más detalladas con mayores réplicas, mayor tiempo de germinación, o bajo diferentes condiciones experimentales para confirmar estos efectos del uso del regulador de crecimiento brasinólida.

Sin embargo, en el análisis ANOVA factorial se obtuvo diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para las variables peso fresco aéreo (PSA) y peso seco de raíz (PSR). Donde en PFA el tratamiento T2 (con un valor de 0.38 g) fue estadísticamente significativo comparado con el testigo (0.20 g). Y según lo reportado por Saénz et al. (2006), los brasinoesteroides incrementan tasa de alargamiento del tallo y aumento en la expansión de las hojas, lo que sugiere mayor peso fresco. Para el caso del PSR el T2 mostró mayor peso (0.005 mg), siendo estadísticamente significativo comparado con el testigo (0.0014 mg). Resultados que concuerdan con Núñez (2000), que a concentraciones de 0.01 a 0.05 mg L⁻¹ de análogos de BR estimulan la biomasa en raíces en estado seco, este efecto podría explicar el incremento en el peso seco de raíz (PSR). Asimismo, Maia et al. (2022) mencionaron que la aplicación de brasinoesteroides mejora los parámetros fisiológicos y masa radicular bajo estrés salino.

Cuadro 6. Comparación de medias de parámetros morfofisiológicos en plántulas de tomate sometidas a tratamientos con brasinoesteroides (brasinólida).

T (mg L ⁻¹ de brasinólida, hora)	Variables en plántulas					
	LR (mm)	LA (mm)	PFR (g)	PSA (mg)	PFA (g)	PSR (mg)
T1 (Testigo)	47.25 a	26.78 a	0.12 a	0.007 a	0.20 b	0.0014 b
T2 (0.01, 4)	66.83 a	37.90 a	0.09 a	0.019 a	0.38 a	0.005 a
T3 (0.01, 8)	63.49 a	35.46 a	0.10 a	0.017 a	0.33 ab	0.004 ab
T4 (0.05, 4)	54.21 a	26.96 a	0.07 a	0.015 a	0.27 ab	0.004 ab
T5 (0.05, 8)	55.62 a	31.69 a	0.05 a	0.014 a	0.23 ab	0.003 ab
D*TI	NS	NS	NS	NS	NS	NS
CV %	66.28	45.07	83.97	24.58	32.18	21.40

Tratamiento (T), Longitud radicular (LR), Longitud aérea (LA), Peso fresco radicular (PFR), Peso fresco aéreo (PFA), PSR (Peso seco radicular), Peso seco aéreo (PSA), Dosis de brasinólida (D), Tiempo de inmersión (TI), Coeficiente de variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y tiempo de inmersión usadas para cada tratamiento (Duncan, $P \leq 0.05$).

3.1.4. Conclusiones y recomendaciones

El estudio mostró que la brasinólida mejoró la germinación (con un 100 %) de semillas de jitomate 'Cid F1', aunque sin acelerar la velocidad de germinación, ni afectar el vigor de las semillas.

En las plántulas, el tratamiento con brasinólida a una concentración de 0.01 mg L⁻¹ con un tiempo de inmersión de 4 horas aumentó el peso fresco aéreo y peso fresco de raíz y la acumulación de biomasa en la misma.

Aunque la aplicación de brasinólida en concentraciones óptimas (0.01 mg L⁻¹) empleado un periodo de cuatro horas optimiza la absorción del fitoregulador sin saturar las semillas, y representa una estrategia viable para mejorar la germinación tomate var. Cid F1, se observa un balance entre eficiencia y uso racional del producto, se recomienda realizar estudios adicionales con más réplicas, tiempos de evaluación extendidos y análisis moleculares para confirmar los mecanismos de acción.

3.2. Etapa II. Efecto de los brasinoesteroides en la calidad poscosecha del jitomate.

3.2.1. Materiales

El estudio se llevó a cabo en el invernadero 5 ubicado en el campo experimental La Trinidad de la Universidad Autónoma Chapingo, en las coordenadas 19°48'27.6" N; 98°87'06.6" O, con una altitud de 2,246 msnm, con clima templado subhúmedo en el centro y este, cálido subhúmedo en el suroeste y semiseco en el noreste, con temperatura anual de 14.7 °C, con temperatura máxima de 25°C.

Se utilizaron semillas de jitomate variedad Cid F1 (Harris Moran). Los tratamientos consistieron en la aplicación foliar de un regulador de crecimiento a base de brasinólida.

3.2.2. Diseño experimental

El experimento se organizó siguiendo un diseño completamente al azar con un arreglo de tratamientos de parcelas divididas 3 × 2 y un testigo, incorporando así un total de siete tratamientos diferentes con tres repeticiones cada uno. Cada tratamiento consistió en seis plantas, siendo un total en cada repetición de 42 plantas de jitomate variedad Cid F1. Los tratamientos se muestran en el cuadro 7.

Cuadro 7. Diseño experimental completamente al azar con un arreglo de tratamientos en parcelas divididas 2 x 3, y un testigo absoluto.

	Factor A	Factor B*
T1 (Testigo)	0	0
T2	0.01 mg L ⁻¹	Cada 7 días
T3	0.01 mg L ⁻¹	Cada 14 días
T4	0.01 mg L ⁻¹	Cada 21 días
T5	0.05 mg L ⁻¹	Cada 7 días
T6	0.05 mg L ⁻¹	Cada 14 días
T7	0.05 mg L ⁻¹	Cada 21 días

Factor A (Concentración de brasinólida), Factor B (Frecuencia de aplicación) *Aplicaciones después del trasplante y hasta el 4to racimo (85 días).

Germinación

La siembra de semillas se realizó el 16 de abril 2025, en charolas de unicel de 200 cavidades (desinfectadas con cuaternario de amonio al 10 %, 5 mg L⁻¹ de

agua), posteriormente se llenaron con sustrato peatmos + agrolita (2:1, v:v), y humedecidas con suficiente agua.

Se designó una charola por repetición, se usaron seis semillas por tratamiento, y de acuerdo con los resultados obtenidos en la primera del experimento se usó la concentración y tiempo de inmersión con mejores resultados para el tratamiento a las semillas (0.01 mg L^{-1} , con 4 horas de inmersión), con excepción del testigo (sin ningún tratamiento). Se sembró una semilla por cavidad, una vez sembradas (profundidad de 2 a 3 mm) se cubrieron con una capa fina de vermiculita. Se taparon las charolas con plástico negro y se colocaron en un espacio a una temperatura de 25°C , se revisaron después de 48 y 72 horas, e iniciada la emergencia, las charolas se trasladaron al invernadero.

Crecimiento en el invernadero

Una vez colocadas las charolas en el invernadero, el riego se realizó sólo con agua los primeros 15 días después de la germinación y posteriormente se realizó el riego con solución Ultrasol inicial (Micro-Mix, Holanda) disuelto al 1 %. A todas las plántulas que recibieron tratamiento previo de brasino se le aplicó semanalmente (4) de manera foliar brasinos a una concentración de 0.05 mg L^{-1} a partir de la aparición de 2 hojas verdaderas en las plántulas, y excepto al testigo.

Trasplante

La separación entre plantas fue de 0.30 m, la densidad de población aproximada fue de 3 plantas/m². El trasplante de plántulas se realizó 35 días después de la siembra, con un tamaño de 10 cm aproximadamente, en bolsas de polietileno negro de 4x4 de 40 litros, calibre 600, con sustrato tezontle, 5 días antes del trasplante el tezontle se desinfectó con cuaternario de amonio (250 ppm), y un día antes de trasplante las charolas se dejaron humedecidas. Después del trasplante se inició con las aplicaciones foliares, y una aplicación al “drench” de aminoácidos (Amin Amin R: 2.5 mg L^{-1} y enraizador (Raizal 400, 2 g L^{-1} para el establecimiento y arranque de las plántulas.

Al segundo día del trasplante se inició con las aplicaciones de acuerdo con los tratamientos: Concentración vs frecuencia de aplicación (0.01 mg L^{-1} y 0.05 mg L^{-1} ; cada 7, 15 y 21 días de aplicación).

Fertilización

En todos los tratamientos, se usó la solución nutritiva de Steiner, la cual se ajustó de acuerdo con la etapa de las plantas: desarrollo vegetativo, floración, fructificación, y cosecha.

Cuadro 8. Relación entre aniones y cationes en porcentaje (%) requerido para jitomate. Steiner (1961).

Solución	Aniones			Cationes			
	NO_3^-	H_2PO_4^-	SO_4^{2-}	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	NH_4^+
	Relación porcentual en molc m^{-3}						
Steiner	60	5	35	40	44	16	-

Fuente: Steiner (1961).

Manejo

Se realizó podas de formación (20-30 días del trasplante), poda de yemas y chupones (entre los 30-90 días después del trasplante), no se dejó que alcanzaran tamaños mayores a 10 cm, podas de hojas, podas de flores y frutos, y después de tener el cuajado del cuarto racimo se despuntó las plantas. Para cada tipo de poda se usó cuaternario de amonio al 1 % para la desinfección de herramientas. La polinización se realizó con abejorros, los cuales se incorporaron 1 semana después de iniciada la floración. Para el manejo integrado de plagas y enfermedades se empleó aplicaciones semanales de forma preventiva.

Cosecha

Se cosechó los frutos con 65 días después de plena floración, que es cuando se manifiesta un incremento de contenidos de sólidos solubles, como lo reportaron Casierra-Posada et al. (2007), se seleccionó frutos de color rojo, con madurez de consumo. La cosecha de los frutos fue en los racimos 1, 2 y 3, aplicando un muestreo al azar de tres frutos por tratamiento.

Análisis poscosecha

Peso: Todos los frutos se pesaron en gramos (g), en una báscula digital (Scout Pro SP2001, $\pm 0.1 \text{ g}$).

Rendimiento: Peso total en gramos (g) de frutos cosechados por unidad de área.

Longitud: Los frutos se midieron en centímetro (cm) con un vernier digital (± 0.1).

Diámetro: Los frutos se midieron en centímetro (cm) con un vernier digital (± 0.1).

Firmeza: La firmeza se determinó con un texturómetro (Mecmesin Compact Guague 200 N) con punzón de 7 mm de diámetro, cuya fuerza se expresó en newtons (N).

pH: Se licuó 10 g de tomates enteros, se agregó en un vaso de precipitado y se midió directamente el pH con un potenciómetro eléctrico marca HANNA Instruments, modelo HI991301, con rango de 0-20 mS $\text{cm}^{-1} \pm 0.01$.

Acidez titulable: Se licuó 10 g de pulpa (sin piel ni semillas) de jitomate con 50 ml de agua destilada, se registró el volumen total, se pasó a filtrar y del filtrado se tomó una alícuota de 5 ml de jugo, se colocó en un matraz Erlenmeyer y se agregó tres gotas de fenolftaleína, en seguida se tituló con NaOH 0.1 N y se obtuvo el porcentaje de AT con la siguiente formula:
Ácido cítrico

$(\%) = [(V \text{ NaOH}) \times (N \text{ NaOH}) \times (\text{meq. de } \text{ác. Cítrico}) \times 100] / \text{g de jugo.}$

Donde: V es el volumen total de jugo y N es normalidad del NaOH.

Se realizó de acuerdo con el método AOAC 942.15 (AOAC, 1995).

Color: Los parámetros de color se midieron con un colorímetro (3nh, NR20XE, Shenzhen, China) en frutos de diferente estado de madurez (USDA, 2005), que registró los valores de luminosidad (L^*), C (Chroma: eje color verde-rojo) y h° (hue angle: eje azul-amarillo), los valores se calcularon con las fórmulas: $C = \sqrt{a^2 + b^2}$ y $h = \text{arcotangente}(\frac{a}{b})$ (McGuire, 1992).

Sólidos solubles totales (°Brix): Se determinó mediante un refractómetro digital portátil ATAGO PAL-1 de la marca Pocket® (0 a 53 %). Para lo cual se molió 10 g de fruto con piel y semillas, y se colocó dos gotas en el prisma del equipo y se tomó la lectura. Los resultados se expresaron en porcentaje de °Brix.

Análisis de minerales:

Potasio: el fruto fue digerido con mezcla diácida y determinado por espectrofotometría de emisión de flama. El cual consistió en: encender el fotómetro y permitir que se estabilice, se ajustó la longitud de onda o filtro específico para potasio (766 nm), aspirar el blanco y ajustar la lectura a cero, aspirar la muestra problema y registrar la señal, se interpoló en la curva para curva para obtener la concentración (se registró en %) de potasio en la muestra (Holiday & Preedy, 1953).

Calcio y magnesio: el fruto fue digerido con mezcla diácida y determinado por espectrofotometría de absorción atómica. Procedimiento: Una vez encendido el AAS, se ajusta gases y se esperó a la estabilización, se selecciona la lámpara de Ca y Mg, y fijar la longitud de onda correspondientes, después se aspiró al blanco para cero absorbancias, se aspiran la muestra y se registra absorbancia, se interpoló en la curva para obtener concentración (se registró en %) (Welz & Sperling, 1998).

Licopeno: Metodología modificado de Suica-Bunghez, et al (2011). Se pesó 5 g de pulpa de jitomate (sin piel ni semillas), y en un matraz Erlenmeyer cubierto con papel aluminio se realizó una mezcla total de 25 mL de solventes orgánicos: Hexano; acetona; etanol en proporción 2:1:1 (v:v:v) y 12.5 mg de BHT. Las mezclas se realizaron en el siguiente orden: a) Mezcla de 12.5 mg de BHT con 6.25 mL de acetona, b) Se agrega la mezcla anterior en 6.25 mL de etanol (agitación constante) y finalmente agregar 12.5 mL de hexano. Después se molió en licuadora los 5 g de pulpa de jitomate con los 25 mL de mezcla de solventes, y se vertió la mezcla en un tubo de ensayo (cubierto previamente con papel aluminio), se tapó y se dejó reposar 1 a 2 minutos para recuperar el sobrenadante (extracto de licopeno) en celdas de vidrio para su cuantificación (se realizó diluciones con hexano en casos necesarios) en el espectrofotómetro a una absorbancia de 472 nm.

Para el cálculo del contenido de licopeno se usó la siguiente fórmula:

Peso de muestra = 5 gramos

Volumen aforado = 25 mL

Despejar X de la fórmula de la recta:

$$X = \frac{y}{51.776} \quad (\text{mg mL}^{-1})$$

Fórmula para calcular mg 100 g⁻¹ de peso fresco (PF):

$$\text{Licopeno} = \frac{[(\text{Volumen aforado} * X) / 1 \text{ mL}] * 100 \text{ g}}{\text{Peso de muestra}}$$

Análisis estadístico

Para evaluar el efecto de los tratamientos sobre el desarrollo y calidad poscosecha del jitomate se hizo un análisis de varianza (ANOVA) completamente al azar con un arreglo de parcelas divididas y contrastes. Las diferencias entre medias se compararon mediante la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$) se utilizó el software estadístico SAS (versión 9.4).

3.2.3. Resultados y discusión

Efecto de brasinólida en el crecimiento del cultivo de jitomate.

Los resultados obtenidos (Cuadro 9) mostraron que la aplicación de brasinoesteroides no generó diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en la variable altura, en los tratamientos T2 al T7 en comparación con el testigo. Este comportamiento sugiere que bajo las condiciones del experimento las concentraciones y frecuencias de aplicación usadas probablemente no fueron suficientes para inducir una respuesta evidente en el crecimiento de las plantas de jitomate. Varios autores han reportado que el efecto de los brasinoesteroides sobre la elongación del tallo depende de la dosis, especie, el estado fenológico de la planta (Clouse & Sasse, 1998; Bajguz & Hayat, 2009) o cuando las condiciones ambientales son óptimas (Hussain et al., 2020). Por otro lado, Yu et al. (2023), documentaron que la aplicación exógena de brasinoesteroides tiene efectos positivos sobre crecimiento en cultivos hortícolas. También otros reportes han mostrado que los brasinoesteroides han promovido la división y alargamiento celular, incrementando la altura de cultivos como el arroz o el pepino (Khripach et al., 2000), lo que no sucedió en este experimento.

Cuadro 9. Comparación de medias de altura de plantas de jitomate durante 56 días después del trasplante.

T	D (mg L ⁻¹)	F (Días)	7 DDT	14 DDT	21 DDT	28 DDT	35 DDT	42 DDT	49 DDT	56 DDT
1	0.00	0	5.75 a	11.63 a	16.71 a	31.97 a	62.22 a	82.61 a	109.94 a	132.61 a
2	0.01	7	6.53 a	11.86 a	17.58 a	32.36 a	63.17 a	81.89 a	107.33 a	131.83 a
3	0.01	14	6.35 a	12.58 a	18.72 a	33.64 a	64.17 a	84.44 a	107.22 a	130.72 a
4	0.01	21	6.79 a	12.61 a	16.53 a	30.83 a	59.39 a	79.00 a	103.28 a	123.39 a
5	0.05	7	6.53 a	11.74 a	17.11 a	31.64 a	61.56 a	80.28 a	106.61 a	129.06 a
6	0.05	14	6.54 a	12.50 a	18.03 a	31.72 a	62.22 a	75.78 a	105.28 a	127.00 a
7	0.05	21	6.59 a	11.89 a	12.33 a	32.00 a	65.22 a	85.83 a	109.67 a	131.78 a
DMSH			1.40	1.84	11.87	7.31	8.48	11.56	12.61	11.60
CV (%)			7.81	5.45	25.47	8.19	4.86	5.18	4.23	3.21

Concentración de brasinólida(D), F (Frecuencia de aplicación en días), DDT (Días después de trasplante). Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y frecuencias de aplicación usadas para cada tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$).

Efecto de brasinólida en la calidad poscosecha del cultivo de jitomate.

En el rendimiento (cuadro 10) se observó que existieron diferencias estadísticas altamente significativas entre el tratamiento T3 (834.18 g por racimo) comparado con el testigo (639.74 g por racimo) y el T7(628.06 g por racimo). Lo que concuerda con varios autores, donde se ha hecho la aplicación exógena de brasinólida con efectos positivos en el rendimiento del cultivo de jitomate, Yadav et al (2023) indicaron que el uso de brasinoesteroides contribuyó al aumentar el rendimiento en el jitomate y mejorar la asimilación del nitrógeno. Asimismo, Maia et al (2022) encontraron que los brasinos ayudan a la protección de rendimiento en cultivos bajo estrés. En otros cultivos como maíz, Maia et al. (2022) indicaron que la aplicación foliar de brasinoesteroide permitió mayor producción comparada con controles salinos, por la eficiencia fotosintética, las relaciones hídricas y el sistema de defensa antioxidante. Esto sucede según Sharma et al. (2013), quienes mencionaron que los brasinoesteroides incrementaron la actividad de enzimas de antioxidantes como el superóxido dismutasa (SOD) y la catalasa (CAT), reduciendo la acumulación de especies reactivas de oxígeno y preservando la integridad de las membranas celulares, lo cual puede contribuir indirectamente al mantenimiento de la fotosíntesis y a un llenado más eficiente

de los frutos. Así también Wen-Hui (2020) ha señalado que el aumento de la señal de brasinoesteroides puede contribuir a mejorar el estado nutricional, por el incremento del transporte de carbohidratos desde los tejidos fuente a los tejidos sumidero, y aumentar el tamaño de los frutos y por consecuencia incrementar el rendimiento.

Respecto al número de flores (cuadro 10), no se observó diferencias significativas ($p \leq 0.05$), lo que sugiere que los brasinoesteroides en las concentraciones utilizadas no ejercieron un efecto promotor sobre la inducción floral ni sobre la diferenciación de estructuras reproductivas. Resultados similares fueron obtenidos por Fariduddin et al. (2014), quienes señalaron que la respuesta floral a la aplicación de brasinoesteroides puede variar entre especies y depende de la interacción con otras hormonas como las giberelinas y auxinas. También El-Beltagi et al (2023) encontraron que la aplicación de brasinoesteroides preserva el número de flores en tratamientos con estrés. Aunque, Yu et al. (2023) mostraron que tratamientos con brasinoesteroides favorecieron parámetros reproductivos, las plantas tratadas mantuvieron mayor número de flores y recuperación de flores en plantas con estrés.

En la variable peso del fruto (cuadro 10), se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en los tratamientos T2 (155.99 g), T3 (155.58 g) y T5 (156.37 g) en comparación con el tratamiento testigo (126.77 g). Por otra parte, todos los tratamientos a los que se les aplicó brasino, no presentan diferencias estadísticas entre ellos, y tienen valores de tamaño mayores al testigo. Esto sugiere que puede existir un efecto estimulante de la aplicación exógena de brasinos sobre el llenado y desarrollo del fruto. Lo que concuerda con Anjum et al. (2011), quienes observaron que la aplicación foliar de brasinólida en jitomate incrementó el número y peso de frutos por planta, así como el rendimiento total por unidad. Así también, Sridhara et al. (2021), encontraron que la aplicación de un homobrasinólida mejoró significativamente el peso de frutos de jitomate. Debido a que los brasinoesteroides activan la división celular (mediante la regulación de programas génicos de proliferación) y la expansión celular (ciclinas, expansinas, genes del ciclo celular), lo que resulta en un mayor peso de fruto

(Meng et al., 2023), al mismo momento que mejora la fotosíntesis (estabilidad de PSII y transporte electrónico), lo que incrementa la producción de azúcares en hojas, favoreciendo así su movilización hacia el fruto, lo que se traduce en más sustrato para crecimiento del fruto y mayor acumulación de materia seca y soluble (Hu et al., 2022).

Cuadro 10. Rendimiento, número de flores y peso evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.

T	D (mg L ⁻¹)	F (Días)	Rendimiento (g)	Número de flores	Peso (g)
1	0.00	0	639.74 b	6.96 a	126.77 b
2	0.01	7	754.09 ab	7.00 a	155.99 a
3	0.01	14	834.18 a	6.98 a	155.58 a
4	0.01	21	683.89 ab	7.09 a	150.40 ab
5	0.05	7	705.44 ab	7.20 a	156.37 a
6	0.05	14	730.48 ab	6.91 a	149.92 ab
7	0.05	21	628.06 b	7.21 a	144.99 ab
DMSH			4017.21	0.22	83.25
CV %			8.92	6.63	6.14

Tratamiento (T), Concentración de brasinólida (D), F (Frecuencia de aplicación). Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y frecuencias de aplicación usadas para cada tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$).

En cuanto al color (L^* , Hue y Chroma) no se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos en todas las variables evaluadas (Cuadro 11). Esta respuesta puede atribuirse a que el contenido de pigmentos se encuentra fuertemente regulado por la madurez fisiológica y por factores genéticos, más que por la acción hormonal externa (Bishop et al., 2019). En otro reporte, en jitomate, Luo et al (2025) señalaron que la 24-epibrasinólida aceleró la maduración y puede degradar compuestos fenólicos/carotenoides, lo que se traduce a mejor color interno y el color externo varía según el cultivar. Y en frutos rojos/no climatéricos como uvas, fresas y frutillas, la aplicación foliar de brasinoesteroides aumenta la coloración en ellas (Garrido-Auñón, 2025). Aunque en algunos casos los brasinoesteroides favorecen la degradación de la síntesis de pigmentos

durante la maduración (Yuan et al., 2010). Las investigaciones anteriormente mencionadas no fueron estadísticamente detectables.

Respecto a la longitud del fruto (cuadro 11), los tratamientos T2, T3, T4, y T5 mostraron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) con respecto al testigo (6.99 cm), T6 (7.00 cm) y T7 (6.36 cm). Al observar todos los tratamientos, se detecta que el T7 (0.05 mg L⁻¹, 21 días) produce un efecto de menor alargamiento sobre los frutos. Todo lo anterior coincidió con Luo et al. (2025) donde la aplicación exógena de brasinos modifica las características del fruto mediante procesos de expansión celular obteniendo mayor longitud en frutos, dependiendo de concentración y momentos de aplicación. Yu et al. (2022) mencionaron que los brasinoesteroides muestran un vínculo directo entre la señalización de BR (vía BZR1) y activación de genes que definen la forma del fruto.

En cuanto al diámetro (cuadro 11), se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en los tratamientos T2, T3, T4 y T5 en comparación con el testigo (5.16 cm) y el T7 (5.60 cm), lo que se atribuye a que la brasinólida aumenta del calibre de los frutos en algunos casos. Li et al (2025), mostraron evidencias de que los brasinos afectó la pared celular y expansión mediante mecanismos moleculares (activación de receptores, cascada de señales, desfosforilación y entrada al núcleo de BZR1/BES1, para la regulación de expansinas y genes de forma), lo que establece el puente para el crecimiento de los frutos (longitud/diámetro).

De acuerdo con el cuadro 12 todos los tratamientos con aplicación de brasino aumentaron la firmeza con valores desde 15.74 hasta 17.72 N, valor mayor al testigo con excepción del T3. Por lo que se observa que la aplicación exógena de los brasinoesteroides aumentó la firmeza poscosecha. Este incremento puede atribuirse a la función de los brasinos en la modulación de la síntesis y organización de los componentes de la pared celular, tales como la celulosa, hemicelulosa y pectinas. Según Zhao y Li (2012), los brasinoesteroides regulan genes asociados con la biosíntesis de lignina y con la deposición de celulosa que ayuda a fortalecer la pared celular y aumentar la resistencia mecánica de los tejidos. Asimismo, Li et al. (2016) mencionaron que la

aplicación de brasinólida en frutos de jitomate retrasó la degradación de pectinas solubles, el cual redujo la pérdida de firmeza durante la maduración. Por otro lado, Divi & Krishna (2009) señalaron que los brasinoesteroides pueden retrasar los efectos del etileno al disminuir la expresión de genes que promueven la degradación de la pared celular, lo que prolonga la firmeza del fruto. Asimismo, Champa et al. (2015) indicaron que la aplicación de brasinoesteroides favorece a los atributos poscosecha en las uvas, entre ellos la firmeza.

Cuadro 11. Color (L, Hue y Chroma), longitud y diámetro evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.

T	D (mg L ⁻¹)	F (Días)	Color			Longitud (cm)	Diámetro (cm)
			L	Hue	Chroma		
1	0.00	0	30.70 a	1.04 a	36.61 a	6.99 b	5.16 c
2	0.01	7	30.33 a	1.05 a	36.61 a	7.70 a	6.05 a
3	0.01	14	31.03 a	1.00 a	39.94 a	7.75 a	6.04 a
4	0.01	21	31.21 a	1.02 a	37.49 a	7.93 a	6.14 a
5	0.05	7	31.67 a	1.05 a	37.04 a	7.79 a	6.12 a
6	0.05	14	30.78 a	0.93 a	38.25 a	7.00 b	5.63 b
7	0.05	21	31.41 a	0.95 a	39.97 a	6.36 c	5.60 b
DMSH			0.72	12.91	1.90	0.02	0.02
CV %			2.74	18.04	4.36	1.67	2.37

Tratamiento (T), Concentración de brasinólida (D), F (Frecuencia de aplicación). Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y frecuencias de aplicación usadas para cada tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$).

Los valores de °Brix (cuadro 12) no mostraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos, lo que sugiere que los brasinoesteroides no alteraron el metabolismo de azúcares. Estos resultados concordaron con Anwar et al. (2018), que observaron que la aplicación foliar de brasinoesteroides en jitomate no modificó significativamente los sólidos solubles del fruto, aunque sí mejoró otros parámetros como el rendimiento y la firmeza. Aunque existe evidencia que el tratamiento con brasinoesteroides promueve la acumulación de azúcares solubles, como fructosa y glucosa,

alcanzando su valor más alto en las etapas finales de maduración del tomate (Luo et al., 2025), lo cual no sucedió en los tratamientos aplicados.

En el pH y acidez titulable (cuadro 12) no se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos. Se reporta que la influencia de los brasinos en la acidez titulable y el pH está estrechamente ligada a la modulación de la proporción azúcar/ácido, un buen indicador de la calidad y maduración del fruto (Maia et al., 2022; Luo et al., 2025), valores que en este caso se mantuvieron sin diferencias estadísticas entre tratamientos comparados con el testigo, y por lo tanto no alteran el sabor del fruto. Garrido-Auñón (2024) mencionaron que, en cultivos como fresa y uva, el uso de brasinos incrementó el contenido de azúcar soluble en los frutos, aunque los cambios en pH y acidez titulable dependen de la especie, variedad, concentración, tipo de brasinoesteroide momentos de aplicación y condiciones ambientales.

Cuadro 12. Firmeza, °Brix, pH y acidez titulable evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.

T	D (mg L ⁻¹)	F (Días)	Firmeza (N)	°Brix	pH	Acidez titulable (%)
1	0.00	0	13.01 b	5.23 a	4.89 a	0.32 a
2	0.01	7	16.43 a	5.13 a	4.95 a	0.31 a
3	0.01	14	15.74 ab	5.40 a	4.92 a	0.28 a
4	0.01	21	15.86 a	5.33 a	4.91 a	0.30 a
5	0.05	7	16.98 a	5.32 a	4.91 a	0.30 a
6	0.05	14	17.27 a	5.52 a	4.91 a	0.30 a
7	0.05	21	17.72 a	5.43 a	4.91 a	0.32 a
DMSH			0.93	0.06	0.0009	0.0003
CV %			5.96	4.68	0.61	6.41

Tratamiento (T), Concentración de brasinólida(D), F (Frecuencia de aplicación), Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentraciones y frecuencias de aplicación usadas para cada tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$).

Con relación a la clorofila total (cuadro 13), hay ausencia de diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos. Furio et al. (2022) señalaron que los efectos positivos de la aplicación de brasinoesteroides en las plantas

son más claros bajo estrés ambiental (sal, frío, exceso/defecto de luz), y en condiciones óptimas, el efecto sobre el contenido de clorofila puede ser menor o variable. Maia et al. (2022) mencionaron que plantas sin estrés el efecto en el incremento de la clorofila puede ser modesto. Así también Zhang et al. (2024) indicaron que la aplicación de brasinos suelen aumentar el contenido de clorofila en hojas de jitomate cuando las plantas están sometidas a algún tipo de estrés (frío, salinidad, luz, etc).

En cuanto al contenido de licopeno (cuadro 13) se encontró diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en el tratamiento T3 (36.13 mg 100 g⁻¹ de PF) en comparación al T2 y T6, siendo T3 el de mayor contenido de licopeno. El incremento del licopeno podría deberse a que los brasinoesteroides estimularon la actividad de enzimas relacionadas con la ruta biosintética de los carotenoides, como la fitoeno sintasa y el licopeno β -ciclase, promoviendo una mayor síntesis de licopeno durante la maduración del fruto (Yuan et., 2010; Fariduddin et al., 2014). En general, el efecto positivo que se observó podría estar relacionado con la capacidad de que los brasinoesteroides pueden regular la expresión de genes involucrados en la maduración y coloración de frutos, incrementando la síntesis de pigmentos rojos, característicos del jitomate (Bishop et al., 2019). Por otro lado, Vardhini y Rao (2012) mencionaron que la aplicación de brasino a concentraciones elevadas podrían no ser tan efectivas o incluso inhibir parcialmente la síntesis de licopeno, posiblemente por alterar el equilibrio hormonal interno de la planta, lo que no sucede en esta investigación a las dosis que se empleó sin afectar la producción de antioxidantes.

Cuadro 13. Clorofila total y licopeno evaluadas de frutos de plantas de jitomate tratadas con brasinólida.

T	D (mg L ⁻¹)	F (Días)	Clorofila total (mg por cada 100 g de peso fresco)	Licopeno (mg por cada 100 g de peso fresco)
1	0.00	0	121.37 a	22.90 ab
2	0.01	7	141.78 a	21.57 b
3	0.01	14	149.94 a	36.13 a
4	0.01	21	168.66 a	32.29 ab
5	0.05	7	161.44 a	26.48 ab

6	0.05	14	160.24 a	22.22 b
7	0.05	21	148.78 a	26.77 ab
DMSH			595.43	22.59
CV (%)			16.04	17.66

Tratamiento (T), Concentración de brasinólida(D), F (Frecuencia de aplicación), Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y frecuencias de aplicación usadas para cada tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$).

Contrastes

En análisis de contrastes (tablas 14, 15 y 16) mostró diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre el testigo y los tratamientos, en las variables rendimiento, longitud, diámetro y firmeza, mientras que en las variables restantes no se detectaron diferencias significativas.

El contraste T1 vs el conjunto de los T2 al T7 mostró diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en peso, longitud, diámetro y firmeza del fruto, lo que indica que la aplicación exógena del regulador incrementa la capacidad de acumular materia seca y agua, por el aumento de tamaño y masa y calidad poscosecha.

En el contraste T1 vs 0.01 mg L^{-1} , la variable rendimiento, longitud, diámetro y firmeza del fruto, fue significativamente ($p \leq 0.05$) mayor, lo que muestra que esta concentración fue la más efectiva para elevar la productividad del cultivo. Por el contrario, el contraste T1 vs 0.05 mg L^{-1} no mostró diferencias para las variables mencionadas, lo que nos sugiere que no necesariamente concentraciones altas mejoran la respuesta productiva.

En cuanto al contraste T1 vs las dos concentraciones 0.01 mg L^{-1} y 0.05 mg L^{-1} , ambos fueron altamente significativos ($p \leq 0.05$) para las variables, longitud, diámetro y firmeza del fruto, por lo que se puede observar que la aplicación de brasinólida promueve la expansión celular, independientemente de la dosis, aunque con ligera ventaja a la concentración baja.

En conjunto, los resultados de los contrastes y el análisis de interacciones demostraron que el efecto de la brasinólida en el jitomate es dependiente de la relación entre las concentraciones a usar y las frecuencias de aplicación, lo que refuerza la necesidad de optimizar las condiciones de aplicación para

maximizar el beneficio fisiológico del regulador sin generar efectos negativos por exceso o deficiencia.

Asimismo, el coeficiente de variación obtenido en las variables evaluadas se mantuvo dentro de los intervalos aceptables para experimentos en invernadero, variando entre 1.67 % a 19.37 %. Y de acuerdo con Gómez & Gómez (1984), valores inferiores al 20 % son indicativos de buena homogeneidad de las observaciones y confiabilidad en las repeticiones de los tratamientos.

Cuadro 14. Contrastes entre el testigo y concentración de brasinólida sobre el rendimiento, número de flores, peso y color (L, Hue y Chroma).

Contraste	Rendimiento (g)	No. flores	Peso (g)	Color		
				L	Hue	Chroma
T1 vs T2-T7	NS	NS	0.0008***	NS	NS	NS
T1 vs D1	0.0165*	NS	0.0008***	NS	NS	NS
T1 vs D2	NS	NS	0.0022**	NS	NS	NS
DMSH	4017.21	0.22	83.25	0.72	0.0039**	6.39
CV (%)	8.92	6.63	6.14	2.74	6.17	6.68

Tratamiento (T), Concentración 0.01 mg L⁻¹ de brasinólida (D1), Concentración 0.05 mg L⁻¹ de brasinólida (D2), No significativo (NS). Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). *Valores con diferencias estadísticas significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). ** Valores con diferencias estadísticas altamente significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). *** Valores con diferencias estadísticas muy altamente significativas (Tukey, $P \leq 0.05$).

Cuadro 15. Contrastes entre el testigo y concentración de brasinólida sobre la longitud, diámetro, firmeza y °Brix.

Contraste	Longitud (cm)	Diámetro (cm)	Firmeza (N)	°Brix
T1 VS T2-T7	<0.0001***	<0.0001***	<0.0001***	NS
T1 vs 0.01	<0.0001***	<0.0001***	0.0005***	NS
T1 vs 0.05	<0.0001***	<0.0001***	<0.0001***	NS
DMSH	0.02	0.02	0.93	0.06
CV (%)	1.67	2.37	5.96	4.68

Tratamiento (T), Concentración 0.01 mg L⁻¹ de brasinólida (D1), Concentración 0.05 mg L⁻¹ de brasinólida (D2), No significativo (NS). Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). *Valores con diferencias estadísticas significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). ** Valores con diferencias estadísticas altamente significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). *** Valores con diferencias estadísticas muy altamente significativas (Tukey, $P \leq 0.05$).

Cuadro 16. Contrastes entre el testigo y concentración de brasinólida sobre el pH, acidez titulable, clorofila total y licopeno.

Contraste	pH	Acidez titulable (%)	Clorofila Total (mg por cada 100 g de peso fresco)	Licopeno (mg por cada 100 g de peso fresco)
T1 VS T2-T7	NS	NS	NS	NS
T1 vs 0.01	NS	NS	NS	0.04*
T1 vs 0.05	NS	NS	NS	NS
DMSH	0.0009	0.0003	592.43	22.59
CV (%)	0.61	6.41	16.04	17.66

Tratamiento (T), Concentración 0.01 mg L⁻¹ de brasinólida (D1), Concentración 0.05 mg L⁻¹ de brasinólida (D2), No significativo (NS). Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). *Valores con diferencias estadísticas significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). ** Valores con diferencias estadísticas altamente significativas (Tukey, $P \leq 0.05$). *** Valores con diferencias estadísticas muy altamente significativas (Tukey, $P \leq 0.05$).

En la comparación de medias los valores para calcio y magnesio son muy similares entre sí, sólo para el caso de potasio se observó valores variados (Cuadro 17). Existen reportes de que los BRs modulan la absorción y la homeostasis iónica en plantas: Al aplicarse exógenamente se han observado una mejor conservación de macronutrientes esenciales (N, K, Ca) en condiciones de estrés y una reducción en la acumulación de iones tóxicos en tejidos sensibles (Ahmad et al., 2018). Por ejemplo, Riboldi et al. (2018) mencionaron que el uso de brasinoesteroides puede aumentar el contenido de Ca en fruto y reducir la incidencia de BER (“blossom-end” en frutos), un problema directamente relacionado con baja disponibilidad y/o transporte de Ca hacia el fruto, sin embargo, esto sucede de acuerdo con las concentración y tipo de brasino usado.

Cuadro 17. Comparación de medias de calcio (Ca), potasio (K) y magnesio (Mg) en frutos de jitomate bajo diferentes concentraciones de brasinólida y frecuencias de aplicación.

Tratamiento	C (mg L ⁻¹)	F (Días)	Ca (%)	K (%)	Mg (%)
T1	0	0	0.04 a	0.70 a	0.10 a
T2	0.01	7	0.04 a	0.66 a	0.10 a
T3	0.01	14	0.04 a	0.71 a	0.10 a
T4	0.01	21	0.04 a	0.71 a	0.09 a
T5	0.05	7	0.04 a	0.88 a	0.10 a

T6	0.05	14	0.04 a	0.79 a	0.10 a
T7	0.05	21	0.05 a	0.71 a	0.10 a
DMSH			0.0001	0.08	0.0001
CV %			25.40	39.17	13.14

Concentración de brasinólida (C), F (Frecuencia de aplicación), Diferencia Mínima Significativa Honesta (DMSH), Coeficiente de Variación (CV). Valores con diferente letra en cada columna indican diferencias estadísticamente significativas entre concentración y frecuencias de aplicación usadas para cada tratamiento (Tukey, $P \leq 0.05$).

3.2.4. Conclusiones y recomendaciones

El estudio mostró que a una concentración de 0.01 mg L^{-1} de brasinólida, combinado con una frecuencia de aplicación de 14 días, mejoró notablemente el rendimiento en el cultivo y el aumento de contenido de licopeno en los frutos,

En las variables peso, longitud y diámetro de los frutos, los tratamientos óptimos fueron las concentraciones de 0.01 mg L^{-1} independientemente de la frecuencia de aplicación, y la concentración de 0.05 mg L^{-1} pero combinado con una frecuencia de aplicación de 7 días.

En cuanto a la firmeza se detectó que, a una mayor concentración, 0.05 mg L^{-1} de brasinólida y combinado con una frecuencia de aplicación de cada 21 días, proporcionó mayores beneficios en la variable.

En conjunto, este estudio sugiere que la aplicación exógena de brasinólida puede considerarse una estrategia prometedora para incrementar la producción y calidad poscosecha del jitomate, no obstante, la elección de concentraciones y frecuencias de aplicación dependerá del objetivo del productor.

4. Literatura citada

- Ahmad, P., Abd Allah, E. F., Alyemeni, M. N., Wijaya, L., Alam, P., Bhardwaj, R., & Siddique, K. H. M. (2018). Exogenous application of calcium to 24-epibrassinolide mediates salinity tolerance in tomato seedlings: 24-epibrassinosteroids mitigate NaCl toxicity by modifying the ascorbate–glutathione cycle and secondary metabolites. *Scientific Reports*, 8, Article 13515. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-31917-1>
- Anjum, S. A., Ashraf, U., Tanveer, M., Khan, I., Hussain, S., Shahzad, B., ... & Ashraf, M. (2011). Brassinolide application improves drought tolerance in maize through modulation of enzymatic antioxidants and leaf gas exchange. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 197(3), 177–185.
- Anwar, R., Tahir, I., & Rather, M. A. (2018). Exogenous application of brassinosteroids improves yield and quality of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of Applied Botany and Food Quality*, 91(1), 101-107.
- Association of Official Analytical Chemists. (1995). *Official methods of analysis*. AOAC International.
- Bajguz, A., & Hayat, S. (2009). Effects of brassinosteroids on the plant responses to environmental stresses. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47(1), 1-8.
- Bishop, G. J., Nomura, T., & Yokota, T. (2019). Biosynthesis and signal transduction of brassinosteroids. *Annual Review of Plant Biology*, 70(1), 131-159.
- Caroca, R., Zapata, N., & Vargas, M. (2016). Efecto de la temperatura sobre la germinación de cuatro genotipos de maní (*Arachis hypogaea* L.). *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences*, 32(2), 94–101.
- Casierra-Posada, F., Cardozo, M. C., & Cárdenas-Hernández, J. F. (2007). Análisis del crecimiento en frutos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivados bajo invernadero. *Agronomía Colombiana*, 25(2), 299–305.
- Castro-Lizazo, I., Calero Hurtado, A., Rodríguez Hernández, M. G., Peláez Casas, A., Martínez Balmori, D., & Pérez Díaz, Y. (2022). Potencialidades de dos bioestimulantes en la germinación y el crecimiento de las plántulas de tomate. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 23(1), Artículo e2343. https://doi.org/10.21930/rcta.vol23_num1_art:2343
- Champa, W. H., Gill, M., Mahajan, B., Arora, N., & Bedi, S. (2015). Brassinosteroids improve quality of table grapes (*Vitis vinifera* L.) cv. Fame Seedless. *Tropical Agricultural Research*, 26(2), 368–379. <https://doi.org/10.4038/tar.v26i2.8099>
- Chen, A., Wang, X., & Zhang, M. (2025). Do brassinosteroids enhance and improve their regulatory functions in seeds? *Seed Biology*, 4, Article e002. <https://doi.org/10.48130/seedbio-0025-0002>

- Clouse, S. D., & Sasse, J. M. (1998). Brassinosteroids: Essential regulators of plant growth and development. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 49, 427–451. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.49.1.427>
- Divi, U. K., & Krishna, P. (2009). Brassinosteroid: A biotechnological target for enhancing crop yield and stress tolerance. *New Biotechnology*, 26(3-4), 131-136.
- El-Beltagi, H., Pereira-Matos, Y. C., Lima, E., Teixeira Ribeiro, A., Lange, C., Batista, B., ... & Lobato, A. (2023). Exogenous 24-epibrassinolide reverses disturbances in zinc-stressed tomato by synergistically stimulating leaf structures, photosynthesis and growth. *South African Journal of Botany*, 159, 447–460. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.06.034>
- Fariduddin, Q., Yusuf, M., Hayat, S., & Ahmad, A. (2014). Brassinosteroids and their role in response of plants to abiotic stresses. *Biologia Plantarum*, 58(1), 9-17.
- Furio, R. N., Salazar, S. M., Mariotti-Martínez, J. A., Martínez-Zamora, G. M., Coll, Y., & Díaz-Ricci, J. C. (2022). Brassinosteroid applications improve abiotic stress tolerance, yield, and quality of strawberry. *Horticulturae*, 8(7), Article 572. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8070572>
- Garrido-Auñón, F., Puente-Moreno, J., García-Pastor, M. E., Zapata, P. J., Martínez-Romero, D., Serrano, M., & Valero, D. (2025). Preharvest brassinosteroid treatments as a useful tool to increase crop yield and red color in blood orange fruits. *Frontiers in Plant Science*, 16, Article 1654517. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1654517>
- Garrido-Auñón, F., Puente-Moreno, J., García-Pastor, M. E., Serrano, M., & Valero, D. (2024). Brassinosteroids: An innovative family of compounds that could affect the growth, ripening, quality and postharvest storage of fleshy fruits. *Plants*, 13(21), Article 3082. <https://doi.org/10.3390/plants13213082>
- Holiday, E. R., & Preedy, J. R. (1953). The precision of a direct-reading flame photometer for the determination of sodium and potassium in biological fluids. *Biochemical Journal*, 55(2), 214-220. <https://doi.org/10.1042/bj0550214>
- Hu, W.-H., Hu, X.-H., Liu, C., Wang, B.-Q., & Yan, X.-H. (2022). 24-epibrassinolide improved photosynthetic performance of chilled tomato by stabilizing electron transport chain and photosystem II function. *Biologia Plantarum*, 66, 178-187. <https://doi.org/10.32615/bp.2022.008>
- Hussain, M. A., Lin, W., Cheng, Y., Li, S., Ke, J., & Wang, L. (2020). Multifunctional role of brassinosteroids and its analogues in plants. *Plant Growth Regulation*, 92, 141-156.
- International Seed Testing Association. (2016). *Reglas internacionales para análisis de semillas* (Cap. 5). ISTA.
- Kandelinskaya, O. L., Topunov, A. F., & Grishchenko, E. R. (2007). Biochemical aspects of growth-stimulating effects of steroid

- phytohormones on lupine plants. *Applied Biochemistry and Microbiology*, 43, 324–331. <https://doi.org/10.1134/S0003683807030155>
- Khripach, V., Zhabinskii, V., & de Groot, A. (2000). Twenty years of brassinosteroids: Steroidal plant hormones warrant better crops for the XXI century. *Annals of Botany*, 86(3), 441–447. <https://doi.org/10.1006/anbo.2000.1227>
- Li, J., Yang, P., & Wang, L. (2016). Brassinosteroid delays fruit ripening by inhibiting ethylene biosynthesis and cell wall degradation in tomato (*Solanum lycopersicum*). *Postharvest Biology and Technology*, 117, 108–116.
- Li, L., Liu, H., Ke, J., Ke, D., & Wang, L. (2025). The BES1/BZR1 family transcription factor as critical regulator of plant stress resilience. *Plant Stress*, 15, Article 100730. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2024.100730>
- Liu, W. H. (2020). Engineered manipulation of brassinosteroid signal for better crop performance. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 854. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00854>
- Luo, S., He, X., Li, L., Liu, Z., Zhang, G., Lv, J., & Yu, J. (2025). Regulatory role of exogenous 24-epibrassinolide in tomato fruit quality. *BMC Plant Biology*, 25, Article 703. <https://doi.org/10.1186/s12870-025-06710-8>
- Maguire, J. D. (1962). Speed of germination-aids in selection and evaluation for seedling emergences and vigor. *Crop Science*, 2, 176–177.
- Maia Júnior, S. de O., Ribeiro de Andrade, J., do Nascimento, R., de Lima, R. F., Bezerra, C. V. de C., & Ferreira, V. M. (2021). Brassinosteroid application increases tomato tolerance to salinity by changing the effects of stress on membrane integrity and gas exchange. *Acta Scientiarum. Agronomy*, 44(1), Article e55647. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v44i1.55647>
- Maia, C. F., Serrao da Silva, B. R., Batista, B. L., Bajguz, A., & Lobato, A. K. S. (2022). 24-Epibrassinolide simultaneously stimulates photosynthetic machinery and biomass accumulation in tomato plants under lead stress: Essential contributions related to the antioxidant system and anatomical structures. *Agronomy*, 12(9), Article 1985. <https://doi.org/10.3390/agronomy12091985>
- McGuire, R. G. (1992). Reporting of objective color measurements. *HortScience*, 27(12), 1254–1255.
- Meng, F., Liu, H., Hu, S., Jia, C., Zhang, M., Li, S., ... & Wang, Q. (2023). The brassinosteroid signaling component SIBZR1 promotes tomato fruit ripening and carotenoid accumulation. *Journal of Integrative Plant Biology*, 65(7), 1794–1813. <https://doi.org/10.1111/jipb.13491>
- Núñez, M. (2000). *Análogos de brasinoesteroides cubanos como biorreguladores en la agricultura*. INCA.
- Riboldi, L. B., Araujo, S. H. da C., Murcia, J. A. G., de Freitas, S. T., & de Castro, P. R. C. (2018). Absciscic acid and 24-epibrassinolide regulate blossom-end rot (BER) development in tomato fruit under Ca²⁺

- deficiency. *Australian Journal of Crop Science*, 12(9), 1440–1446.
<https://doi.org/10.21475/ajcs.18.12.09.PNE1106>
- Sáenz Carbonell, L., Córdova Lara, I., & Rodríguez Paredes, F. (2006). Los brasinoesteroides. Una nueva clase de hormonas vegetales. *Ciencia*, 57(4), 44–51.
https://www.amc.edu.mx/revistaciencia/images/revista/57_4/pdf/brasin_oesteroides.pdf
- Sharma, P., Bhardwaj, R., Arora, N., & Arora, H. K. (2013). Effects of 24-epibrassinolide on growth and antioxidant enzyme activities in *Brassica juncea* L. under salt stress. *Indian Journal of Plant Physiology*, 18(1), 7–13.
- Sridhara, S., Ramesh, N., Gopakkali, P., Paramesh, V., Tamam, N., Abdelbacki, A. M. M., & Abdelmohsen, S. A. M. (2021). Application of homobrassinolide enhances growth, yield and quality of tomato. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(8), 4800–4806.
<https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.05.008>
- Steiner, A. A. (1961). A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant and Soil*, 15, 134–154.
- Suica-Bunghuez, I.-R., Raduly, M., Doncea, S., Aksahin, I., & Ion, R.-M. (2011). Lycopene determination in tomatoes by different spectral techniques (UV-VIS, FTIR and HPLC). *Digest Journal of Nanomaterials and Biostructures*, 6(3), 1349–1356.
- Van de Venter, A. (2000). Seed vigor testing. *Journal of New Seeds*, 2(4), 51–58. https://doi.org/10.1300/J153v02n04_06
- Vardhini, B. V., & Rao, S. S. R. (2012). Effect of brassinosteroid on growth, yield and stress tolerance of various crop plants. A review. *Plant Growth Regulation*, 68(3), 279–292.
- Welz, B., & Sperling, M. (1998). *Atomic Absorption Spectrometry* (3rd ed., Cap. 8). Wiley-VCH. <https://doi.org/10.1002/9783527611690.ch8>
- Yadav, R. K., Analin, B., Panda, M. K., Ranjan, A., & Singh, A. P. (2023). Brassinosteroid-regulated nitrogen metabolism fine-tunes growth physiology and low nitrogen response in tomato. *Environmental and Experimental Botany*, 216, Article 105528.
<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2023.105528>
- Yu, B., Wang, L., Guan, Q., Xue, X., Gao, W., & Nie, P. (2023). Exogenous 24-epibrassinolide promoted growth and nitrogen absorption and assimilation efficiency of apple seedlings under salt stress. *Frontiers in Plant Science*, 14, Article 1178085.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1178085>
- Yu, T., Ke, D., Ke, J., & Wang, L. (2022). Regulation of tomato fruit elongation by transcription factor BZR1.7 through promoting SUN gene expression. *Horticulture Research*, 9, Article uhac121.
<https://doi.org/10.1093/hr/uhac121>

- Yuan, L., Wang, D., Cao, X., & Chen, Q. (2010). Role of brassinosteroids in plant growth, development, and stress responses. *Plant Growth Regulation*, 62(1), 37-49. <https://doi.org/10.1007/s00344-010-9152-7>
- Yuan, L., Yuan, Y., Du, J., Sun, J., & Guo, S. (2010). Effect of brassinosteroids on fruit quality of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) under greenhouse conditions. *Agricultural Sciences in China*, 9(2), 321-327.
- Zhang, Z., Ma, X., Tang, D., Chen, Y., Chen, G., Zou, J., ... & Wang, W. (2024). Effects of brassinosteroids on physiological changes in two tea plant varieties under salt stress. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(24), Article 13445. <https://doi.org/10.3390/ijms252413445>
- Zhao, B., & Li, J. (2012). Regulation of brassinosteroid biosynthesis and inactivation. *Journal of Integrative Plant Biology* (anteriormente *Plant Hormones*), 20(1), 1-15.