

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Efecto de la Aplicación de Ácido Salicílico Inmovilizado en una Matriz de Alginato-Calcio sobre Plántulas de Tomate (*Solanum lycopersicum* L.).

Por:

MARY CRUZ RODRÍGUEZ MARTÍNEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre, 2023

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Efecto de la Aplicación de Ácido Salicílico Inmovilizado en una Matriz de Alginato-
Calcio sobre Plántulas de Tomate (*Solanum Lycopersicum* L.)

Por:

MARY CRUZ RODRÍGUEZ MARTINEZ

TESIS

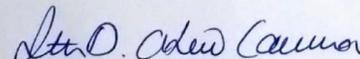
Presentada como requisito para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

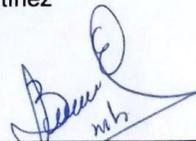
Aprobada por el Comité de Asesoría:



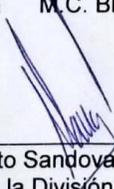
Dra. Erika Nohemi Rivas Martínez
Asesor Principal



Dra. Iveth Dalila Antonio Carmona
Coasesor



M.C. Blanca Elizabeth Zamora Martínez
Coasesor



Dr. Alberto Sandoval Rangel
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.

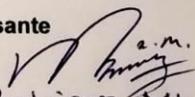
Diciembre, 2023



DECLARACIÓN DE NO PLAGIO

El autor quien es el responsable directo, jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos: Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o cita textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes. Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.

Pasante


Mary Cruz Rodríguez Mtz.

Mary Cruz Rodríguez Martínez

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2023

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por haberme permitido la vida, la fuerza y la voluntad de seguir adelante. Por ser mi guía en los momentos difíciles, por darme su luz y ser mi compañía durante toda mi carrera profesional y de cumplir una de mis metas.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, mi querida Alma Terra Mater, por permitirme la oportunidad de ser parte de ella y desarrollarme académicamente, por ser una fuente de esperanza en mi vida profesional, por facilitarme todas las comodidades, sin duda la mejor de todas.

Al Departamento de Botánica y sus docentes, por la dedicación y paciencia al brindarme sus conocimientos, y ser un pilar para la Universidad y haberme formado dentro de sus instalaciones como un Ingeniero en Agrobiología. ¡Gracias!

A la Dra. Erika Nohemi Rivas Martínez por ser una persona excelente, una mujer valiente y comprometida, por el gran apoyo que me brindo para culminar esta investigación, por su dedicación, consejos y por darme los medios para facilitar este proceso y brindarme su tiempo, paciencia; es una excelente profesora.

A la Dra. Aida Isabel Leal Robles y Dra. Blanca Elizabeth Zamora Martínez por ser parte de mi comité de co-asesoría, por su contribución, sugerencias y opiniones a esta investigación y su valiosa colaboración para llevar a cabo el presente trabajo.

A mis amigos y compañeros de la generación CXXVII de Ingenieros en Agrobiología, en especial a Omar Ucan, Everardo Agüero, Raúl Morales, Ulises Linares, Miguel Pérez, Wilver Mendoza. Compañeras y amigas Mayeli Gurgua, Pamela Jocelin, Carmen Rodríguez, que durante mi carrera profesional siempre estuvieron como apoyo y compañía.

DEDICATORIA

A mis padres:

ROSA MARTÍNEZ RODRÍGUEZ

FRANCISCO RODRÍGUEZ RAMÍREZ

Por haberme apoyado en todo momento, por los ejemplos de perseverancia y constancia que los caracterizan y que me han mostrado siempre, por el valor mostrado para salir adelante, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su amor. Por su apoyo económico que ha sido fundamental para llegar hasta donde me encuentro, y por darme la oportunidad de demostrarles que se pueden hacer las cosas.

Son y serán un ejemplo de vida, valientes personas que me sacaron adelante y a la familia, con sacrificios y enseñanzas me heredaron alegría, respeto, generosidad, fuerza, carácter, humildad. Este trabajo se los dedico a ellos agradeciéndoles con mucho amor el apoyo económico e incondicional que me brindaron... ***¡Gracias, PADRES, Gracias DIOS!***

A mis hermanos:

José Antonio, Martha Patricia, Rosa Jazmín, Valeria Ivonne, Francisco Osvaldo, Regina Rodríguez (+) siempre estás en mi mente y corazón, que como las ramas de un árbol crecemos en diferentes direcciones, pero nuestra raíz es una sola, aunque parezca que estamos alejados, siempre nos pensamos el uno al otro. Mis queridos hermanos agradezco la bendición de tenerlos y formar parte de mi vida, deseo que siempre tengan salud, amor, felicidad y vida para seguir compartiendo cada minuto de esta dicha.

A mis queridos sobrinos:

Vanessa, Jimena, María Fernanda, Leandro Apolo, José Antonio, Sebastián., por llenar de alegría y orgullo mi corazón, deseo cumplan sus metas y todo lo que se propongan en esta vida...

A Santiago Álvarez por ser una de las personas más importantes en mi vida, por estar incondicionalmente en todo momento a mi lado, por su apoyo, regaños, consejos y compartir su vida conmigo.

A toda mi familia, abuelas, primos, tíos, y personas que ocupan un lugar muy especial en mi corazón, y que me ayudaron todo el tiempo.

INDICE GENERAL

	Pág.
DECLARACIÓN DE NO PLAGIO	i
AGRADECIMIENTOS	ii
DEDICATORIA	iii
ÍNDICE GENERAL	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	x
ÍNDICE DE CUADROS	xi
RESUMEN	xii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Justificación	2
1.2. Objetivos	2
1.2.1. Objetivo General	2
1.2.2 Objetivos Específicos	3
1.3. Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Origen, Domesticación e Importancia del Tomate	4
2.2. Morfología de <i>Solanum lycopersicum</i> (tomate)	5
2.3. Parámetros óptimos para el crecimiento del cultivo de tomate en invernadero	7
2.3.1 Humedad, temperatura y pH	8
2.4. Importancia económica y agronómica del tomate	9
2.4.1. Producción del tomate a nivel nacional e internacional	11
2.5. Daños y patologías más frecuentes que afectan en el cultivo de tomate	11
2.6. Ventajas y desventaja de los tratamientos tradicionales y alternativos para patologías vegetales	13
2.7. Aplicaciones de extractos vegetales en diferentes cultivos como técnicas alternativas, preventivas o de manejo de enfermedades causadas por agentes bióticos	14

2.7.1.	Ácido salicílico	14
2.7.2.	El Ácido Salicílico y la Resistencia Sistemática Adquirida (SAR)	17
2.8.	Inmovilización	17
2.8.1	Ventajas de la Inmovilización	18
2.8.2.	Técnicas de inmovilización	19
2.9.	Agentes inmovilizantes	25
2.9.1	Agentes inmovilizantes obtenidos de algas	26
2.10.	Alginato	27
2.10.1	Usos del alginato	28
III.	MATERIALES y MÉTODOS	30
3.1.	Instalaciones y Tratamientos	30
3.2.	Inmovilización del ácido salicílico en una matriz de calcio- alginato (Modificación de la técnica de inmovilización reportada Boadi y Neufeld, 2001)	32
3.3.	Cuantificación de ácido salicílico inmovilizado por HPLC	32
3.4.	Aplicación del ácido salicílico inmovilizado en plántulas de tomate	33
3.5.	Cuantificación de la acumulación de ácido salicílico en tejido por medio de la técnica de HPLC	34
3.5.1.	Extracción de ácido salicílico a partir del tejido foliar liofilizado (Muñoz-López et al., 2018)	34
3.5.2.	Cuantificación de ácido salicílico por HPLC	35
3.6.	Cuantificación de pigmentos fotosintéticos (clorofilas y carotenoides) Sarker <i>et al.</i> , 2014	35
3.6.1.	Determinación de carotenoides totales y clorofila	35
3.7.	Cuantificación de potencial de antioxidante total por la técnica de DPPH	36
3.8.	Determinación de biomasa fresca y seca	37
3.9.	Variables agronómicas de crecimiento	37
3.10.	Análisis estadístico	38
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	39

4.1.	Acumulación de ácido salicílico en el tejido foliar de tomate	39
4.2.	Pigmentos fotosintéticos en tejido foliar en plántula de tomate	41
4.3.	Cuantificación de pigmentos fotosintéticos en tejido foliar (clorofilas y carotenoides)	41
4.4.	Potencial antioxidante total en tejido foliar de tomate	43
4.5.	Determinación de variables agronómicas en plántulas de <i>Solanum lycopersicum</i>	45
V.	CONCLUSIONES	48
VII.	LITERATURA CITADA	50

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 Técnicas de Inmovilización por (a) unión química y (b) retención física	18
Figura 2 Técnica de gelificación iónica de alginato de sodio por goteo en Cloruro de Calcio (CaCl ₂).	25
Figura 3 Ubicación del Departamento de Botánica y Departamento de Horticultura en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.	30
Figura 4 Distribución espacial al azar dentro del invernadero de plántulas de tomate sometidas a diferentes tratamientos.	31

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1	Clasificación taxonómica de <i>Solanum Lycopersicum</i> (tomate).	4
Cuadro 2	Principales técnicas de inmovilización física y química.	21
Cuadro 3	Usos Industriales del Alginato	28
Cuadro 4	Tratamientos y Código de Colores.	32
Cuadro 5	Distribución de réplicas analizadas por tratamiento.	38
Cuadro 6	Acumulación de ácido salicílico en tejido foliar liofilizado de plántulas de tomate.	39
Cuadro 7	Análisis de los niveles acumulados de ácido salicílico en tejido foliar liofilizado de plántulas tomate sometidos a la aplicación de 2 dosis de cada tratamiento.	40
Cuadro 8	Determinación de pigmentos fotosintéticos en plántulas de tomate sometidas a cuatro tratamientos.	41
Cuadro 9	Determinación de pigmentos fotosintéticos en plántulas de tomate sometidas a cuatro tratamientos.	42
Cuadro 10	Potencial antioxidante total en tejido foliar liofilizado de plántulas de tomate sometidas a tratamientos en base a ácido salicílico y alginato, aplicados individuales y combinados.	43
Cuadro 11	Potencial antioxidante total en tejido foliar liofilizado de plántulas de tomate.	44
Cuadro 12	Variables agronómicas de la plántula todos los tratamientos.	45

RESUMEN

El ácido salicílico es una molécula ampliamente utilizada, la cual se aplica de manera exógena en diversos cultivos ya que tiene efectos activadores de la resistencia sistémica adquirida (SAR) debido a que aumenta la síntesis de algunas moléculas antioxidantes y fotosintéticas, ambas relacionadas con dicha resistencia. Sin embargo, se sabe que la aplicación de las moléculas ya sea vía foliar o vía drench (aplicación directa en la solución de riego aplicada en el suelo) predisponen a una baja disponibilidad de las moléculas por períodos largos de tiempo debido a que interaccionan con factores bióticos y abióticos del medio ambiente que conllevan a la pérdida de la molécula o de la función de ésta por degradación, evaporación, transformación o inactivación. Investigaciones realizadas en los últimos años, se han enfocado en el uso agronómico de moléculas inmovilizadas en diferentes matrices orgánicas e inorgánicas con la finalidad de prolongar su estabilidad y disponibilidad. En el presente trabajo de investigación se evaluaron 4 tratamientos aplicados en plántulas de tomate: **(1)** matriz de alginato-calcio (perlas de alginato al 2%), **(2)** ácido salicílico al 0.01mM (AS 0.01mM), **(3)** ácido salicílico al 0.01mM inmovilizado en una matriz de alginato-calcio (AS 0.01mM inmovilizado en alginato al 2%) y **(4)** solución Steiner (tratamiento control). Los efectos de los tratamientos se evaluaron mediante la medición de algunas variables bioquímicas, potencial antioxidante total y variables agronómicas en plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* variedad Río Grande), las cuales fueron determinadas 24 h posteriores a cada una de las 2 dosis aplicadas (con excepción de las variables agronómicas). La investigación se realizó en condiciones de invernadero bajo un diseño experimental completamente al azar con 4 tratamientos y 5 repeticiones. Las técnicas utilizadas para las determinaciones fueron mediciones métricas y análisis espectrofotométricos, de las cuales se obtuvieron como resultados relevantes los

siguientes: el tratamiento de Ácido Salicílico (AS) mostró mejores resultados en la cuantificación de clorofilas totales, seguido del tratamiento de Acido Salicílico inmovilizado en alginato (AS+ALG) en comparación con las plantas que solo recibieron tratamientos con Alginato (ALG) o Solución Steiner (Plantas Control), mientras para las variables agronómicas obtuvo mejores resultados en biomasa seca, fresca y la longitud de la raíz al emplear ácido salicílico inmovilizado en alginato (AS + ALG) y Alginato (ALG), por último, en resultados de antioxidantes totales el mejor tratamiento fue el que consistió en ácido salicílico inmovilizado en alginato (AS + ALG)

PALABRAS CLAVE: Ácido salicílico, inmovilización en matriz alginato-calcio, estimulación fisiológica vegetal, pigmentos fotosintéticos, potencial antioxidante, variables agronómicas.

I. INTRODUCCIÓN

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas más cultivada y extendida de todo el mundo, además de su gran valor económico y demanda aumenta continuamente su producción y comercio, (Vaca *et al.*, 2011). En los últimos años su consumo está en constante aumento por lo que consumidores exigen calidad y valor nutricional en los frutos, lo que ha convertido al fruto de la planta de tomate en un alimento funcional y nutraceutico (Blancard *et al.*, 2011; Vázquez *et al.*, 2016).

En México, el tomate juega un papel importante debido a la variedad de productos que se obtienen de él, así como, por ser parte de la dieta diaria de la población, lo que se ve reflejado en la demanda de esta hortaliza y en la importancia del cultivo de la planta tanto a campo abierto, como en invernadero, proporcionando gran cantidad de trabajo en campo (Santiago *et al.*, 1998). Sin embargo, el cuidado del cultivo durante todo el ciclo de crecimiento, desarrollo y producción de la planta se ve afectado por diversos factores bióticos y abióticos que provocan pérdidas de los frutos o la planta completa, lo que también se manifiesta en pérdidas económicas para el productor (Ascencio *et al.*, 2008). Dentro de las principales afecciones del cultivo de tomate encontramos las de origen biótico, especialmente las llevadas a cabo por microorganismos fúngicos y bacterianos, como lo son *Fusarium phytophthora*, *Vecticulum* y *Pseudomonas*, los cuales son frecuentes agentes causantes de enfermedades vasculares, limitando el rendimiento de las plantas (Guédez *et al.*, 2012). También hospedan insectos que limitan su producción, como lo es la polilla del tomate o cogollero del tomate, *Tuta absoluta* (Lepidoptera) y el perforador o barreno del fruto del tomate, *Neuleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Pyralidae) (Salas y Ferrer, 2022).

Por muchos años se han utilizado diferentes formas químicas de plaguicidas con la finalidad de combatir los factores bióticos que provocan pérdidas en el cultivo de tomate, los cuales a pesar de su efectividad tienen un fuerte impacto ambiental y afección en la salud pública a niveles críticos considerables, por lo cual, en los últimos años se ha optado por la aplicación de moléculas orgánicas de origen vegetal, animal o microbiano, conocidos como elicitores, entre ellos el ácido salicílico (AS) (Camarena *et al.*, 2007). Con la finalidad de reducir la aplicación de fertilizantes químicos y reducir los daños ocasionados al suelo (Vazconez *et al.*, 2020). Este regulador de crecimiento vegetal no solo activa el sistema de Resistencia Sistemática Adquirida (SAR) de la planta, sino también tiene efectos positivos sobre algunos parámetros relacionados con el crecimiento y rendimiento vegetal cuando se suministra exógenamente a bajas concentraciones (Ruiz *et al.*, 2011; Carrillo *et al.*, 2003). La aplicación de moléculas directamente al sustrato presenta ciertos problemas que ocasionan que se pierda el efecto deseado (pérdida por lixiviación, descomposición o desnaturalización de la molécula, poca o nula disponibilidad de la molécula, lo que ha llevado a buscar soluciones a dichos problemas siendo la inmovilización en diferentes agentes una de las opciones con mayor potencial (Velasco *et al.*, 2016).

Tomando en cuenta los principales y recurrentes problemas relacionadas con enfermedades provocadas por patógenos que presenta el cultivo de tomate, así como, el interés por incrementar el crecimiento y productividad de la planta se llevó a cabo la evaluación de cuatro tratamientos basados en una matriz de alginato-calcio, ácido salicílico inmovilizado en una matriz de alginato-calcio, ácido salicílico en solución y un tratamiento control basado en riego con solución nutritiva Steiner, con el objetivo de evaluar el efecto de dichos tratamientos sobre variables agrícolas relacionadas con el crecimiento vegetal (altura de la planta, diámetro del tallo, longitud de raíz, biomasa seca y biomasa fresca, número de hojas), la acumulación del ácido salicílico en tejido foliar, así como, para evaluar parámetros bioquímicos relacionados con la activación de defensa vegetal (capacidad antioxidante total) y la mejora en la producción de pigmentos fotosintéticos (clorofilas y carotenos).

1.1. Justificación

Debido a que el cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es altamente demandado se requiere que su fruto tenga mayor calidad nutricional, y a la vez, se obtenga una mayor productividad. Sin embargo, este cultivo es susceptible a algunos daños causados por agentes bióticos (patógenos) y abióticos que afectan estas dos características deseadas.

Se sabe que la aplicación exógena de ácido salicílico activa mecanismos de defensa en las plantas contra algunos organismos patógenos, y a su vez, es capaz de mejorar algunos aspectos fisiológicos, morfológicos y agronómicos de la planta. Sin embargo, la molécula de ácido salicílico es susceptible a la degradación microbiológica o descomposición por factores físicos del suelo, además de que se lixivia con los constantes riesgos perdiéndose rápidamente la concentración aplicada de la molécula reflejándose en una disminución de su efectividad. Con la finalidad de minimizar este problema se pretende aplicar ácido salicílico inmovilizado en una matriz alginato-calcio para conseguir un efecto fisiológico prolongado de la molécula en la planta evitando la lixiviación, descomposición o degradación química o microbiológica de la molécula o la indisponibilidad de ésta.

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo General

Establecer si hay un efecto positivo en por lo menos una de las variables bioquímicas, potencial antioxidante total o variables agronómicas evaluadas en plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* variedad Río Grande) sometidas a un tratamiento con ácido salicílico inmovilizado en una matriz de alginato-calcio.

1.2.2. Objetivos Específicos

- Establecer los parámetros para el proceso de inmovilización del ácido salicílico en una matriz de alginato-calcio.
- Evaluar la acumulación del ácido salicílico en tejido foliar de plántulas de tomate al ser aplicado con y sin inmovilización en una matriz de alginato-calcio.
- Establecer la forma de aplicación más efectiva del ácido salicílico con la que se obtengan mayores efectos positivos sobre los parámetros bioquímicos (contenido de pigmentos fotosintéticos), potencial antioxidante total o variables agronómicas evaluados en plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* variedad Río Grande).

1.3. Hipótesis

La inmovilización del ácido salicílico en una matriz de alginato-calcio mejorará su eficiencia al ser aplicado sobre el sustrato de plántulas de tomate, proporcionado a la molécula una mayor estabilidad y disponibilidad, lo cual incrementará los efectos positivos en por lo menos uno de los parámetros bioquímicos, antioxidantes o agronómicos evaluados en las plántulas.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen, Domesticación e Importancia Del Tomate

El tomate pertenece a la familia de las *solanáceas*, cuyo nombre científico, *Solanum lycopersicum*, hace referencia al pigmento rojo que el da su coloración característica (**Cuadro 1**), el género *Solanum* está compuesto de ciertas especies salvajes, así como, de las especies cultivadas y domesticadas por el hombre (Muños *et al.*, 2011).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica *Solanum lycopersicum* (tomate).

TAXÓN	NOMBRE DE TAXÓN
Familia	Solanaceae
Género	<i>Solanum</i>
Especie	<i>lycopersicum</i>
Nombre Científico	<i>Solanum lycopersicum</i>
Nombre Común	Tomate, jitomate

León *et al.*, 2004

El origen del tomate (especies salvajes) se localiza en el sur de América, en la región Andina desde la costa del Ecuador hasta Chile, mostrando 2 especies endémicas de la Isla Galápagos (*S. cheesmaniae* y *S. galapaguense*) (Muños *et al.*, 2011; Salim *et al.*, 2020). Sin embargo, la evidencia molecular y morfológica apunta que la domesticación se llevó a cabo probablemente en 2 etapas separadas en espacios geográficos diferentes, primero una pre-domesticación

de *S. lycopersicum* var. cerasiforme a partir del tomate silvestre *Solanum pimpinellifolium* (planta tipo maleza de crecimiento indeterminado con frutos pequeños y redondos) (Kimura y Sinha, 2008), en el Ecuador y norte de Perú, para posteriormente originarse una migración de *Solanum lycopersicum* var. cerasiforme a Mesoamérica, donde en México se originó la verdadera domesticación dando como resultado el origen de las especies cultivadas con grandes frutos y gran productividad, gracias al buen manejo de tierras (Muños *et al.*, 2011; Salim *et al.*, 2020; Sun *et al.*, 2017).

Durante el siglo XVI en México ya se consumían tomates de distintas formas, tamaños e incluso colores (rojos y amarillos), después del descubrimiento del nuevo mundo esta hortaliza fue llevada a Europa, y posteriormente, distribuida a todo el mundo (Salazar *et al.*, 2005; Salim *et al.*, 2020). De las variedades de tomate existentes, las especies silvestres son las que muestran la mayor diversidad en características de sabor, aroma, coloración y textura del fruto (Agudelo *et al.*, 2011).

La hortaliza de tomate es de gran importancia ya que es uno de los cultivos más consumidos en todo el mundo debido a que su fruto puede consumirse en fresco (Casierra *et al.*, 2008), y tiene gran valor en las divisas por exportaciones (Triste *et al.*, 2014), procesarse mediante cocción o formular productos derivados de este, y su importancia ha incrementado debido a que el fruto es una fuente rica en antioxidantes, tales como, carotenoides, compuestos fenólicos y flavonoides (Vázquez *et al.*, 2013).

2.2. Morfología de *Solanum lycopersicum* (tomate)

El tomate pertenece a la familia Solanaceae, originaria de Perú, conocido de diferentes maneras como tamarillo, tomate francés, tomate de árbol, (Belén *et al.*, 2004) por lo cual el tomate es una planta herbácea, que presenta un tallo con ramificaciones de brotes simpodiales que pueden tener variaciones en el hábito de crecimiento, el cual puede ser del tipo determinado o indeterminado (Ranjan *et al.*, 2012), la mayoría se ubican en especies silvestres, caracterizando su fruto

por sabor, color, textura (Agudelo *et al.*, 2011), con una yema terminal vegetativa o reproductiva, en el caso de esta última, con la formación de frutos carnosos que muestran variaciones entre especies en intensidad de color, forma, calidad, y morfología del fruto, aunque en la mayoría de las especies el color predominante es el rojo (Schauer *et al.*, 2004).

La planta presenta hojas alternas y flores pentámeras, cuyos pétalos forman una corola tubular, al menos en la base, y los estambres se alternan con los cinco lóbulos de la corola. El ovario es, bilocular, aunque puede ser también multilocular, con muchos óvulos en placentas axilares, y con un estilo terminal y los frutos son bayas (Florido *et al.*, 2014). El fruto de tomate puede variar en el número de lóculos o cavidades puede variar desde 2 hasta más de 10 lóculos (Muños *et al.*, 2011).

El sistema radicular consiste en una raíz pivotante y raíces secundarias, y puede llegar a alcanzar una profundidad de hasta 2 metros. La planta de tomate presenta dos formas de crecimiento: crecimiento determinado o crecimiento indeterminado, presentándose segmentos uniformes con tres hojas y una inflorescencia en los tallos con crecimiento indeterminado, terminando en un ápice vegetativo. En el caso de la planta de tomate con crecimiento determinado sus tallos suelen presentar menos hojas por inflorescencia y terminan en un ápice reproductivo, lo que da lugar a un crecimiento más compacto, erecto y ordenado (Martínez *et al.*, 2001).

Los tallos son ligeramente angulosos, semileñosos y con tricomas simples y glandulares. Las hojas muestran tamaños variables, que van de 10 a 50 cm, alternas, pecioladas y con folíolos divididos. Las flores se presentan agrupadas de 9 con 5 o más sépalos verdes que siguen creciendo una vez cuajado el fruto y 5 o más pétalos amarillos. Las anteras forman un cono que cubre al ovario, el cual está formado por dos o más carpelos. En la antesis el polen fecunda al óvulo para formar las semillas, de una tonalidad parda, con un tamaño entre 3 a 5 mm y, el cuajado del fruto que es la parte que se consume (Casierra *et al.*, 2008).

El fruto del tomate es una típica baya, de forma variable entre esférica y cilíndrica, la cual en su madurez presenta un pericarpio carnoso con dos o más lóculos y

una placenta con una parte carnosa en el centro y otra más gelatinosa que llena parcialmente los lóculos, donde se encuentran las semillas. La parte exterior está formada por un exocarpio complejo (piel) con varias capas de células lo que le confiere gran resistencia y baja permeabilidad. El fruto maduro presenta una variación en la coloración que va desde el color verde (cuando no vira) a amarillo o rojo, dependiendo esta característica de la degradación de la clorofila y la existencia de pigmentos carotenoides y licopeno, este último responsable del pigmento rojizo típico de este fruto (Ochoa y Carravedo, 1999).

Usualmente el tomate se consume cuando el fruto se pigmenta por completo de color rojo, siendo esta característica organoléptica externa más importante en la determinación del punto de maduración y de la vida postcosecha, así como, un factor determinante en la decisión de compra por parte de los consumidores (Fraser *et al.*, 1994).

2.3. Parámetros óptimos para el crecimiento del cultivo de tomate en invernadero

El cultivo de tomate bajo invernadero requiere ciertas condiciones para llevarse de manera adecuada, dentro de dichas condiciones el sustrato o medio de crecimiento es de los más determinantes, así como, de tener agua dulce para llevarse a cabo el riego (León *et al.*, 2004; Soto *et al.*, 2018). La turba, lana de roca y el polvo de coco son algunos de los sustratos más utilizados en el cultivo del tomate que demuestran obtener efectos positivos en el crecimiento, desarrollo y producción (Guzmán, 2017). Algunos otros factores a controlar los efectos sobre todo para regular la evapotranspiración son parámetros climáticos, tales como: la radiación solar, temperatura, humedad del aire y velocidad del viento, entre otros (Soto, 2018).

El cultivo de tomate en invernadero se produce para el mercado en el mes julio-enero, es necesario mantener los invernaderos con sistemas de calefacción y clima para las bajas temperaturas durante los meses de fríos, en lo cual se observa un menor costo, así como mantener las temperaturas con un límite

mínimo entre 4-7°C. El tomate se desarrolla mejor bajo condiciones de invernadero ya que la producción en condiciones protegidas es mayor en producción, calidad y rendimiento de la cosecha (Monroy *et al.*, 2018), aunque la inducción floral se desarrolla en base a las condiciones ambientales y con esto el crecimiento del fruto se relaciona con la temperatura, siendo óptimo entre 10-30°C, aunque a partir de 26°C reduce la tasa de crecimiento y cosecha (Iglesias, 2015).

En México el rendimiento en campo abierto es bajo ya que no cumple con las condiciones adecuadas que se necesitan, un caso sería el suelo más infértil en campo abierto y en los invernaderos: falta de equipamiento adecuado, falta de capacitación, conocimiento sobre el manejo de las instalaciones y los equipos necesarios que se deben tener para mantener sobre todo una temperatura viable y correcta (Fajardo *et al.*, 2016). Aunque la producción de tomate bajo invernadero es controlada, el crecimiento se basará a la temperatura, el agua y algunas veces el fertilizante que le aplicamos mediante el riego (Sánchez *et al.*, 2008).

2.3.1. Humedad, temperatura y pH

El cultivo de tomate requiere una humedad en base a la temperatura del invernadero o atmosférica, al igual que la Solución Nutritiva (SN) que se aplica a dos factores que influyen en la absorción de agua y nutrientes (Mondragón., 2005). La temperatura es muy importante para el cultivo de tomate y se debe encontrar alrededor de los 22 °C, por las noches puede soportar entre 10 °C y 17 °C como límite mínimo para su óptimo rendimiento fisiológico (Valerio., 2012), por lo que si la temperatura se encuentra por encima de los 32°C, es difícil que se lleve a cabo la polinización sin tener una buena humedad relativa ya que es demasiado importante para ella (Castellanos., 2011), es importante saber que en medida de que la temperatura disminuye también disminuye el crecimiento, la absorción y asimilación de los nutrientes en la planta (Martínez *et al.*, 2008).

Por otro lado, el pH para cualquier condición climatológica en la que se encuentre el cultivo debe oscilar entre 5.5 y 6.0 (Lara, 1999), ya dentro de este rango se permite la disponibilidad de la mayoría de los aniones y cationes presentes en la solución de suelo o solución nutritiva aplicada.

La humedad relativa es el aire y agua que se presentan en el ambiente del invernadero , además ayuda al desarrollo de la planta polinización y garantiza una producción entre el 60% y 80% (Mondragón., 2005) , nivel de humedad relativa inferiores o superiores a este rango puede ocasionar que se presenten enfermedades derivadas de infecciones por agentes patógenos o decremento en la actividad fisiológica de la planta por la falta de agua para movilizar moléculas necesarias para llevar a cabo los ciclos metabólicos vitales (López *et al.*, 2016). La producción de tomate en condiciones protegidas (crecimiento en invernadero) incrementa el rendimiento y calidad del fruto, ya que es posible controlar la mayoría de los factores que afectan el crecimiento y rendimiento del cultivo. La superficie empleada para cultivos en invernadero en México asciende a 4900 ha, presentando una tasa de crecimiento anual de 25 %; de esta superficie, 3450 ha se destinan solamente a la producción de tomate (Rodríguez *et al.*, 2008).

2.4. Importancia Económica y Agronómica del Tomate

Los principales países productores de tomate son: Estados Unidos, Canadá, Grecia, Italia, México, Turquía, Egipto, India y España. En la actualidad el tomate se cultiva en una superficie que varía entre 600 mil ha del cual un 15% fue en producido en invernadero (García *et al.*, 2006), con rendimientos entre las ocho toneladas de tomate de piso para consumo nacional hasta 60 toneladas en tomate para exportación (Ascencio *et al.*, 2007).

En México, el cultivo del tomate tiene importancia no sólo como generador de divisas, sino también por la elevada derrama económica que genera (Sanjuan., *et al* 2014), la generación de mano de obra estacional del campo, y la creación y fomentación de empleo en otras áreas de la actividad económica, como el transporte y empresas que se dedican a la venta de insumos, la industria

alimenticia que genera productos derivados del tomate y los comercios que generan la venta del fruto (Juárez *et al.*, 2015).

México se encuentra en el décimo lugar con alrededor de 2 millones de toneladas anuales. Ya que el tomate es una de las hortalizas con mayor variedad de tipos en cuanto al: color, sabor, forma (Ruíz., 2002). Existe una producción entre 1,535,157 y 2,968,195 toneladas, siendo Estados Unidos el mayor país exportador que tiene, las exportaciones de tomate en México a EE.UU. (Monardes., 2009). Crecieron al pasar de 457 mil toneladas a 628 mil toneladas, el incremento en porcentaje medio anual fue de 5.5%. Los principales estados productores son Sinaloa, Baja California Norte y Baja California Sur, San Luis Potosí y Michoacán (García *et al.*, 2005).

El 70% de los cultivos que se producen en México bajo condiciones protegidas corresponde al tomate, por ello, es sustancial realizar un manejo eficiente en la agricultura intensiva para conocer los factores que condicionan el potencial de producción de los cultivos (Juárez *et al.*, 2015).

El tomate es una de las hortalizas con mayor consumo a nivel mundial tanto en fresco como en procesos industriales. En México los rendimientos en campo abierto e invernadero son generalmente bajos. Para incrementar el rendimiento es necesario realizar evaluaciones respecto a los efectos genéticos en variedades e híbridos (Hernández *et al.*, 2016b).

En la región de El Bajío, México, se reportó por primera vez una enfermedad denominada permanente del tomate (PT). Es la enfermedad más dañina en las siembras de tomate del ciclo primavera-verano. Existen alrededor de 200 enfermedades que afectan al tomate (Martínez *et al.*, 2016). La etiología de esta enfermedad no es muy clara, ya que observaciones al microscopio electrónico, describen la presencia de cuerpos de plantas enfermas (Garzón *et al.*, 2009). Los factores bióticos de mayor afectación al tomate (*Solanum Lycopersicum*) son los virus, bacterias, parásitos y hongos (Martínez *et al.*, 2016).

2.4.1 Producción del tomate a nivel nacional e internacional

En Sinaloa, Michoacán y Baja California son los estados que mayor aportación tienen (Martínez., 2005). En el año 2011, México ocupaba el décimo lugar como productor de tomate, y el tercero como comercializador de tomate en el mundo, con volúmenes cercanos a las 600 mil toneladas por año, la mayor parte va a Estados Unidos de Norteamérica (Cih *et al.*, 2011).

Por otro lado, la producción de tomate en el 2008 se distribuyó a nivel mundial en el siguiente orden: China fue el primer productor de jitomate en el mundo, con un 36%, Estados Unidos de Norteamérica con 14%; Turquía con 12%; India con 11%; mientras que México ocupó el octavo lugar con 3% de la producción mundial (García *et al.*, 2005). Sin embargo, es importante mencionar que a lo largo del cultivo hay grandes pérdidas económicas por daño en los cultivos o en el fruto debido a diversos factores bióticos y abióticos que perjudican la producción y venta de esta hortaliza. un millón de hectáreas en China como líder mundial que genera el 25 % de la producción mundial (Marín., 2020).

2.5. Daños y patologías más frecuentes que afectan en el cultivo de tomate

Las pérdidas o bajos rendimientos del cultivo de tomate a campo abierto o en invernadero, así como, las pérdidas económicas durante el transporte, almacenamiento, venta al consumidor pueden deberse a diversos factores (Marín., 2020), los más comunes son los causantes de las modificaciones en la calidad de los tomates, que pueden ser de naturaleza mecánica, fisiológica o patológica (Casierra *et al.*, 2008).

- **Daños mecánicos:** Pueden ser causados por golpes durante la cosecha, transporte o almacenamiento del fruto, dicho daño puede originar alteraciones metabólicas y fisiológicas, generando una apariencia anormal o poco agradable en la constitución externa o interna del fruto

que adicional a la apariencia, puede causar alteraciones en el metabolismo respiratorio, sabor y firmeza (Casierra *et al.*, 2008).

- **Daños físicos:** Algunos factores como la luz, temperatura o cambios de pH pueden afectar la composición fisicoquímica del fruto de tomate, sobretodo del pericarpo y del tejido locular (Casierra *et al.*, 2008).
- **Daños fisiológicos:** Son alteraciones en el funcionamiento metabólico de la planta causadas por factores abióticos (limitación de oxígeno, pH, radiación solar, salinidad del suelo, estrés hídrico, temperatura, etc.) o bióticos (causados por organismos vivos, tales como, bacterias, hongos, insectos, etc.) (Sánchez *et al.*, 1997; Pardos., 2004).
- **Daños patológicos:** Estas alteraciones son causadas por agentes infecciosos (factores bióticos, como: hongos, insectos y bacterias) y factores no infecciosos (factores abióticos, como: alta radiación solar, alta humedad, déficit hídrico, alta temperatura, el congelamiento por bajas temperaturas, entre otros) (Sánchez *et al.*, 1997; Pardos., 2004).

Algunos de los organismos patógenos más comunes que afectan al cultivo de *Solanum lycopersicum* L.:

- ✓ ***Fusarium oxysporum*** es un patógeno que causa marchitez de tejido vascular y clorosis en la planta (Guédez *et al.*, 2012).
- ✓ ***Clavibacter michiganensis*** ocasiona la marchitez en la hoja, frutos inmaduros y tallos con estrías (Borboa *et al.*, 2009; Marín.,2020).
- ✓ Virus del mosaico del género ***Tobamovirus*** ocasiona que aparezcan alteraciones en la forma y color de los folíolos, y de los frutos (Morales *et al.*, 2009).
- ✓ ***Bemisia tabaci*** o mosquita blanca este insecto es chupador de savia que ocasiona amarillamiento de las hojas y su posterior caída (Badii *et al.*, 2006; Marín L.,2020).

2.6. Ventajas y desventaja de los tratamientos tradicionales y alternativos para patologías vegetales

Los tratamientos orgánicos son una forma alternativa de fertilización en los sistemas agrícolas, derivados de un incremento en los precios de los agroquímicos y de una mayor toma de conciencia sobre la necesidad de proteger el ambiente y la salud humana, mediante la mejora de las condiciones físicas y químicas del suelo, lo que se refleja en la materia orgánica y estimulación de la actividad biológica (Orozco *et al.*, 2011).

Los tratamientos tradicionales generan mejor rentabilidad que un tratamiento orgánico, sin embargo, a largo plazo, cuando los alimentos y sistemas han crecido y ocupa un lugar importante por el aporte de vitaminas, ácidos orgánicos asimilables y sales minerales para la alimentación humana (Borrero *et al.*, 2012). Algunas de las desventajas de los sistemas agrícolas tradicionales es el uso de fertilizantes y pesticidas para su funcionamiento, mientras que en los sistemas agrícolas orgánicos usan residuos orgánicos del propio cultivo o de otros cultivos para generar composta y fertilizantes naturales que tienen un costo mucho menor en relación con otros sistemas (Gómez *et al.*, 2011). El uso de acolchado nos ayuda al control de malas yerbas ni ocasiona problemas de erosión en el suelo (Zribi *et al.*, 2011).

Para poder preparar la tierra para sembrar es necesario hacer el uso de maquinaria agrícola como tractores, arados y cosechadoras y así recoger la producción. Estos tratamientos dañan fuertemente la capa superficial del suelo donde está la mayor cantidad de nutrientes. En cambio, Los tratamientos orgánicos generan que el suelo vaya fijando nutrientes en él (Orozco *et al.*, 2011), como es el uso del acolchado, el cual tiene la ventaja de una mayor producción y calidad en el fruto y mejora su control en plagas y como desventaja la dificultad al recoger el plástico del acolchado, ya que no lo levantamos al 100 % del suelo y se quedan pequeños pedazos difíciles de retirar totalmente y por su lenta

degradación y la contaminación potencial en el suelo (Anzalone *et al.*, 2007; Zribi *et al.*, 2011).

2.7. Aplicaciones de extractos vegetales en diferentes cultivos como técnicas alternativas, preventivas o de manejo de enfermedades causadas por agentes bióticos

Los extractos de plantas contienen de forma concentrada principios activos (flavonoides, terpenos o alcaloides) que se encuentran en las plantas (Dar *et al.*, 2023), que son sustancias que ejercen diversas actividades en los organismos dependiendo de la conformación química de estos, siendo los principios activos vitaminas y minerales, o algunas otras sustancias como: polifenoles, flavonoides o aceites esenciales por mencionar algunos (Trujillo *et al.*, 2015).

Algunas técnicas alternativas ya probadas y utilizadas en la agronomía son:

- Extracto de tabaco (como insecticidas)
- Extractos orgánicos de neem (como insecticida)
- Extracto de *Pinus pinea* (bactericida, contra *Xanthomonas*), etc.
- Aplicación de moléculas orgánicas (una sola molécula obtenida de plantas) como ácido salicílico, ácido jasmónico, polifenoles, ácidos orgánicos, ácidos grasos, etc.
- Cultivo in vitro de plantas (que se extrae del agar, es una mezcla gelificada y semisólida)

2.7.1 Ácido salicílico

El ácido salicílico (AS) forma parte de un amplio grupo de compuestos sintetizados en las plantas denominados fenólicos (Bernardo *et al.*, 2017), estos poseen una estructura química de un grupo hidroxilo unido a un anillo aromático

(Sánchez *et al.*, 2012). Podemos encontrar al ácido en las plantas en forma de conjugados de azúcares, como son ésteres de glucosa (glucosa unida a un grupo carboxilo) y glucósidos (glucosa unida con un grupo hidrófilo) (Villanueva *et al.*, 2009) debido a que es considerado como un biorregulador de crecimiento en plantas (Sánchez *et al.*, 2010) y es un compuesto fenólico producido a partir del metabolismo secundario vegetal originado en hojas jóvenes, meristemas florales y vegetativos y transportado vía floema (Martín *et al.*, 2018; Staswick *et al.*, 2002). El AS tiene una asociación con la síntesis de compuestos fenólicos en las plantas, dichos compuestos son de gran importancia debido a sus diversas funciones metabólicas dentro de las células vegetales (Staswick *et al.*, 2002), como lo son: la síntesis de lignina, la actividad alelopática, la síntesis de compuestos relacionados con la defensa contra patógenos y la tolerancia al estrés causada por factores abióticos y bióticos, así como, la pigmentación de órganos vegetales, el crecimiento y reproducción de la planta (Tucuch *et al.*, 2017).

La aplicación endógena de AS influye positivamente en procesos como la inhibición de la germinación de semillas, crecimiento celular, respiración, cierre estomático, inhibición del crecimiento de raíz y coleóptilo, inducción e inhibición de la floración (Anchondo *et al.*, 2011; Contreras *et al.*, 2017), expresión de genes asociados a respuesta a estrés abiótico (Martín *et al.*, 2012) y de tal forma especial en la termogénesis, al igual que la resistencia a enfermedades derivadas del estrés hídrico o a patógenos (Sánchez *et al.*, 2010; Tucuch *et al.*, 2017). El ácido salicílico participa de forma importante en la cascada de la señalización vegetal, durante la adaptación de la planta a ambientes extremos, así como, en la inducción de resistencia sistémica adquirida (SAR) (Vázquez *et al.*, 2016; Audenaert *et al.*, 2002). Esta molécula regula el crecimiento en las plantas mediante los efectos de respuesta a nivel celular que favorecen el desarrollo e incrementa el rendimiento de los cultivos cuando estos se suministran en bajas concentraciones exógenas (Hayat *et al.*, 2007; Vázquez *et al.*, 2016) beneficiando variables agronómicas referentes la longitud, peso, perímetro y área de la raíz, al modificar su morfología, además, aumenta la

biomasa fresca y seca del tallo, así como, los nutrimentos en los tejidos (Avendaño *et al.*, 2013).

Dentro de los procesos fisiológicos en los que interviene el AS se encuentran: el cierre estomático, mejoramiento de la carboxilación y la actividad de la nitrato-reductasa, aumento de la actividad fotosintética y reducción del rendimiento fotoquímico operacional (Hayat *et al.*, 2007; Sánchez *et al.*, 2011). Además, estimula la producción de metabolitos secundarios, como: capsaicina, bacosida A, witaferina A, flavonoides y fenoles totales (Martín, 2009).

Rodríguez *et al.*, 2017, demostraron que el efecto del AS en algunos procesos fisiológicos resulta contradictorio y depende de las concentraciones utilizadas y la especie vegetal estudiada. La aplicación de AS ha sido extensamente estudiada, en las hojas (aplicación foliar) expuestas a estrés salino acelera la actividad de clorofilas a y b, aumenta la actividad enzimática de Rubisco y por consiguiente la actividad fotosintética, la concentración de carotenoides y carbohidratos, la longitud y el peso fresco y seco de las raíces, así como, la altura y la biomasa seca de los órganos aéreos vegetales (Larqué *et al.*, 2010).

Esta molécula fenólica ha sido aplicada en cultivos como semillas de chile jalapeño con el objetivo de mejorar la biomasa, actividad fotosintética, contenido nutricional y productividad del cultivo (Rodríguez *et al.*, 2017).

Se ha reportado que los tratamientos con ácido salicílico se incrementa la productividad de cultivos hortícolas y genera resistencia ante situación de estrés (Bernardo *et al.*, 2017). El uso de aplicaciones a concentraciones bajas de esta molécula ha sido estudiado en algunos cultivos hortícolas, tales como, pimiento (*Capsicum annuum*), chile (*Capsicum chinense*), tomate (*Solanum lycopersicum*), pepino (*Cucumis sativus*) y papaya (*Carica papaya*) observándose una mejora en el rendimiento y calidad del cultivo (Gómez., 2018). En el arroz (*Oryza sativa*), trigo (*Triticum aestivum*) y cebada (*Hordeum vulgare*) el AS protege contra daños causados por cadmio (Cd) e induce la aparición de proteínas relacionadas con la patogénesis en plantas (PR), responsables de la resistencia sistemática adquirida (SAR); estimula la actividad de las enzimas peroxidasa, 3-glucanasa y catalasa, reduce los efectos adversos causados por

salinidad mediante la activación del sistema de defensa antioxidante para combatir los efectos negativos del factor abiótico (Tucuch *et al.*, 2017).

2.7.2. El Ácido Salicílico y la Resistencia Sistemática Adquirida (SAR)

Díaz en el 2012 reporta que el Resistencia Sistemática Adquirida (SAR) protege a la planta de infecciones por patógenos biotróficos, necróticos y hemibiotróficos (Robayo *et al.*, 200), esta se presenta en dos etapas, iniciando dicha respuesta de defensa vegetal mediante AS al ocurrir el reconocimiento del patógeno por parte de la planta, e iniciar la respuesta de defensa vegetal a través de señales que llevan a la acumulación intracelular de AS que actúa como mensajero secundario para iniciar el mecanismo de defensa SAR (Attaran *et al.*, 2009; Camarena *et al.*, 2007). Palazón en el 2014, menciona que el SAR actúa como una de las respuestas de duración a prolongada inducida por una infección localizada otorgando protección a la planta contra patógenos.

Otro sistema de defensa es el proceso de los genes relacionados con la defensa vegetal, el cual está regulado por moléculas de señalización como el etileno, el ácido salicílico (Ayala *et al.*, 2019) y el ácido jasmónico (JA) (Peteira, 2020), siendo sintetizado por la planta el AS como parte de la respuesta de resistencia a patógenos biotrofos y hemibiotrofos, mientras que la síntesis de JA y el etileno se basa en la resistencia a patógenos necrotróficos y a la mayoría de los insectos herbívoros, siendo la mayor parte de esta comunicación continua consistente en una represión mutua entre la señalización medida entre SA y el JA (Díaz, 2012), la cual es de suma importancia como parte del mecanismo de respuesta de defensa vegetal.

2.8. Inmovilización

La inmovilización se basa en la limitación del movimiento de una molécula orgánica, elemento mineral o microorganismo, ya sea por unión química (unión covalente, adsorción iónica) o retención física (reticulado, encapsulación o

atrapamiento) que puede ocurrir dentro o en la superficie de una matriz (Martínez *et al.*, 2012) (**Figura 1**), en los cuales se restringe o limita el espacio por medio de una unión a una estructura sólida (Arroyo, 1998).

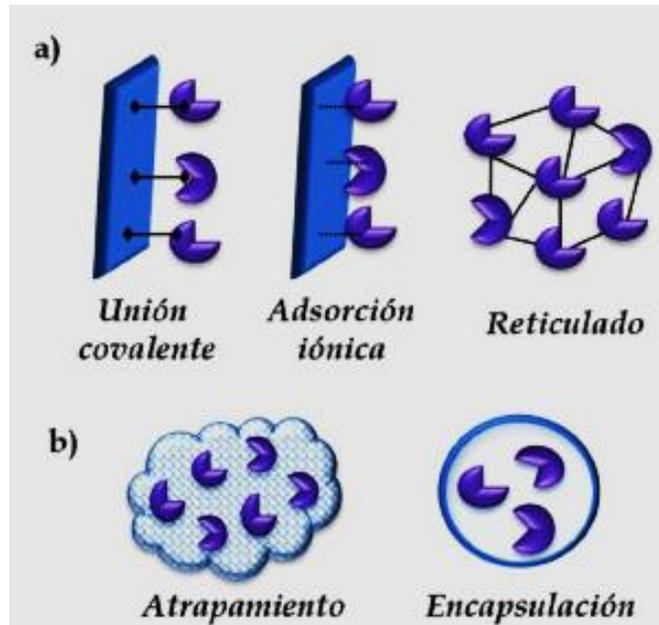


Figura 1. Técnicas de Inmovilización por (a) unión química y (b) retención física. Fuente: Sánchez *et al.*, 2014.

2.8.1. Ventajas de la Inmovilización

Algunas de las ventajas de la inmovilización es el aumento de la estabilidad y viabilidad de las moléculas (proteínas, enzimas, compuestos volátiles, etc), generación de protección de moléculas bioactivas ante las temperaturas extremas, pH, oxidación y humedad, o contra la biodegradación por microorganismos, la posibilidad controlar la liberación del producto inmovilizado o de la reutilización del derivado (Cebrián., 2020; Hernández *et al.*, 2016a).

Existen reactores enzimáticos inmovilizados que permiten se empleen cargas elevadas de la enzima, la cual podrá mantener su actividad durante un tiempo más largo, teniendo como ventajas el reciclado, permitiendo la obtención de productos con mayor pureza a bajo costo, debido a que es posible encapsular

gran variedad de enzimas, siendo la unión enzima-soporte lo suficientemente fuerte para mantener una mayor estabilidad (Arroyo., 1998).

Algunos materiales que se han usado como soporte para la inmovilización de microorganismos para uso ambiental, son los biosólidos, suelos enmendados con carbón, arcilla, estiércol o turba (Chalela *et al.*, 1991; Martínez *et al.*, 2012), debido a que presentan una gran variabilidad en la calidad y composición.

2.8.2. Técnicas de inmovilización

La inmovilización de moléculas o microorganismos puede realizarse por diferentes técnicas basadas en procesos químicos y físicos (Sánchez *et al.*, 2014). Para seleccionar la técnica adecuada es necesario conocer las propiedades fisicoquímicas del material de soporte que se a utilizar como agente inmovilizante, así como, la aplicación final del elemento inmovilizado esto para asegurar la biodisponibilidad o permeabilidad de los compuestos químicos o componentes bioactivos microbianos (Scouten *et al.*, 1995). Se debe saber sobre el funcionamiento en el sistema de inmovilización e incluso cual será el mecanismo de incorporación en productos alimenticios, farmacológicos, agronómicos o cosméticos, para seleccionar el agente inmovilizante que no modifique propiedades fisicoquímicas, funcionales u organolépticas de los productos en los cuales son aplicados (Pawar *et al.*, 2012).

Las técnicas de inmovilización Físicas y Químicas (**Cuadro 3**) se han utilizado para uno o más propósitos, como los siguientes:

- Reutilización de enzimas (reducción de costos).
- Fácil separación del producto.
- Procesamiento continuo.
- Control de procesos facilitado.
- Tiempo de residencia bajo.
- Optimización del rendimiento del producto.
- Estabilización por inmovilización.
- No hay necesidad de aislamiento enzimático y purificación.

Las enzimas, moléculas y células microbianas han sido inmovilizadas por un amplio campo de aplicaciones industriales y científicas (Cedillo *et al.*, 2014). La tecnología de la inmovilización de enzimas se ha empleado para llevar a cabo fermentaciones comerciales dentro de biorreactores, así como, para su aplicación médica mediante el uso de organelos, anticuerpos, células y enzimas inmovilizadas que han permitido desarrollar innovadoras formas de tratamientos a diversas enfermedades (Klibanov., 1983). Las enzimas no son los únicos elementos inmovilizados aplicados en el área médica, sino también células bacterianas, fúngicas y de levaduras han sido inmovilizadas para la producción de compuestos como los aminoácidos, ácidos orgánicos, antibióticos, esteroides y enzimas en procesos fermentativos llevados a cabo dentro de biorreactores (Cedillo *et al.*, 2014).

La selección del método de encapsulación nos permite la protección del elemento inmovilizado de factores ambientales, tales como: temperatura, pH, luz, oxígeno (Valenzuela., 2020) esta protección y la eficacia de la técnica de inmovilización estará en función del tamaño medio de la partícula requerida, las propiedades físicas del agente encapsulante, la sustancia a encapsular, las aplicaciones del material encapsulado propuesto, del mecanismo de liberación deseado y del costo (Hernández *et al.*, 2016a).

Cuadro 2. Principales técnicas de inmovilización física y química.

Tipos de inmovilización	Técnica	Fundamento	Cita bibliográfica
FÍSICA	Absorción	La adsorción es un método simple que resulta de las interacciones hidrofóbicas que se producen entre las enzimas adsorbidas y el agente inmovilizante, lo que produce un efecto protector que evita la agregación, la proteólisis y la interacción de la enzima con interfaces hidrófobas. Los soportes comúnmente utilizados son resinas de intercambio catiónico y aniónico, carbón activado, gel de sílice, alúmina, vidrio de poro controlado y cerámica.	(Datta <i>et al.</i> , 2013).
	Encapsulación	La encapsulación es un proceso mediante el cual sustancias bioactivas sólidas, líquidas o gaseosas se introducen en una matriz polimérica mediante la formación de capsulas, lo que impide que los compuestos se pierdan, y a la vez, dichas sustancias son protegidas de la reacción con otros compuestos o de reacciones de oxidación a	(Pasin <i>et al.</i> , 2012; Défaz <i>et al.</i> , 2017).

		causa de la luz o del oxígeno, obteniéndose la liberación de las sustancias bioactivas a partir de las capsulas poliméricas solo en condiciones determinadas.	
	Atrapamiento	El atrapamiento es el aislamiento espacial o físico de moléculas orgánicas e inorgánicas, enzimas, organelos o microorganismos dentro de una matriz solida porosa formada por polímeros (quitosano, alginato de calcio, colágeno, carragenato, poliacrilamida, resinas de poliuretano, triacetato de celulosa, poliacrilamida, gelatina, agar, caucho de silicona, alcohol polivinílico y poliuretano, etc.) que forman una matriz con fibras entrecruzables.	(Arroyo., 1998)
QUÍMICA	Gelificación iónica	La técnica en mezclar la solución que contiene la célula, microorganismo, enzima o molécula que se desea inmovilizar dentro del material encapsulante, para posteriormente dejar caer por goteo la mezcla dentro de una solución de cloruro de calcio fría en agitación continua para evitar	(Arroyo., 1998; Hernández <i>et al</i> , 2016b).

		(Figura 2). La unión del calcio con el polímero inmovilizante permitirá la gelificación del polímero y el atrapamiento del material de interés.	
	Unión covalente	La unión covalente es un método convencional para la inmovilización de enzimas, ya que los enlaces covalentes se forman a través de reacciones químicas entre los materiales de soporte y los aminoácidos de la cadena lateral de las enzimas, como la lisina, la cisteína o los residuos de ácido aspártico y glutámico.	(Abdelmajeed <i>et al.</i> , 2012)
	Reticulado	Este método consiste en uso de reactivos bifuncionales (dialdehídos, diiminoésteres, diisocianatos, sales de bisdiazonio e, incluso) estas dan origen a uniones intermoleculares en las moléculas de la enzima. Las cuales se inmovilizan firmemente para mejorar la reutilización y la estabilidad mediante enlaces intermoleculares irreversibles capaces de ser resistentes a condiciones extremas de pH y temperatura.	(Arroyo., 1998)

	Unión a soportes	<p>Es un método de inmovilización en el que se usan diferentes tipos de soporte, cuyo fundamento se basa en la activación de los grupos químicos del soporte para formar una unión con los grupos químicos de la molécula de interés.</p> <p>La elección del soporte y del tipo de enlace son de gran importancia en la estabilidad de este tipo de método.</p>	(Arroyo, 1998; Sánchez <i>et al.</i> , 2014)
--	------------------	---	--

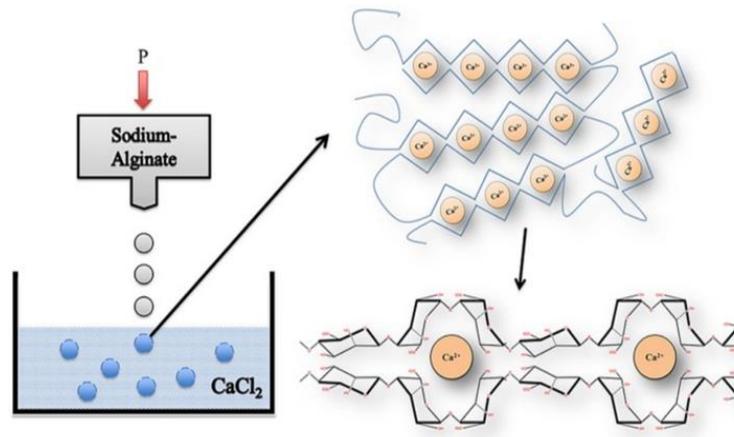


Figura 2. Técnica de gelificación iónica de alginato de sodio por goteo en cloruro de calcio (CaCl_2) (Hernández *et al*, 2016a).

2.9. Agentes Inmovilizantes

Los agentes inmovilizantes se componen de un amplio grupo de moléculas con características fisicoquímicas variadas que permiten ofrecer una amplia gama de aplicaciones inmovilizantes, siendo algunas mejores en proporcionar una mayor estabilidad, para aplicación en la producción industrial de productos químicos, farmacéuticos, alimentos; en el tratamiento de residuos o en el diagnóstico y tratamiento de enfermedades (Arroyo, 1998). El método de inmovilización se ha ganado una atención fuerte debido a su efectividad potencial, corta duración en el tratamiento, bajo costo, el extenso tiempo de acción y menor influencia en la salud ambiental (Jakubus *et al.*, 2022).

La funcionalidad de los agentes inmovilizantes puede variar, debido a que su cada uno de ellos tiene diferencias en su estructura química lo que deriva en diferentes propiedades a la matriz compuesta. Las propiedades mecánicas y de barrera de esta, no solo dependen de los compuestos utilizados en la matriz del polímero, sino de su compatibilidad y de las fuerzas de cohesión, incluyendo enlaces covalentes, enlaces iónicos y enlaces de hidrógeno, entre moléculas de polímero formadoras de recubrimiento (Dávila *et al.*, 2011). Los agentes inmovilizantes se pueden obtener de una gran variedad de fuentes como lo son las plantas, algas, animales y

microorganismos bacterianos o fúngicos, siendo una de las fuentes más utilizadas las algas (Hernández et al., 2016a; Pasquel, 2001).

2.9.1. Agentes inmovilizantes obtenidos de algas

Hay una diversidad de agentes inmovilizantes, sin embargo, algunos son los que destacan debido a su fácil utilización, obtención o rendimiento, entre los inmovilizantes más comercializados o industrialmente utilizados encontramos los obtenidos a partir de algas, como lo son:

1. **Agar:** Este polímero se obtiene de algas rojas de la clase *Rhodophyceae* (*Gelidium cartilagineum*, *Gracilaria confervoides* y *Pteroclaia capillacea*). El agar es de gran importancia ya que produce una gelificación perceptible en concentraciones tan bajas como 0.04% a temperaturas entre 35°C a 40°C, resultando un gel fuerte que es utilizado ampliamente en las áreas de microbiológica y biología molecular (Durazo et al., 2000; López et al., 2018).
2. **Goma carragenina:** Es un compuesto polimérico sulfatado compuesto por unidades de galactosa y anhidrogalactosa extraído de algas rojas o rodofitas (de la familia *Rhodophyta*) ampliamente utilizado en la industria alimentaria como aditivo en diversas formulaciones alimentaria, sin aportar calorías, sabor o color a los productos (Pasquel, 2001; López et al., 2018).
3. **Alginato:** El alginato es un polisacárido formado por unidades de ácido D-manurónico y ácido L-gulurónico el cual podemos obtener de la dentro de sus características más sobresalientes se destacan su elasticidad y flexibilidad (Lupo et al., 2012; Pasquel, 2011). El alginato es ampliamente utilizado como agente o matriz inmovilizante de diversas moléculas y microorganismos (Rodríguez et al., 2003; Krasaekoop et al., 2004; Gardner y Champagne, 2005; Lupo et al., 2012).

2.10. Alginato

El alginato es un polisacárido lineal compuesto principalmente por dos unidades de monómeros, el ácido β -D-manurónico (M) y el ácido α -L-gulurónico (G), este polisacárido se encuentra presente en la pared celular de las algas marinas, debido a que tienen como principal función dar a las células rigidez, elasticidad, flexibilidad y la capacidad de enlazar agua (Avendaño *et al.*, 2013; Miranda *et al.*, 2008). El alginato se puede obtener a partir de las algas pardas (*Paeophyta*) (Miranda *et al.*, 2008), siendo las especies de *Ascophyllum*, *Durvillae*, *Ecklonia*, *Laminaria*, *Lessonia*, *Macrocystis*, *Sargassum* y *Turbinaria* las fuentes comerciales más comunes para obtener las sales de alginato (Ayarza, 2014).

Las sales de alginato obtenidos de estas especies están formadas principalmente por calcio (sal de ácido algínico insoluble en agua), obteniéndose en menor cantidad las sales de alginato compuestas por sodio, potasio, magnesio, estroncio y bario (Avendaño *et al.*, 2013; Ayarza, 2014; Ribeiro *et al.*, 2005; Papageorgiou *et al.*, 2012). El tipo de sal de alginato determinara el grado de solubilidad en agua del polisacárido (Avendaño *et al.*, 2013).

Las propiedades más sobresalientes de los alginatos se basan en su habilidad para solubilizarse en el agua y formar soluciones acuosas viscosas (Avendaño *et al.*, 2013), su capacidad para formar geles que se verá reflejada al unirse la solución de alginato de sodio con una sal de calcio (generalmente cloruro de calcio, CaCl_2), y finalmente, su propiedad para formar películas de alginato de sodio o calcio y fibras de alginato (Miranda *et al.*, 2008), estas tres propiedades dan un amplio rango de usos a las sales de alginato en diversas áreas industriales, médicas, agronómicas y de investigación. El ácido algínico tienen la capacidad para enlazarse con el cloruro de calcio (CaCl_2) y formar pequeñas esferas huecas con multicapas poliméricas que modulan estabilidad mecánica y la permeabilidad adecuada de solutos (Lee *et al.*, 2012; Mandal *et al.*, 2010), esta propiedad ha sido ampliamente explotada en áreas industriales para la elaboración de productos alimenticios, cosméticos y farmacéuticos, así como, para el desarrollo de técnicas de inmovilización de diferentes agentes biológicos e inorgánicos.

2.10.1. Usos del Alginato

Hurtado *et al.*, 2020 mencionan que el alginato muestra un gran número de aplicaciones que siguen en crecimiento debido a sus excelentes propiedades químicas, físicas y biológicas. De esta forma, en el **Cuadro 2** se presentan algunas de las aplicaciones del alginato dentro de diferentes áreas.

Cuadro 3. Usos industriales del alginato.

Tipo de Sal de Alginato	Usos	Referencias
Alginato de sodio y Alginato de propilenglicol	En la elaboración de cremas, quesos, salsas, y aderezos, así como, en la fabricación de cerveza se utiliza el alginato debido a que proporciona viscosidad o consistencia a los productos.	Lupo <i>et al.</i> , 2012.
Matriz de Alginato sin especificar el tipo de sal	La microencapsulación en alginato de bacterias probióticas se utilizar para proteger y mejorar su biodisponibilidad en los productos alimentarios y en el tracto intestinal, así como, para incrementa la cantidad de biomasa durante los procesos de fermentación destinados en la obtención de metabolitos secundarios de interés industrial	Krasaekoop <i>et al.</i> , 2004; Gardner y Champagne, 2005; Lupo <i>et al.</i> , 2012.
Alginato de calcio	El alginato es empleado en las impresiones dentales debido a su plasticidad, viscosidad, flexibilidad, elasticidad, resistencia, compatibilidad con otros materiales de uso odontológico y su fácil manipulación.	Ayarza, 2014; Buitrago, 2015.
Alginato de sodio más Aloe vera	Los recubrimientos en base a alginato son aplicados durante la postcosecha de tomate para mejorar la calidad, retardar el proceso de maduración, minimizar las pérdidas de peso y mantener la firmeza de los frutos.	Ventosa <i>et al.</i> , 2013.
Alginato de Sodio	Evaluación de capacidad de encapsulación y liberación controlada de un medicamento (Paracetamol).	Rodríguez <i>et al.</i> , 2003.

La revisión basada en las propiedades reportadas en la literatura científica sobre el beneficio de la aplicación exógena del ácido salicílico y el uso del alginato de sodio como agente inmovilizante basto para proponer una investigación centrada en la aplicación de tratamientos basados en estos dos compuestos, con la finalidad de observar y determinar el efecto de ambas compuestos sobre algunas moléculas de importancia en la defensa de la planta de tomate, y a la vez favorecer algunos aspectos fisiológicos y morfológicos vegetales al dejar biodisponible el ácido salicílico por un tiempo más prolongado. Esto con el objetivo de plantear las bases para una investigación a futuro que se base en la formulación orgánica de elicitores combinados (ácido salicílico y el alginato u alguno otro polisacárido), que contribuyan a utilizarse como preventivos en cultivos con problemas de pérdidas debido a patologías microbianas o abióticas, como es el caso del cultivo de tomate que es altamente susceptible a las pérdidas por infecciones con hongos o daños por temperaturas.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Instalaciones y Tratamientos

La experimentación del proyecto se llevó a cabo en diferentes instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (**Figura 3**). La parte analítica se realizó en los laboratorios del Departamento de Botánica y en el laboratorio de Fisiología Vegetal del Departamento de Horticultura.

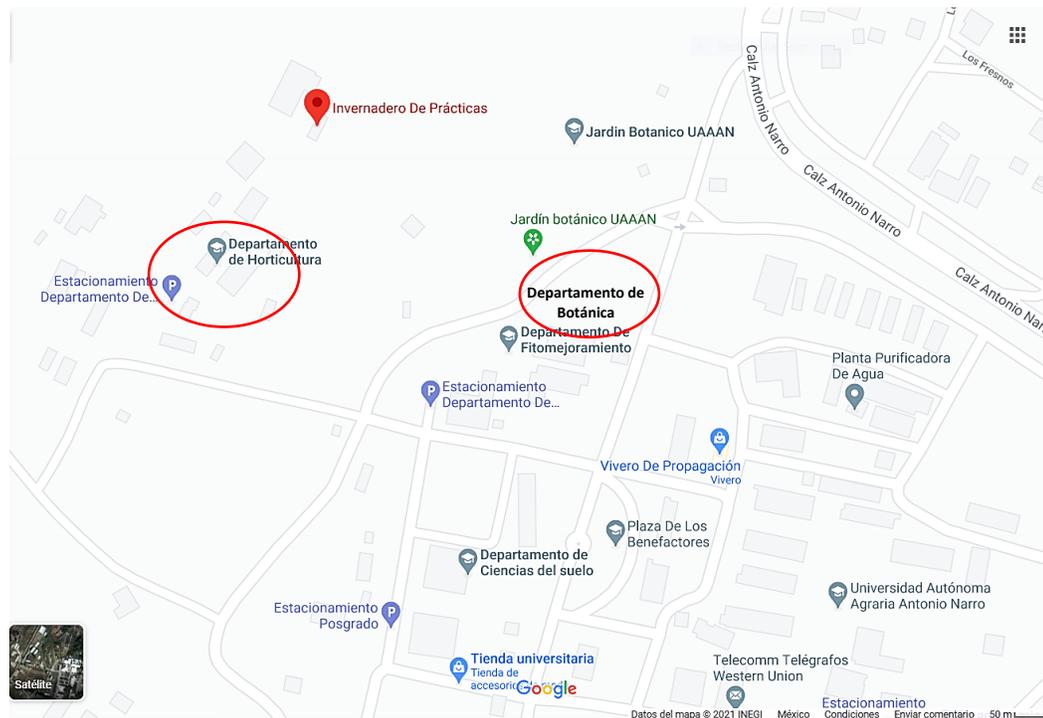


Figura 3. Ubicación del Departamento de Botánica y Departamento de Horticultura en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. **Fuente:** GOOGLE MAPS.

El Invernadero del Departamento de Forestal fue utilizado para establecer el cultivo de las plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* variedad Río Grande) a las cuales se aplicaron diferentes tratamientos durante su desarrollo (**Cuadro 4**). La **Figura 4** representa el acomodo al azar de las plántulas dentro del invernadero.

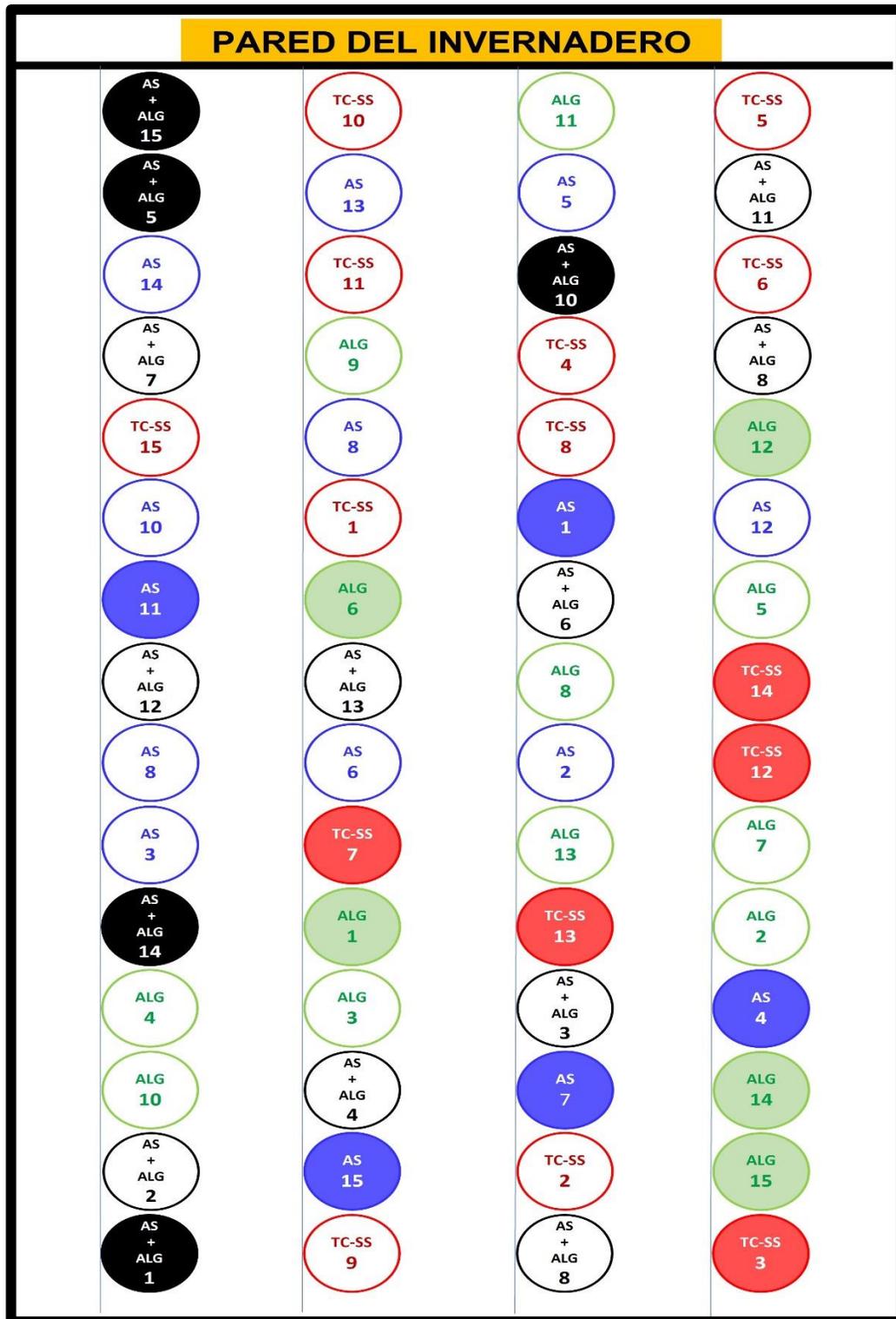


Figura 4. Distribución espacial al azar dentro del invernadero de plántulas de tomate sometidas a diferentes tratamientos. Los círculos sin relleno representan a las plántulas muestreadas 24 horas después de la primera dosis de tratamientos y los círculos completamente coloreados representan a las plántulas muestreadas 24 horas posteriores a la segunda aplicación las dosis de cada tratamiento.

Cuadro 4. Tratamientos y Código de Colores.

Tratamientos	Siglas	Abreviación	Descripción
Tratamiento 1	AS	AS 0.01mM	Solución de Ácido Salicílico a 0.01mM.
Tratamiento 2	ALG	ALG 2%-Ca ²⁺	Matriz de alginato-calcio. (Gelificación de alginato al 2% en solución de calcio a 0.06M).
Tratamiento 3	AS + ALG	AS 0.01mM en ALG 2%-Ca ²⁺	Ácido Salicílico a 0.01mM inmovilizado en una Matriz de alginato-calcio.
Tratamiento 4	TC-SS	Control Riego Solución Steiner	Tratamiento control. (Riego con Solución Nutritiva Steiner).

3.2. Inmovilización del ácido salicílico en una matriz de calcio-alginato (Modificación de la técnica de inmovilización reportada Boadi y Neufeld, 2001).

Se dispersaron 0.0138g de ácido salicílico en 1L de solución de alginato de sodio al 2% (P/V), resultando una concentración de 0.1mM de ácido salicílico. Las mezclas se dejaron gotear dentro de 50 mL de solución fría de CaCl₂ (0.06M), la cual se encontró en continua agitación con ayuda de una mosca magnética. Las perlas resultantes tuvieron un diámetro aproximado de 2.2 mm. En el sobrenadante restante se cuantificó la presencia del ácido salicílico para determinar la cantidad de fitohormona inmovilizada. Las perlititas obtenidas, fueron colocadas en las macetas.

3.3. Cuantificación de ácido salicílico inmovilizado por HPLC.

Se tomaron 1000µL del sobrenadante del cloruro de calcio que se utilizó para inmovilizar el ácido salicílico en el alginato, y se filtraron mediante una jeringa,

filtrado a través de un filtro de PVDF de 0.45µm de poro, posteriormente el sobrenadante filtrado fue colocado en un vial para HPLC y se desgasificó en un ultrasonificador por 5 min. En seguida 20µL del sobrenadante fue inyectado en el cromatógrafo de líquidos. El análisis del ácido salicílico se llevó a cabo mediante el uso de una columna de C-18 (250 mm de longitud). Las fases móviles utilizadas son 50% de fase A (agua 94.9% : acetonitrilo 5% : ácido fórmico 0.1%) y 50% de fase B (acetonitrilo 94.9% : agua 5% : ácido fórmico 0.1%) a un flujo de 0.6 mL/min, y controlando la temperatura de la columna a 35 °C. La detección de la molécula de ácido salicílico se realizó a una longitud de onda de 250nm. Para calcular la concentración de ácido salicílico presente en el sobrenadante de cloruro de calcio se utilizó la ecuación de la recta resultante de una curva patrón de ácido salicílico (0ppm a 500ppm), la cual fue analizada siguiendo las mismas condiciones cromatográficas señaladas para el sobrenadante de cloruro de calcio (Forcat *et al.*, 2008). Posteriormente, se calculó el porcentaje de retención de ácido salicílico en la matriz de alginato-calcio tomando como 100% la concentración inicial de ácido salicílico a inmovilizar, a partir de la cual se calculó el porcentaje correspondiente de la concentración presente en el sobrenadante. La prueba de cuantificación de la inmovilización de ácido salicílico en la matriz alginato-calcio se realizó por triplicado.

3.4. Aplicación del ácido salicílico inmovilizado en plántulas de tomate.

Se utilizaron 10 macetas de 1 litro con una proporción de perlita y peat moss (30:70) en las cuales se sembraron semillas de tomate variedad toro. Una vez que emergieron las plántulas fueron colocadas en una mesa y se les aplicó fertiirrigación utilizando una solución Steiner al 25%, manteniendo la humedad del sustrato en un 80%. A los 10 días posteriores a la siembra se inició con la aplicación de los tratamientos.

Se aplicarán los tratamientos a utilizar en cada una de las plantas:

1. 10 macetas de 1 litro con una proporción de perlita y peat moss (30:70) para llevar a cabo el cultivo de plantas control negativo (solo riego con solución nutritiva Steiner).
2. 10 macetas de 1 litro con una proporción de perlita y peat moss (30:70) para llevar a cabo el cultivo de plantas control negativo (matriz de alginato-calcio).
3. 10 macetas de 1 litro con una proporción de perlita y peat moss (30:70) para llevar a cabo el cultivo de plantas control positivo absoluto (ácido salicílico a 0.1mM sin inmovilizar).
4. 10 macetas de 1 litro con una proporción de perlita y peat moss (30:70) para llevar a cabo el cultivo de plantas control positivo analítico (con ácido salicílico a 0.1mM inmovilizado en la matriz de alginato-calcio).

3.5. Cuantificación de la acumulación de ácido salicílico en tejido por medio de la técnica de HPLC.

3.5.1. Extracción de ácido salicílico a partir del tejido foliar liofilizado (Muñoz-López *et al.*, 2018).

Los tejidos liofilizados de las plántulas de tomate se colocaron en un mortero de mano y congeladas con nitrógeno líquido, se maceraron hasta obtener un polvo fino y en tubos para microcentrífuga de 1.5 mL se agregan 50 mg de este polvo aún congelado. Al tubo para microcentrífuga se le añade 1 mL de la solución de extracción y se procedió a colocarlo en un vortex por aproximadamente 15 segundos, posteriormente se sometió a ultrasonificación por 10 minutos para lograr una mejor solubilización del ácido salicílico. Al término de paso anterior el extracto

fue centrifugado a 13,000 rpm por 10 min y una vez finalizado este proceso el sobrenadante fue extraído con una jeringa, filtrado a través de un filtro de PVDF de 0.45µm de poro y colocado en un tubo para microcentrífuga nuevo (Aboul *et al.*, 2004).

3.5.2. Cuantificación de ácido salicílico por HPLC

El extracto obtenido para determinar ácido salicílico se desgasificó en un ultrasonificador por 5 min. En seguida 20µL del extracto fue inyectado en el cromatógrafo de líquidos. El análisis del ácido salicílico se llevó a cabo mediante el uso de una columna de C-18 (250 mm de longitud). Las fases móviles utilizadas son 50% de fase A (agua 94.9% : acetonitrilo 5% : ácido fórmico 0.1%) y 50% de fase B (acetonitrilo 94.9% : agua 5% : ácido fórmico 0.1%) a un flujo de 0.6 mL/min, y controlando la temperatura de la columna a 35 °C. La detección de la molécula de ácido salicílico se realizó a una longitud de onda de 250nm. Para determinar la concentración del ácido salicílico presente en los extractos foliares se utilizó la ecuación de la recta resultante de una curva patrón de ácido salicílico (0ppm a 500ppm), la cual fue analizada siguiendo las mismas condiciones cromatográficas señaladas para los extractos (Forcat *et al.*, 2008).

3.6. Cuantificación de pigmentos fotosintéticos (clorofilas y carotenoides) Sarker *et al.*, 2014.

3.6.1. Determinación de carotenoides totales y clorofila

Los carotenoides totales y el contenido de clorofila a, b y clorofilas totales se cuantificaron mediante un método espectrofotométrico mediante el uso de coeficientes de absorción y la absorbancia a diferentes longitudes de onda (663nm, 645nm y 480nm).

Para la extracción de los pigmentos fotosintéticos se pesó 100 mg de hoja liofilizada, se pasó a un mortero y se añadió 1 mL de acetona al 80%, finalmente se sonicaron por 10 min a temperatura ambiente y fueron centrifugadas a 15,000 r.p.m. durante 10 minutos a 4°C. El sobrenadante resultante fue puesto en una celdilla para posteriormente se leído en espectrofotómetro a 663nm, 645nm y 480nm, usando acetona al 80% como blanco.

Para estimar el contenido de clorofila a, clorofila b, clorofilas y carotenoides totales se utilizaron las siguientes ecuaciones (Sarker *et al.*, 2014):

$$\text{Carotenoides totales (mg / g)} = A_{480} + (0.114 \times A_{663}) - (0.638 \times A_{645}) \times V / 1000 \times W$$

Donde:

A = Absorbancia a la longitud de onda dada

V = Volumen final de acetona al 80% en ml

W = Peso de la muestra en gramos

$$\text{Clorofila "a" (mg / g)} = (12.7 \times A_{663}) - (2.69 \times A_{645}) \times V / 1000 \times W$$

$$\text{Clorofila "b" (mg / g)} = (22.9 \times A_{645}) - (4.68 \times A_{663}) \times V / 1000 \times W$$

$$\text{Clorofila total "a" + "b" (mg / g)} = (8.02 \times A_{663}) + (20.2 \times A_{645}) \times V / 1000 \times W$$

Donde:

A = Absorbancia a la longitud de onda dada

V = Volumen final de acetona al 80% en ml

W = Peso de la muestra en gramos.

3.7. Cuantificación de potencial de antioxidante total por la técnica de DPPH.

Las hojas de las plántulas se liofilizaron por 72 horas, posteriormente se maceraron con mortero de mano y se tomaron 50 mg de este tejido pulverizado más 10 mg de polivinilpirrolidona. Se colocó en un tubo para centrifuga y se le añadieron 1.5 mL de 0.1 M de buffer de fosfatos pH 7-7.2, y se sonificó por 5 min, posteriormente se llevó a cabo una microcentrifugación a 12,500 rpm por 10 min a 4°C., el

sobrenadante se recolectó y filtró con una membrana de nylon de 0.45 μ de poro. Finalmente, el extracto se diluyó en una proporción 1:15 con buffer de fosfatos (Ahmad *et al.*, 2008). El extracto diluido fue cuantificado mediante la técnica del DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil) en la cual la forma oxidada de este radical absorbe a un máximo de 540 nm y la inhibición en la oxidación fue atribuida directamente a la presencia de antioxidantes. La absorbancia se leyó en un lector de placas marca ELx800 mediante el uso de placas de 96 well. Se trazó una curva patrón usando como referencia el TROLOX y el Ácido Ascórbico. Los resultados fueron expresados en unidades de mM de Equivalentes Trolox y unidades mM de equivalentes de Ácido Ascórbico.

3.8. Determinación de biomasa fresca y seca.

Para determinar la biomasa fresca y seca se realizaron muestreos destructivos a los 50 días posteriores a la siembra. Cinco plántulas representativas por tratamiento fueron divididas en hoja, tallo y raíz, los cuáles fueron pesados por separado en una balanza electrónica antes de ser sometidas a secado y el peso fue registrado como biomasa fresca. Posteriormente la plántula fue secada en una estufa a temperatura constante de 70°C durante 72h, y posteriormente, se pesaron en una balanza electrónica registrando los datos obtenidos como biomasa seca (Velasco *et al.*, 2016).

3.9. Variables agronómicas de crecimiento.

Son aquellas variables que nos indican la respuesta positiva o negativa de un producto sobre el crecimiento vegetativo o la fructificación, lo cual se refleja como un efecto del cambio en la fisiología de la planta, permitiéndonos conocer mejor la respuesta vegetativa específica hacia algunos componentes químicos exógenos o factores abióticos o bióticos a los que se somete dicha planta (Asprelli *et al.*, 2005).

Las variables agronómicas evaluadas fueron:

- **Número de hojas**

El número de hojas se cuantificó contando cada lámina foliar (foliolo) dentro de la hoja compuesta en la totalidad de la planta.

Diámetro del tallo

El diámetro del tallo fue medido con el apoyo de un vernier digital a 10 cm sobre la base del tallo y el diámetro intermedio se midió de los 8 cm después.

- **Altura de la planta.**

La altura se midió con cinta métrica flexible desde la base del tallo hasta el externo apical del tallo.

- **Longitud de la raíz**

La longitud de la raíz fue medida con una regla milimétrica desde la base del tallo hasta el extremo apical de la raíz.

3.10. Análisis estadístico

Los datos fueron analizados con el programa Statistical Analysis Systems (**InfoStat** 2017.1.2.) mediante un análisis de comparación de medias (LSD de Fisher ($\alpha \leq 0.05$)). En el **Cuadro 5** se muestra la distribución del número de réplicas analizadas en cada una de las determinaciones para cada uno de los tratamientos evaluados.

Cuadro 5. Distribución de réplicas analizadas por tratamiento.

Tratamiento	Cuantificación de AS en Tejido Foliar		Pigmentos Fotosintéticos		Potencial Antioxidante Total		Variables Agronómicas
	M1	M2	M1	M2	M1	M2	M3
AS	5	5	5	5	5	5	5
ALG	5	5	5	5	5	5	5
AS + ALG	5	5	5	5	5	5	5
TC-SS	5	5	5	5	5	5	5

M1= 06 de diciembre de 2018, **M2=** 11 de diciembre de 2018, **M3 =** 18 de diciembre de 2018. **MUESTREO 1 (M1)** (Primera aplicación de los tratamientos posterior a 15 días de trasplante y colecta 24 horas después de la primera aplicación), **MUESTREO 2 (M2)** (Segunda aplicación de los tratamientos posterior a 21 días de trasplante y colecta 24 horas después de la segunda aplicación), **MUESTREO 3 (M3)** (Segunda aplicación de los tratamientos posterior a 21 días de trasplante y colecta 8 días después de la segunda aplicación).

IV. RESULTADOS y DISCUSIÓN

4.1. Acumulación de ácido salicílico en el tejido foliar de tomate.

Por medio de la técnica de Cromatografía Líquida de Alta Resolución se analizó el contenido de ácido salicílico en tejidos de hojas liofilizadas en las plantas sometidas a los diferentes tratamientos, los resultados (**Cuadro 6**) muestran diferencias en el contenido de Ácido Salicílico (AS) observándose una acumulación mayor en las plantas que recibieron el AS encapsulado en alginato en comparación con los niveles mostrados en los tejidos de hoja de las plantas a las cuales solo se les aplicó el riego con la solución nutritiva Steiner (Plantas Control).

Cuadro 6. Acumulación de ácido salicílico en tejido foliar liofilizado de plántulas de tomate.

Tratamiento	AS (mg/g ps)
TC-SS	0.0029 ± 0.0004 b
ALG	0.0036 ± 0.0005 ab
AS	0.0037 ± 0.0004 ab
ALG + AS	0.0046 ± 0.0004 a

Los datos mostrados representan el promedio de 5 réplicas por tratamiento cuantificados a 250nm mediante la técnica de HPLC. Valores con letras iguales en cada columna, son estadísticamente similares con base en la prueba de LSD de Fisher ($p \leq 0.05$).

El **Cuadro 6** permite observar que las hojas de las plantas sometidas al tratamiento de AS encapsulado en alginato presentan en ambos muestreos posteriores a las 24 horas de la aplicación de las 2 dosis de los tratamientos los niveles más altos de AS acumulado en los tejidos de hoja.

Cuadro 7. Análisis de los niveles acumulados de ácido salicílico en tejido foliar liofilizado de plántulas tomate sometidos a la aplicación de 2 dosis de cada tratamiento.

Tratamiento	Aplicación (Muestreo)	AS (mg/g ps)	
TC-SS (control)	1	0.0026 ± 0.0006	b
AS	1	0.0038 ± 0.0006	ab
ALG	1	0.0042 ± 0.0007	ab
ALG + AS	1	0.0043 ± 0.0006	ab
TC-SS (control)	2	0.0032 ± 0.0006	ab
AS	2	0.0036 ± 0.0006	ab
ALG	2	0.0030 ± 0.0006	b
ALG + AS	2	0.0049 ± 0.0006	a

Los datos mostrados representan promedio de 5 réplicas por tratamiento cuantificados a 250nm. **MUESTREO 1** (Primera aplicación de los tratamientos posterior a 15 días de trasplante y colecta 24 horas después de las aplicaciones). **MUESTREO 2** (Segunda aplicación de los tratamientos posterior a 21 días de trasplante y colecta 24 horas después de las aplicaciones). Valores con letras iguales en cada columna, son estadísticamente similares con base en la prueba de LSD de Fisher ($p \leq 0.05$).

En el **Cuadro 7** se observa las interacciones entre tratamientos con muestreos de las distintas fechas de análisis en base a los resultados obtenidos no se muestran diferencias estadísticamente significativas debido a que los resultados obtenidos muestran que el mejor tratamiento en hoja fue ALG + AS de la segunda fecha de muestreo. Jordan, 2016 trabajó con la fitohormona ácido abscísico (ABA) en hojas de (*Acer pseudoplatanus*) en concentraciones de ABA son entre 0.01 y 1.0 M, directo a la planta, ayudando a la regulación de crecimiento, control de la apertura de estomas y respuestas a estreses ambientales como sequía, salinidad, baja temperatura, ataque por patógenos y radiación ultravioleta. Otros trabajos, muestran la aplicación directa de AS en hojas de tabaco (*Nicotiana tabacum* cv. Xanthi-nc) en concentraciones de 0.01 y 1.0 M vía foliar, se observó la producción de proteínas relacionadas a la patogénesis, conocidas también como proteínas PR, para la

infección de un patógeno y la concentración de AS endógeno aumentó alrededor de 40 veces en hojas inoculadas con el virus y aproximadamente 10 veces en hojas no inoculadas de la misma planta y resistencia contra virus, bacterias y hongos patógenos (Sánchez *et al.*, 2010).

4.2. Pigmentos fotosintéticos en tejido foliar de plántulas de tomate.

Se cuantificó los niveles de clorofila a, clorofila b y clorofilas totales, así como, los valores de carotenoides totales (*Pigmentos fotosintéticos*) en tejido foliar de plántulas de *Solanum lycopersicum* variedad Río Grande posterior a la aplicación de los diferentes tratamientos (solución Steiner), ácido salicílico a 0.1mM, perlas de alginato de calcio al 2% y ácido salicílico a 0.1mM inmovilizado en alginato de calcio al 2%). Las aplicaciones fueron hechas en 2 fechas diferentes: La primera aplicación el día 05 de diciembre de 2018 y la segunda aplicación el día 10 de diciembre de 2018, muestreándose en ambos casos trascurridas 24 horas después de la aplicación del ácido salicílico (**Muestreo 1 (M1)**: 6 de diciembre de 2018 y **Muestreo 2 (M2)**: 11 de diciembre de 2018). Los resultados de la cuantificación de los pigmentos fotosintéticos se muestran en los **Cuadros 8 y 9**.

4.3. Cuantificación de pigmentos fotosintéticos en tejido foliar (clorofilas y carotenoides).

Cuadro 8. Determinación de pigmentos fotosintéticos en plántulas de tomate sometidas a cuatro tratamientos.

Tratamiento	Clorofila a (mg/g)	Clorofila b (mg/g)	Clorofila Total (mg/g)	Carotenoides Totales (mg/g)
TC-SS	0.0014 ± 0.0001 b	0.00036 ± 0.0001 b	0.0017 ± 0.0001 b	0.25 ± 0.01 b
AS	0.0014 ± 0.0001 b	0.00047 ± 0.0001 a	0.0019 ± 0.0001 ab	0.34 ± 0.01 a
ALG	0.0014 ± 0.0001 b	0.00047 ± 0.0001 a	0.0019 ± 0.0001 ab	0.31 ± 0.0001 b
ALG + AS	0.0016 ± 0.0001 a	0.00041 ± 0.0001 ab	0.0020 ± 0.0001 a	0.33 ± 0.01 a

Los valores de los diferentes pigmentos fotosintéticos representan las medias de 5 réplicas para cada tratamiento. Los valores con letras iguales en cada columna son estadísticamente similares de acuerdo con la prueba de media de LSD de Fisher ($p \leq 0.05$).

En base al **Cuadro 8** observamos que los 3 tratamientos aplicados (Alginato + Ácido Salicílico, Ácido Salicílico y Alginato) mejoran los niveles de clorofila a y carotenoides comparados con el tratamiento control (Riego con solución Steiner). Observándose los mayores niveles para ambas moléculas (Clorofila a y Carotenoides) al usar el tratamiento de ácido salicílico inmovilizado en la matriz de alginato de calcio, comprobando que la encapsulación en alginato mejora la eficiencia del ácido salicílico.

Cuadro 9. Determinación de pigmentos fotosintéticos en plántulas de tomate sometidas a cuatro tratamientos.

Tratamiento	Muestreo	Clorofila a (mg/g)	Clorofila b (mg/g)	Clorofila Total (mg/g)	Carotenoides Totales (mg/g)
TC-SS	1	0.0013 ± 0.0001 b	0.00034 ± 0.00004 b	0.0017 ± 0.0001 b	0.25 ± 0.0247 c
AS	1	0.0014 ± 0.0001 b	0.00048 ± 0.00004 a	0.0018 ± 0.0001 ab	0.34 ± 0.0247 ab
ALG	1	0.0014 ± 0.0001 b	0.00048 ± 0.00004 a	0.0018 ± 0.0001 ab	0.33 ± 0.0247 ab
ALG + AS	1	0.0017 ± 0.0001 a	0.00044 ± 0.00004 ab	0.0022 ± 0.0001 a	0.36 ± 0.0247 a
TC-SS	2	0.0014 ± 0.0001 b	0.00038 ± 0.00004 ab	0.0018 ± 0.0001 ab	0.27 ± 0.0247 bc
AS	2	0.0014 ± 0.0001 b	0.00046 ± 0.00004 ab	0.0019 ± 0.0001 ab	0.34 ± 0.0247 ab
ALG	2	0.0014 ± 0.0001 b	0.00046 ± 0.00004 b	0.0019 ± 0.0001 ab	0.29 ± 0.0247 bc
ALG + AS	2	0.0015 ± 0.0001 ab	0.00038 ± 0.00004 b	0.0019 ± 0.0001 b	0.30 ± 0.0247 bc

Los valores de los diferentes pigmentos fotosintéticos representan las medias de 5 réplicas para cada tratamiento. Los valores con letras iguales en cada columna son estadísticamente similares de acuerdo con la prueba de media de LSD de Fisher ($p \leq 0.05$). **MUESTREO 1** (Primera aplicación de los tratamientos posterior a 15 días de trasplante y colecta 24 horas después de las aplicaciones). **MUESTREO 2** (Segunda aplicación de los tratamientos posterior a 21 días de trasplante y colecta 24 horas después de las aplicaciones).

Hadi *et al.*, 2014 aplico 4 concentraciones de ácido salicílico (0, 0.1, 0.5 y 1.0 mM) y determinó la clorofila a, b y clorofila total, carotenoides, en frijol blanco estresado (*Phaseolus vulgaris* L.) vía suelo, foliar e imprimación, los resultados mostraron que el efecto de las concentraciones aplicadas y los métodos de aplicación sobre la clorofila a y la clorofila total fueron significativos según los resultados, el mayor impacto correspondió al tratamiento del suelo, que no fue significativamente diferente al imprimado. Entre las concentraciones aplicadas, la concentración de 0.1 y 0.5 mM fue la más eficaz y la concentración de 1 mM no fue significativamente diferente del control.

Por otra parte, Fahad y Bano., (2012) quienes aplicaron en cultivo de maíz (*Zea mays* L.) vía foliar los siguientes tratamientos: (a) condiciones no salinas, (b) condiciones no salinas más una dosis de 10^{-5} M (0.01mM) de ácido salicílico (AS), (c) condiciones salinas y (d) condiciones salinas más una dosis de 10^{-5} M (0.01mM) de AS, reportando que el cultivo de maíz en condiciones salinas más una dosis de 10^{-5} M (0.01mM) de AS presentó un incremento en los niveles de clorofila a, clorofila b y carotenoides en comparación con las plantas cultivadas en campo salino sin AS, por lo dedujeron que el aumento de las clorofilas y carotenoide se debía a la aplicación de SA bajo estrés salino.

4.4. Potencial antioxidante total en tejido foliar de tomate.

En el **Cuadro 10** no se observan diferencias estadísticas significativas en el potencial antioxidante total promedio de ambos muestreos realizados durante la aplicación de dos dosis de cada tratamiento, sin embargo, cuando analizamos por separado los nuestros realizados posteriormente a la aplicación de cada dosis de tratamientos (**Cuadro 11**) se observa que la primera dosis tuvo un mayor efecto en la estimulación de la producción de antioxidantes al comparar entre plantas sometidas al mismo tratamiento con una segunda dosis.

Cuadro 10. Potencial antioxidante total en tejido foliar liofilizado de plántulas de tomate sometidas a tratamientos en base a ácido salicílico y alginato, aplicados individuales y combinados.

TRATAMIENTOS	POTENCIAL ANTIOXIDANTE (Equivalentes de mM de TROLOX)
TC-SS (Control)	2.10 ± 0.28 a
AS	2.27 ± 0.28 a
ALG	2.28 ± 0.28 a
ALG + AS	2.75 ± 0.28 a

Los valores promedios del potencial antioxidante representan las medias de 5 réplicas para cada tratamiento analizadas a 540nm. Los valores con letras iguales en cada columna son estadísticamente similares de acuerdo con la prueba de media de LSD de Fisher ($p \leq 0.05$).

En el **Cuadro 11** muestra que posterior a la primera dosis de tratamientos hay una diferencia significativa entre el potencial antioxidante total que muestran las

plántulas sometidas a la aplicación de ácido salicílico 0.01mM inmovilizado en la matriz de alginato-calcio en comparación con las plántulas del tratamiento control, observándose en las primeras un incremento en el potencial antioxidante. Sin embargo, al analizar y comparar los resultados con los obtenidos posterior a la segunda dosis aplicada de cada tratamiento, se observa que la mayoría de las plántulas muestran una disminución en su potencial antioxidante, con excepción de las plántulas control, aunque esta disminución no representa diferencias significativas con los resultados obtenidos tras las primeras dosis aplicadas. La única diferencia significativa observable se muestra al comparar el potencial antioxidante total obtenido de plántulas tras la primera dosis de AS + ALG en comparación con los niveles obtenidos de plántulas sometidas a la primera dosis del tratamiento control y plántulas sometidas a la segunda dosis de AS, obteniéndose valores más altos de antioxidantes totales en las plántulas analizadas 24 horas posterior a la primer aplicación e AS + ALG.

Cuadro 11. Potencial antioxidante total en tejido foliar liofilizado de plántulas de tomate.

TRATAMIENTOS	MUESTREOS	POTENCIAL	
		ANTIOXIDANTE TOTAL (mM equivalentes TROLOX)	
TC-SS (Control)	1	1.85 ± 0.40	b
AS	1	2.81 ± 0.40	ab
ALG	1	2.56 ± 0.40	ab
ALG + AS	1	3.12 ± 0.40	a
TC-SS (Control)	2	2.36 ± 0.40	ab
AS	2	1.73 ± 0.40	b
ALG	2	1.99 ± 0.40	ab
ALG + AS	2	2.38 ± 0.40	ab

Los valores promedios del potencial antioxidante representan las medias de 5 réplicas para cada tratamiento analizadas a 540nm. **MUESTREO 1** (Primera aplicación de los tratamientos posterior a 15 días de trasplante y colecta 24 horas después de las aplicaciones). **MUESTREO 2** (Segunda aplicación de los tratamientos posterior a 21 días de trasplante y colecta 24 horas después de las aplicaciones). Valores con letras iguales en cada columna, son estadísticamente similares con base en la prueba de LSD de Fisher ($p \leq 0.05$).

Los resultados observados en el **Cuadro 11** diferencian de lo reportado por Ramírez *et al.*, (2006) quienes, en cultivo de acelga, coliflor, brócoli y repollo, cultivadas bajo invernadero aplicaron vía foliar en ácido salicílico (AS) 10^{-6} M (0.001 mM), ácido benzoico (AB) 10^{-6} M (0.001 mM), y quitosán (Q) al 1 %, usando como testigo un riego sin la aplicación de los tratamientos. En las determinaciones realizadas en la acelga y repollo se observó un incremento en la capacidad antioxidante total en respuesta a las aplicaciones de AS y Q, mientras que en coliflor no se registró ningún efecto para ninguno de los tratamientos, y finalmente, en brócoli se encontró una disminución de la capacidad antioxidante total.

4.5. Determinación de variables agronómicas en plántulas de *Solanum lycopersicum*.

Con la finalidad de evaluar el efecto positivo o negativo de la aplicación vía suelo de diferentes tratamientos (solución de ácido salicílico a 0.1mM, ácido salicílico a 0.1mM inmovilizado en una matriz de alginato calcio al 2%, perlas de alginato de calcio al 2% y un tratamiento control (solución Steiner) se evaluaron diferentes variables agronómicas en las plántulas de tomate variedad Río Grande (**Cuadro 12**) mediante un muestreo destructivo (18 de diciembre de 2018) de la plántula de *Solanum lycopersicum* variedad Río Grande.

Cuadro 12. Variables agronómicas de la plántula todos los tratamientos.

Trat.	Altura de la planta	Longitud de raíz	Numero de hojas	Peso fresco	Peso seco	Diámetro del tallo
TC-SS	32.0 ± 1.38 a	31.2 ± 2.67 b	8.60 ± 0.37 a	29.33 ± 1.13 a	2.91 ± 0.12 ab	0.46 ± 0.02 a
AS	34.8 ± 1.38 a	31.2 ± 2.67 b	8.60 ± 0.37 a	28.48 ± 1.13 a	2.66 ± 0.12 b	0.45 ± 0.02 a
ALG	34.0 ± 1.38 a	36.4 ± 2.67 ab	8.40 ± 0.37 a	31.02 ± 1.13 a	3.12 ± 0.12 ab	0.46 ± 0.02 a
AS+ALG	34.0 ± 1.38 a	42.0 ± 2.67 a	8.60 ± 0.37 a	32.67 ± 1.13 a	3.27 ± 0.12 a	0.49 ± 0.02 a

Los valores promedios de las variables agronómicas representan las medias de 5 réplicas obtenidas por mediciones métricas. Valores con letras iguales en cada columna, son estadísticamente similares con base en la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$).

En el **Cuadro 12** se muestra que los tratamientos aplicados vía drench en plántulas de tomate variedad Río Grande (Ácido Salicílico + Alginato, Alginato) tienen un

impacto en el crecimiento vegetal al incrementar la longitud del sistema radical (raíces) y el peso seco, sin embargo, no se observaron cambios significativos con ningún tratamiento en los parámetros de altura de la planta, número de hojas, peso fresco y diámetro de tallo.

Los resultados favorables al aplicar AS y alginato, individualmente o combinados presentados en este trabajo de investigación han sido reportados por otros autores, que han obtenido resultados similares.

Este efecto ha sido señalado por Gutiérrez *et al.*, (1998) al evaluar tratamientos de AS a una concentración de 10^{-2} M y 10^{-8} M aplicados vía foliar en raíces y brotes de soja elevando el incremento de la longitud de raíz y tallo en condiciones bajo invernadero.

Por otra parte, los trabajos de investigación de Larqué *et al.*, (2010) indica que el perímetro y longitud de la raíz se ve incrementada debido al efecto de la aplicación de AS al utilizar concentraciones de 1.0 mM vía foliar en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum*) por lo contrario al efecto de aplicar concentraciones de 0.0001 mM de AS, las cuales reducen significativamente el perímetro de la raíz.

Otros autores como Sánchez *et al.*, (2011), reportan que aplicaron vía foliar AS a diferentes concentraciones (0.025 mM, 0.05 mM, 0.1 mM, 0.2 mM, 0.4 mM y 0.8 mM) más un control (sin AS) en plantas de Chile jalapeño (*Capsicum annuum*) teniendo un aumento significativo en la producción de biomasa foliar, biomasa de raíz y biomasa total, así como, con una máxima actividad fotosintética en las aplicaciones con concentraciones de 0.1mM y 0.2 mM de AS.

En el **Cuadro 12** no se observa cambios significativos en la altura de las plántulas de tomate al someterlas a los diferentes tratamientos, a diferencia de lo reportado por Valdez *et al.*, (2015) que aplicó diferentes dosis de AS a 10^{-4} M (0.1 mM), 10^{-5} M (0.01 mM), 10^{-6} M (0.001 mM) y un testigo con agua, así como solución nutritiva Steiner como solución de riego. Valdez *et al.*, (2015) evaluaron el efecto del ácido salicílico aplicado vía foliar sobre el crecimiento y composición mineral de plántulas de tomate, tomatillo y pimiento en condiciones de invernadero. En base a los resultados obtenidos ellos reportaron un aumento en el área foliar de las plántulas de tomate de hasta un 56.85% y 47.43% en el tratamiento control y el tratamiento

con AS 10^{-4} M, respectivamente. En cambio, con la concentración de AS 10^{-5} M se redujo la altura en 7.33 cm respecto al control, y finalmente, las plántulas de pimiento incrementaron su altura en un rango de 11%-12% respecto al control con los tratamientos de AS 10^{-5} M (0.01 mM) y AS 10^{-4} M (0.1 mM).

En el presente trabajo el diámetro del tallo de las plántulas de tomate no se vio afectado por los tratamientos utilizados vía riego, a diferencia de lo que nos dan a conocer en su trabajo Villanueva *et al.*, (2009) quienes aplicaron vía foliar diferentes concentraciones de ácido salicílico (AS): 10^{-6} M (0.001 mM), 10^{-8} M (0.00001 mM) y 10^{-10} M (0.0000001 mM). Dichos autores evaluaron el efecto del AS sobre la floración y el crecimiento de la planta de *Chrysanthemum morifolium* (Ramat) Kitamura var. Polaris White observando un incremento significativo en el peso de materia fresca y seca de follaje y raíz, así como, en el volumen de raíz y área foliar. Durante la floración se alcanzó el mayor diámetro de la flor (13.6 cm y 12.6 cm) con los tratamientos de 10^{-8} M y 10^{-10} M, respectivamente.

V. CONCLUSIONES

- Se establecieron y estandarizaron los parámetros de inmovilización de ácido salicílico dentro de una matriz alginato-calcio.
- Se determinó por HPLC la acumulación de ácido salicílico en tejido de hoja de plántulas de *Solanum lycopersicum* variedad Río Grande sometidos a diferentes tratamientos, y se observó la menor acumulación de ácido salicílico en muestras colectadas 24 horas posterior a la primera aplicación de Solución Steiner, mientras la mayor acumulación se observó en muestras de plántulas colectadas posterior a la aplicación de ácido salicílico inmovilizado en una matriz de alginato calcio, sin haber diferencias significativas en la concentración de ácido salicílico cuantificado posterior a las 24 horas de la primera y segunda aplicación.
- El contenido de clorofila a se incrementó con el uso de AS inmovilizado en alginato al 2% posterior a las 24 horas de la primera aplicación de las dosis, lo cual se reflejó en las clorofilas totales en el mismo muestreo. El mismo comportamiento fue observado en la cuantificación de los carotenoides.
- Se observa un efecto positivo al aplicar ácido salicílico que se suma a los efectos proporcionados por el alginato al inmovilizarse en una matriz alginato-calcio, observándose un incremento en la acumulación de ácido salicílico en tejido foliar, mayor concentración de clorofila a, potencial antioxidante,

longitud de raíz, diámetro del tallo y peso seco (biomasa seca), factores que son de gran importancia ya que una raíz más larga permitirá una mejor nutrición mineral y captación de agua, así como, un anclaje mejor de la planta al sustrato, sobre todo durante la germinación y floración, un tallo más grueso permitirá sostener mayor peso de frutos y tener más vascularización en la planta, lo cual repercutirá en la biomasa total debido a un mejor transporte de nutrientes

VI. LITERATURA CITADA

- Aboul, S.M.A.M.; Cook, K.; Loake, G.J. 2004. Measurement of salicylic acid by a high-performance liquid chromatography procedure based on ion-exchange. *Chromatographia*. 59(1): 129-133.
- Adalid, A.A.; Roselló, S.; Nuez, F. 2010. Evaluation and selection of tomato accessions (*Solanum section lycopersicum*) for content of lycopene, b-carotene and ascorbic acid. *J. Food Compos. Anal.* 23: 613-618.
- Abdelmajeed, N.A.; Khelil, O.A.; Danial, E.N. 2012. Immobilization technology for enhancing bio-products industry. *African Journal of Biotechnology*. 11(71): 13528-13539.
- Agudelo, A.A.G.; Ceballos, A.N.; Orozco, F.J. 2011. Caracterización morfológica del tomate tipo cereza (*Solanum lycopersicum* LINNAEUS). *Agron.* 19(2): 44-53.
- Anzalone, A. Cirujeda Ranzenberger,; A., Aibar Lete.; J, Pardo Sanclemente.; G. León Navarro, M. J., & Zaragoza Larios, C. (2007). Evaluación de materiales biodegradables de cobertura para el control de malas hierbas en tomate.
- Arroyo, M. 1998. Inmovilización de enzimas. Fundamentos, métodos y aplicaciones. *Ars. Pharmaceutica*. 39(2): 23-39.
- Anchondo-Aguilar, A., Núñez-Barrios, A., Ruiz-Anchondo, T., Martínez-Tellez, J., Vergara-Yoisura, S., & Larqué-Saavedra, A. 2011. Efecto del ácido salicílico en la bioproductividad de la fresa (*Fragaria ananassa*) cv Aromosa. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*. 2(2): 293-298.
- Ascencio, A.A.; Lopéz, B.A.; Borrego, E. F.; Rodríguez, H.S.A.; Flores O.A.; Jiménez, D.F.; Gámez, V.A.J. 2007. Marchitez Vascular del Tomate: I. Presencia de razas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersicum* (Sacc.) Snyder y Hansen en Culiacán, Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 26: 114-20.

- Asprelli, P.D.; López, A.F.S.; Cointry, E.L. 2005. Caracteres agronómicos en el cultivo de espárrago de diferentes edades y manejos. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*. 40(1): 47-52.
- Attaran, E.; Zeier, T. E.; Griebel, T.; Zeier, J. 2009. Methyl salicylate production and jasmonate signaling are not essential for systemic acquired resistance in *Arabidopsis*. *The Plant Cell*. 21(3): 954-971.
- Audenaert, K.; Pattery, T.; Cornelis, P.; Höfte, M. 2002. Induction of systemic resistance to *Botrytis cinerea* in tomato by *Pseudomonas aeruginosa* 7NSK2: role of salicylic acid, pyochelin, and pyocyanin. *Molecular Plant-Microbe Interactions*. 15(11): 1147-1156.
- Avendaño, R.G.C.; López, M.A.; Palou, E. 2013. Propiedades del alginato y aplicaciones en alimentos. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*. 7(1): 87-96.
- Ayala H. D.D., Ruiz S.D.R., Cruz G.E.J., López D.H.A. 2019. Ácido salicílico induce tolerancia al estrés por criogenia en *Solanum tuberosum*. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*. DOI: 10.29312/remexca.v10i7.1627
- Ayarza, L.J.L. 2014. Los alginatos: 20000 usos de las algas submarinas. *Revista de Química PUCP*. 28(1-2): 19-23.
- Badii, M.H.; Abreu, J. L. 2006. Control biológico una forma sustentable de control de plagas. *Daena: International Journal of Good Conscience*. 1(1): 82-89.
- Bernardo, V., Collado, F., Arango, C., Ruscitti, M., & Garita, S. 2017. Efecto del ácido salicílico sobre plantas de capsicum annuum micorrizadas, en presencia de metales pesados en el suelo. *Investigación Joven*. 4(2): 68-68.
- Bilbao, A.Y.; Valdés Diez, L.; Blanco, L.Y. T. 2000. Inmovilización covalente de glucosa oxidasa y peroxidasa. *Revista Cubana de Farmacia*. 34(2):108-112.
- Boadi, D.K.; Neufeld, R.J. 2001. Encapsulation of tannase for the hydrolysis of tea tannins. *Enzyme and Microbial Technology*. 28: 590-595.
- Borboa, F.J.; Rueda, P.E.O.; Acevedo, F.E.; Ponce, J.F.; Cruz, M.; Grimaldo, J.O.; García O.A.M. 2009. Detección de *Clavibacter michiganensis* subespecie *michiganensis* en el tomate del estado de Sonora, México. *Revista fitotecnia mexicana*. 32(4): 319-326.

- Buitrago S.E.M. 2015. Uso de materiales de impresión dental para el análisis de marcas de corte para identificación de elemento causa. *Rev. Case Rep.* 1(2): 1.4-1.8
- Camarena, G.G.; Almaráz R.T. 2007. Resistencia Sistémica Adquirida en Plantas: Estado Actual. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y Del Ambiente.* 13(2): 157-162.
- Carrillo, F.J.; Montoya, R.T.; García, R.; Cruz, O.J.; Márquez, Z. I.; Sañudo, B.A. 2003. Razas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* Snyder y Hansen, en Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en el Valle de Culiacán, Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología.* 21(2): 123-127.
- Casierra, P.F.; Aguilar A.O.E. 2008. Calidad en frutos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) cosechados en diferentes estados de madurez. *Agronomía Colombiana:* 26 (2): 300-307.
- Castellanos, J. Z. 2011. Manual de producción de tomate en invernadero. Celaya Gto: Intagri.
- Cebrián, C.S. 2020. Nuevos métodos y soportes para la inmovilización de enzimas. Universitat Politècnica de València. Escola Técnica Superior D'Enginyeria Agronómica I Del Medi Natural. Tesis de Maestría. pp.10.
- Cedillo, L.R.; Hernández, C.M.M.; Zapata, A.S.; Balagurusamy, N.; Escareño, M.P.L. 2014. Aplicaciones de las Enzimas Inmovilizadas Application of Immobilized Enzymes. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila.* 6(11): 1-9.
- Chalela, G.; Escalante, H.; Murcia, M.; Mora, R.H. 1991. Ventajas de la Inmovilización Microbiana Para un Proceso Biotecnológico. *Revista ION.* 13(1): 20-20.
- Cih, D.I.R.; Jaramillo, V.J.L.; Tornero, C.M.A.; Schwentesius, R.R. 2011. Caracterización de los sistemas de producción de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) en el estado de Jalisco, México. *Tropical and subtropical agroecosystems.* 14(2): 501-512.
- Contreras, L.S.E.; Huamán, T. D.; Contreras, L.H.S.; Huamán, T.D.; Noriega, C. H.W. 2017. Efecto del ácido acetil salicílico sobre el comportamiento

- agronómico de la papa (*Solanum tuberosum* L.). *Revista Latinoamericana de la papa*. 21(2): 15-24.
- Dar A., Shahnawa M., Ahanger M.A., Majid I. 2023. Exploring the Diverse Bioactive Compounds from Medicinal Plants: A Review. *The Journal of Phytopharmacology*. 12(3): 189-195.
- Dávila, J.L.; Galeas, S.; Guerrero, V.H.; Pontón, P.; Rosas, N.M.; Sotomayor, V.; Valdivieso, C. 2011. Nuevos materiales: aplicaciones estructurales e industriales. 5(13): 3-5.
- Datta, S.; Christena, L. R.; Rajaram, Y.R.S. 2013. Enzyme immobilization: an overview on techniques and support materials. *3 Biotech*. 3(1): 1-9.
- Défaz, G.; Andrés, S.; Moreira, C. 2017. Evaluación de alginato de sodio en la encapsulación de *Lactobacillus plantarum* en yogur sin sabor. Escuela Agrícola Panamericana. Zamorano Honduras. Tesis de Licenciatura. 3(6): 2-5.
- Díaz, N. 2012. Resistencia sistémica adquirida mediada por el ácido salicílico. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*. 10(2): 257-267.
- Fahad, S.; Bano, A. 2012. Effect of salicylic acid on physiological and biochemical characterization of maize grown in saline area. *Pak. J. Bot.* 44(4): 1433-1435.
- Fajardo, V. E. A.; Benítez, D. M.; Rodríguez, V. N. F.; Rivera, M. A. E.; Bernal, V. R. M. 2016. Sustrato y sistema de riego óptimos para la producción de tomate bajo condiciones de invernadero. Facultad de Ciencias e Ingeniería. *Revista Agronomía*. 3(1): 72-87.
- Fantova, M. C.; Galarreta, G.J. I. R. 2005. Variedades autóctonas de tomate del País Vasco. Eusko Jaurlaritzaren Argitalpen Zerbitzu Nagusia. *Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco*. 51(12).
- Florido.; Bacallao, M.; Bao, F. L. 2014. Tolerancia a estrés por déficit hídrico en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Cultivos Tropicales*, 35(3), 70-88.
- Forcat, S.; Bennett, M. H.; Mansfield, J. W.; Grant, M. R. 2008. A rapid and robust method for simultaneously measuring changes in the phytohormones ABA, JA and SA in plants following biotic and abiotic stress. *Plant methods*. 4(1): 1-8.

- García, S. J.; Williams, G.; Malaga, J. J. 2005. Efectos del TLCAN sobre las exportaciones de tomate de México a los Estados Unidos. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 28(4): 299-309.
- Gardner, N.; Champagne, C.P. 2005. Production of *Propionibacterium shermanii* biomass and vitamin B12 on spent media. *Journal of Applied Microbiology*. 99(5): 1236-1245.
- Garzón, T.J.A.; Cárdenas, V.O. G.; Bujanos, M. R.; Marín, J. A.; Becerra, F. A.; Velarde, F. S.; Martínez, C.J. L. 2009. Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad permanente del tomate en México. *Agricultura técnica en México*. 35(1): 61-72.
- Guédez, C.; Cañizalez, L.; Castillo, C.; Olivar, R. 2012. Evaluación in vitro de aislamientos de *Trichoderma harzianum* para el control de *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii* y *Fusarium oxysporum* en plantas de tomate. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología*. 32(1): 44-49.
- Gómez, D.E.; Reis, E.M. 2011. Inductores abióticos de resistencia contra patógenos. (1): 6-17.
- Gómez, J. D. L. 2018. Productividad, calidad y pungencia del chile habanero (*capsicum chinense jacq.*) por efecto del régimen nutrimental, podas de conducción y fertilización foliar. Tesis. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca. 2(34): 21-23.
- Gutiérrez, C. M.; Trejo, L.C.; Larquee, S. A. 1998. Effect of salicylic acid on the growth of roots and shoots in soybean. *Plant Physiol. and Biochem*. 36: (8) 563-565.
- Gutiérrez, E. C., & Arias, J. G. 2017. Control Óptimo para el control de temperatura en el cultivo de tomate en invernadero basado en un sistema dinámico. *Pistas Educativas*. 39(125).
- Guzmán, D.J.L. 2017. Evaluación de Sustratos en el Comportamiento Agronómico y Rendimiento de Tomate (*Solanum Lycopersicum L.*) en Condiciones de Invernadero. Requisito parcial para obtener el título de: Ingeniero Agrónomo en Producción. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Tesis. pp.14-22.

- Hayat, S.; Ali, B.; Ahmad, A. 2007. Salicylic acid: biosynthesis, metabolism and physiological role in plants. *In: Hayat, S. and Ahmad, A. (Eds.). Salicylic acid a plant hormone. Springer Dordrecht, The Netherlands.* pp. 401.
- Hadi, H.; Najafabadi, A.; Amirnia, R. 2014. Comparison of different treatment methods of salicylic acid on some physiological traits of white bean under salinity stress. *Cercetari Agronomice in Moldova*, 47(3), 97-105.
- Hernández T.C.J., Ilin A., Ventura S.J.M., Belmares C.R.E., Contreras E.J.C., Michelena Á.G., Martínez H.J.L. 2016a. La microencapsulación de bioactivos para su aplicación en la industria. ICIDCA sobre los derivados de la caña de azúcar. 50(1): 12-19.
- Hernández, T.M.R.; López, B. A.; Espinoza, V. J.; Sánchez, A. D.; Reyes, M. C. A.; Rojas, G. J. A.; Gordillo, M. F. A. 2016b. Potencial genético y heterosis para rendimiento en líneas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 7(2): 349-362.
- Herrera, A. L. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra Latinoamericana*, 17(3), 221-229.
- Hurtado, A.; Selgas, R.; Aroca, Á. S. 2020. El alginato y sus inmensas aplicaciones industriales. *Nereis. Interdisciplinary Ibero-American Journal of Methods, Modelling and Simulation.*, (12), 137-149.
- Iglesias, N. 2015. Tomate en invernadero: Estudios referidos a aspectos de ecofisiología de la producción forzada para las condiciones del norte de la Patagonia, Estación Experimental Agropecuaria Alto Valle. *Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria*; 3-4.
- Jordán, M.; Casaretto, J. 2006. Hormonas y reguladores del crecimiento: etileno, ácido abscísico, brasinoesteroides, poliaminas, ácido salicílico y ácido jasmónico. *Fisiología vegetal. Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile.*
- Juárez, M. A.; Karim, A.R.; Zermeño, G. A.; Ramírez, H.; Benavides, M. A. 2015. Análisis de crecimiento del cultivo de tomate en invernadero. Departamento de Horticultura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 5 (5): 943-954.

- Jakubus, M.; Bakinowska, E. 2022. The Effect of Immobilizing Agents on Zn and Cu Availability for Plants in Relation to Their Potential Health Risks. *Applied Sciences*, 12(13), 6538.
- Kimura, S., Sinha, N. 2008. Tomato (*Solanum lycopersicum*): A Model Fruit-Bearing Crop. *Cold Spring Harbor Protocols*. 3(11): 1- 9. doi:10.1101/pdb.emo105
- Klibanov, A. M. 1983. Stabilization of enzymes against thermal inactivation. *Advances in applied microbiology*, 29, 1-28.
- Klibanov, A.M. 1983 Immobilized enzymes and cells as practical catalysts. *Science* 219: 722-727.
- Krasaekoopt, W.; Bhandari, B.; Deeth, H.2004. The influence of coating materials on some properties of alginate beads and survivability of microencapsulated probiotic bacteria. *International Dairy Journal*. 14(8):737- 743.
- Lara, H. A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra Latinoamericana*, 17(3);221-229.
- Larqué, S. A. 1978. The antitranspirant effect of acetylsalicylic acid on *Phaseolus vulgaris*. *Physiol. Plant*. 43: 126-128.
- Larqué, S. A.; Martín, M. R.; Nexticapan, G.Á.; Vergara, Y.S.; Gutiérrez, R. M. 2010. Efecto del ácido salicílico en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 16(3), 183-187.
- Larquee, S.A. 1979. Stomata closure in response to acetylsalicylic acid treatment. *Z. Pflanzensphysiol*. 93(4): 371-375.
- León, F.; Viteri, D.; Cevallos, A. 2004. Manual del cultivo de tomate de árbol.;2(23).
- Lee, K. Y.; Mooney, D. J. 2012. Alginate: properties and biomedical applications. *Progress in polymer science*, 37(1), 106-126.
- Liu, J.; Chakraborty, S.; Hosseinzadeh, P.; Yu, Y.; Tian, S.; Petrik, I.; Lu, Y. 2014. Metalloproteins containing cytochrome, iron–sulfur, or copper redox centers. *Chemical reviews*, 114(8), 4366-4469.
- López M. L.M. 2016. Manual técnico del cultivo de tomate *Solanum lycopersicum*. pp. 20-21.

- López Velasco, D. M., & Sabogal Forero, O. J. (2018). Gomas empleadas en la industria de alimentos7(32).
- López, D. E.; Calero, H. A.; Gómez, L. Y.; Gil, U. Z.; Henderson, D.; Jimenez, J. 2017. Efecto agronómico del biosólido en cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum*): control biológico de *Rhizoctonia solani*. *Cultivos Tropicales*, 38(1), 13-23.
- Lupo, P.B.; González, A.C.; Maestro, G.A. 2012. Microencapsulación con alginato en alimentos. Técnicas y aplicaciones. *Rev. Venez. Cienc. Tecnol. Aliment.* 3(1):130-151.
- Mandal, S.; Kumar, S. S.; Krishnamoorthy, B.; Basu, S. K. 2010. Development and evaluation of calcium alginate beads prepared by sequential and simultaneous methods. *Brazilian journal of pharmaceutical sciences*, 46(4), 785-793.
- Magee, E.L.; Olson, N.F.; Linslay, R.C. 1981 Microencapsulation of cheese ripening systems: production of diacetyl and acetoin in cheese by encapsulated bacterial cell free extract. *J. Dairy Sci.* 64: 616-621.
- Marín, L. L. 2020. Evaluación de híbridos de tomate (*Solanum lycopersicum*) en condiciones de campo en Salitral de Santa Ana. *Alcances Tecnológicos*, (1), 59.
- Martín, F. J. P. 2009. *Respuestas inducidas por ácido salicílico y ácido abscísico en las simbiosis de judía y alfalfa en estrés salino. Doctoral dissertation, Universidad de Granada.*3(13).
- Martín, M.R.; Nexticapan, G.A.; Herrera, T.R.; Vergara, Y.S.; Larqué, S. A. 2012. Efecto positivo de aplicaciones de ácido salicílico en la productividad de papaya (*Carica papaya*). *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 3(8), 1637-1643.
- Martín, S.S.; Palao, S.R.; Aguilar, M. R.; García, F.L.; Arévalo, H.; Trinidad, A.; San Román, J. 2018. pH-sensitive polymeric nanoparticles with antioxidant and anti-inflammatory properties against cisplatin-induced hearing loss. *Journal of Controlled Release*, 270, 53-64.

- Martínez, S.; Grimaldi, M. C.; Garbi, M.; Artur, M. 2001. Efecto de la defoliación en tres momentos fenológicos sobre el rendimiento en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en invernadero. *Agricultura Técnica*, 61(4), 522-526.
- Martínez C.E. 2005. Efecto de composta elaborada a base de gallinaza sobre la producción de tomate, en invernadero. *Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro*. 3-5.
- Martínez, T. M. A.; García, R.M. 2012. Revisión: Aplicaciones ambientales de microorganismos inmovilizados. *Revista mexicana de ingeniería química*, 11(1), 55-73.
- Miranda, M.A.; Peralta, P.L.; González, V.A.; García, H.M.; Sánchez, G.M. 2008. Diseño de una planta productora de ácido algínico y alginatos a partir de *Azotobacter vinelandii*. *Ciencia Tecnol. Ed. Ed. Ciencia (IMIQ)*. 23(2): 91-98.
- Mosquera, L. H. 2010. *Influencia de la humedad y de la adición de solutos (maltodextrina o goma arábica) en las propiedades fisicoquímicas de borjón y fresa en polvo*. Universidad Politécnica de Valencia. Tesis Doctoral: 11(5).
- Morales, F, J.; Tamayo, P, J.; Castaño, M.; Olaya, C.; Martínez, A.; K.; Velasco, A, C. (2009). Enfermedades virales del tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en Colombia. *Fitopatol Colomb*, 33(1), 23-27.
- Muños, S.; Ranc, N.; Botton, E.; Bérard, A.; Rolland, S.; Duffé P.; Carretero, Y.; Le Paslier M.C.; Delalande, C.; Bouzayen, M.; Brunel, D.; Causse, M. 2011. Increase in Tomato Locule Number Is Controlled by Two Single-Nucleotide Polymorphisms Located Near WUSCHEL. *Plant Physiology*. 156: 2244-2254. ISSN 0032-0889.
- Muñoz-López, C.; Urrea-García, G. R.; Jiménez-Fernández, M.; Rodríguez-Jiménez, G. D. C.; Luna-Solano, G. 2018. Efecto de las condiciones de liofilización en propiedades fisicoquímicas, contenido de pectina y capacidad de rehidratación de rodajas de ciruela (*Spondias purpurea* L.). *Agrociencia*, 52(1), 1-13.
- Monroy, A. G., Díaz, J. M. B., Díaz, B. B., Medina, E. J., & Cruz, F. V. Monitoreo del estado hídrico del suelo y ambiental para el cultivo de jitomate en invernadero. 4(2), 4-5.

- Martínez B., Chavarin P.N., Valezuela E.C. 2008. Jitomate tecnología para su producción en invernadero. colegio de postgraduados. ISBN: 9786077533092.
- Nimse, S.B.; Song, K.; Sonawane, M.D.; Sayyed, D.R.; Kim, T. 2014. Immobilization techniques for microarray: challenges and applications. *Sensors*. 14(12): 22208-22229.
- Orozco, R. R.; Flores, M. D.; Argüello, D. F. 2011. Efecto de diferentes tipos de propagación en el rendimiento de mora Vino (*Rubus adenotrichus*). Ciencias naturales para el Desarrollo (DocinaDe) y Escuela de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional, Heredia. *Agronomía Mesoamericana*. 22(1):91-97.
- Palazón, P. A. 2014. Bioestimulantes e inductores de resistencia en el control de las enfermedades de madera. *Jornada Técnica WINE Tech Plus" Enfermedades de Madera en el Viñedo*. 3(5): 120-110.
- Pardos, J. A. 2004. Respuestas de las plantas al anegamiento del suelo. *Forest Systems*. 13(4): 101-107.
- Pasin, B. L.; Azón, C. G.; Garriga, A. M. 2012. Microencapsulación con alginato en alimentos. Técnicas y aplicaciones. *Revista venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos*. 3(1): 130-151.
- Pasquel A. 2001. Gomas: Una aproximación a la industria de alimentos. Ingeniería en Industria de alimentos de la Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. *Revista Amazónica de Investigación*. 1(1): 1-8.
- Pawar, S. N.; Edgar, K. J. 2012. Alginate derivatization: a review of chemistry, properties and applications. *Biomaterials*. 33(11): 3279-3305.
- Papageorgiou, S. K.; Katsaros, F. K.; Favvas, E. P.; Romanos, G. E.; Athanasekou, C. P.; Beltsios, K. G.; Falaras, P. 2012. Alginate fibers as photocatalyst immobilizing agents applied in hybrid photocatalytic/ultrafiltration water treatment processes. *Water research*. 46(6): 1858-1872.
- Peteira D.O.B. 2020. La resistencia inducida como alternativa para el *manejo de plagas en las plantas de cultivo*. *Revista de Protección Vegetal*. 35(1): E-ISSN: 2224-4697

- Ramírez, H.; Rancaño, A. J. H.; Benavides, M. A.; Mendoza, V. R.; Padrón, C. E. 2006. Influencia de promotores de oxidación controlada en hortalizas y su relación con antioxidantes. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 12(2),189-195.
- Ranjan, A.; Ichihashi Y.; Sinh N.S. 2012. The tomato genome: implications for plant breeding, genomics and evolution. *Genome Biology*. 13(167): 1-8.
- Ríos, O. O, Chávez, S. J.L.; Carrillo, R. J.C. 2013. Producción Tradicional Y Diversidad De Tomate (*Solanum lycopersicum* L.) Nativo: Un Estudio De Caso En Tehuantepec-Juchitán, México. Instituto Tecnológico del Valle de Oaxaca. Agricultura, Sociedad Y Desarrollo. ARTÍCULO en ASyD 11: 35-51.
- Robayo, M. Y. D., & Gutiérrez, M. C. 2014. Mecanismos de Resistencia sistémica en plantas. *Acta Iguazu*. 3(2): 1-19.
- Rodríguez, D. N, Cano, R. P.; Figueroa, V. U.; Palomo, G. A.; Favela, C. E.; Álvarez, R. V, Márquez, H. C.; Moreno, R. A. 2008. Producción de tomate en invernadero con humus de lombriz como sustrato. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 31 (3): 265-272.
- Rodríguez, L.A.C.; Chiappetta, D.; Széliga, M.E.; Fernández, A.; Bregni, C. 2003. Micropartículas de alginato conteniendo paracetamol. *Ars. Pharmaceutica*. 44(4): 333-342.
- Rodríguez, L.L. A.; Ramírez, M. G.; Gómez, R.M. A.; Guevara, H.F., Salas-Marina, M. Á., & Gordillo-Curiel, A. (2017). Efectos del ácido salicílico en la germinación y crecimiento inicial de plántulas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Rev. Fac. Agron. (LUZ)*. 34: 253-269.
- Ruiz, N. R.E.; Ruiz, N. J.A.; Guzmán, G. S.; Pérez, L. A.J. 2011. Manejo y control de plagas del cultivo de tomate en Cintalapa Chiapas, México. Universidad Autónoma de Chiapas. Facultad de Ciencias Agronómicas. *Revista Internacional Contaminación en el Ambiente*. 27 (2): 129-137.
- Ribeiro, A. J.; Silva, C.; Ferreira, D.; Veiga, F. 2005. Chitosan-reinforced alginate microspheres obtained through the emulsification/internal gelation technique. *European journal of pharmaceutical sciences*, 25(1); 31-40.

- Rucoba G.A., Anchondo N.Á., Luján Á.C., Olivas G.J.M. 2006. Análisis de rentabilidad de un sistema de producción de tomate bajo invernadero en la región centro-sur de Chihuahua. *Revista Mexicana de Agronegocios*. X(19), 0.
- Salas J., y Ferrer W.F. 2022. Parasitismo de huevos de lepidópteros plagas (Insecta: Lepidoptera) por *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) en tomate (*Solanum lycopersicum*). *Agronomía Mesoamericana*. 33(2): 43350.
- Salazar, G. S.; Zamora, C. L.; Vega, L.R. J. 2005. Actualización sobre la industria del aguacate en Michoacán, México. *California Avocado Society, Yearbook*. 87: 45-54.
- Salim, M.M.R.; Rashid, M.H.; Hossain, M.M.; Zakaria, M. 2020. Morphological characterization of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) genotypes. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*. 19: 233-240.
- Sánchez, C.E.; Barrera, T.R.; Muñoz, M.E.; Ojeda, B.D. L.; Anchondo, N.Á. 2011. Efecto del ácido salicílico sobre biomasa, actividad fotosintética, contenido nutricional y productividad del chile jalapeño. *Revista Chapingo. Serie horticultura*. 17: (63)68.
- Sánchez, L. G., & Carrión, J. A. P. 1997. Aspectos funcionales del arraigo. La calidad fisiológica de la planta forestal. *Cuadernos de la Sociedad Española de Ciencias Forestales*, (4), 27-33.
- Sánchez, R. J.; Martínez, H. J. L.; Segura, C.E. P.; Contreras, E.J. C.; Medina, M.M. A.; Aguilar, C. N.; Iliná, A. 2014. Inmovilización de enzimas lignocelulolíticas en nanopartículas magnéticas. *Química Nova*, 37(3), 504-512.
- Sánchez, G. R.; Mercado, E. C.; Peña, E. B.; de La Cruz, H. R.; Pineda, E. G. 2010. El ácido salicílico y su participación en la resistencia a patógenos en plantas. *Biológicas*, 12(2), 90-95.
- Sánchez, J. A., Rodríguez, F., Guzmán, J. L., Berenguel, M., & Fernández, M. D. 2008. Modelado de la transpiración de un cultivo de tomate bajo invernadero para el diseño de sistemas de control de riego. *XXIX Jornadas de Automática. Tarragona, España*.

- Sarker, B.; Papageorgiou, D. G.; Silva, R.; Zehnder, T.; Gul, E. F.; Bertmer, M.; Boccaccini, A. R. 2014. Fabrication of alginate–gelatin crosslinked hydrogel microcapsules and evaluation of the microstructure and physico-chemical properties. *Journal of Materials Chemistry B*, 2(11), 1470-1482.
- Schauer, N.; Zamir, D.; Fernie, A.R. 2005. Metabolic profiling of leaves and fruit of wild species tomato: a survey of the *Solanum lycopersicum* complex. *Journal of Experimental Botany*. 56(410): 297–307.
- Scouten, W. H.; Luong, J. H.; Brown, R. S. 1995. Enzyme or protein immobilization techniques for applications in biosensor design. *Trends in biotechnology*, 13(5), 178-185.
- Staswick, P. E., Tiryaki, I., Rowe, M. L. 2002. Jasmonate response locus JAR1 and several related Arabidopsis genes encode enzymes of the firefly luciferase superfamily that show activity on jasmonic, salicylic, and indole-3-acetic acids in an assay for adenylation. *The Plant Cell*, 14(6), 1405-1415.
- Soto Bravo, F. 2018. Parámetros para el manejo del agua en tomate y chile dulce hidropónico bajo invernadero. *Agronomía Costarricense*, 42(2), 59-73.
- Sun, L.; Chen, J.; Xiao, K.; Yang, W. 2017. Origin of the Domesticated Horticultural Species and Molecular Bases of Fruit Shape and Size Changes during the Domestication, Taking Tomato as an Example. *Horticultural Plant Journal*. 3(3): 125-132.
- Toboada, P.; Luján, F.M.; José, C. 2015. Inmovilización de Lipasa B de *Candida antártica* sobre Magnetita y aplicación en la resolución cinética de R/S-Iboprofeno. Centro de Investigación y Desarrollo en Ciencias Aplicadas (CINDECA), Universidad Nacional de La Plata, CONICET, CCT La Plata. *Revista Comunicaciones- Tecnología Química- Investigación Joven 2 (2)*.
- Trujillo R, M. A.; Monsalve, Gil, J. F., Cuesta, Á, A. M.; Valdez, C. N. A. 2015. The production, molecular weight and viscosifying power of alginate produced by *Azotobacter vinelandii* is affected by the carbon source in submerged cultures. *Dyna*, 82(194), 21-26.

- Tucuch, H.C.; Alcántar, G. G.; Salinas, M. Y.; Trejo, T. L.; Volke, H. V, Larqué, S.A. 2017. Aspersión Foliar De Ácido Salicílico Incrementa La Concentración De Fenoles En El Grano De Maíz. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 40 (2), 235-238.
- Valdez, S, L.; González, M. S.; Valdez, A. L. A.; Ramírez, G. F.; Benavides, M. A. 2015. Efecto de la aplicación exógena de ácido benzoico y salicílico en el crecimiento de plántulas de tomate, tomatillo y pimiento. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(12), 2331-2343.
- Valenzuela De, E. D. 2020. Revisión de literatura en métodos de fabricación y caracterización de micro/nanopartículas para encapsulación de compuestos bioactivos usando quitosano como material encapsulante. Tesis. Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano Honduras.
- Vázquez, D.D.A.; Salas, P. L.; Preciado, R, P.; Segura, C.M.A.; González, F. J.A.; Valenzuela, G.J.R. 2016. Efecto del ácido salicílico en la producción y calidad nutracéutica de frutos de tomate. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias Estado de México, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 17: 3405-3414.
- Velazco, A. M.; Castro B. R.; Castillo, G.A.; Avitia, G. E.; Sahagún, C. J.; Lobato, O. R. 2016. Composición mineral, biomasa y rendimiento en tomate (*Solanum Lycopersicum L.*) injertado. *Interciencia*. 41(10): 703-708.
- Ventosa, M.; García M.A.; Díaz, R.; Casariego, A. 2013. Empleo de coberturas de alginato de sodio enriquecidas con aloe vera en el tratamiento poscosecha de tomates. *Ciencia y Tecnología de Alimentos*. 23(1): 34-40.
- Villanueva, C, E.; Alcántar, G. G.; Sánchez, G. P.; Soria, F. M.; Larque, S. A. 2009. Efecto del ácido salicílico y dimetilsulfóxido en la floración de [*Chrysanthemum morifolium (Ramat) Kitamura*] en Yucatán. *Revista Chapingo. Serie Horticultura*, 15(SPE), 25-31.
- Wang, D.; Pajeroska, M. K.; Culler, A. H.; Dong, X. 2007. Salicylic acid inhibits pathogen growth in plants through repression of the auxin signaling pathway. *Current Biology*, 17(20), 1784-1790.