

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Efecto de Bioestimulantes y Microorganismos en el Crecimiento, Rendimiento y
Calidad de Frutos de Chile Jalapeño (*Capsicum annuum* L.) var. Tzotzil

Por:

JOSÉ JAIME GUTIÉRREZ VÁZQUEZ

TESIS

Presentada como requisito para obtener el título de:

INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2021

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Efecto de Bioestimulantes y Microorganismos en el Crecimiento, Rendimiento y
Calidad de Frutos de Chile Jalapeño (*Capsicum annuum* L.) var. Tzotzil

Por:

JOSÉ JAIME GUTIÉRREZ VÁZQUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría:

Dr. Alonso Méndez López
Asesor Principal Interno

Dra. Miriam Sánchez Vega
Asesor Principal Externo

Dr. José Antonio González Fuentes
Coasesor

Ing. Raúl Morales Meléndez
Coasesor

Dr. José Antonio González Fuentes
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México
Diciembre, 2021

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 citar 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 el 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



José Jaime Gutiérrez Vázquez

Firma y nombre

Asesor



Dr. Alonso Méndez López

Firma y nombre

AGRADECIMIENTOS

A mi alma Terra Mater, la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por haberme preparado académicamente, por regalarme grandes momentos y muchas experiencias.

A mi asesor, el Dr. Alonso Méndez López, por el apoyo que me brindo para realizar este trabajo, y así poder terminar esta meta en mi vida.

A mi coasesor, Raúl Morales Meléndez quien me apoyo demasiado durante el desarrollo del trabajo, tanto en el trabajo de campo como en laboratorio, y redacción.

A todos los doctores (a) y profesores(a), que hacen grande a nuestra Alma Terra Mater por formar ingenieros de calidad y competitivos.

Al ingeniero Efrén Aza Andrade por abrir muchas puertas para mí, por los consejos, enseñanzas y conocimientos que me proporciono durante mi desarrollo, además de motivarme a siempre salir adelante.

Al equipo de ingenieros que me apoyaron durante las prácticas profesionales, al Ing. Alberto Cerrito Olvera, Ing. Carlos Gerardo Gallardo Silva, Ing. David Álvarez Torres, Ing. Luis Cornejo Miranda, Ing. Julio Rodrigo Mancera Granados, Ing. Verenice Flores Flores, Ing. Karina Casca Flores, Ing. Armida Guadalupe Perales Ampudia, Ing. Mónica Alejandra Martínez Mejía, agradezco por compartir sus conocimientos, su energía siempre positiva, su entusiasmo, sus consejos, por darme buenos y divertidos momentos de convivencia, y enseñarme sobre la dicha de la agronomía.

DEDICATORIAS

A mis padres:

SRA. VERONICA VAZQUEZ MORADO

SR. JOSE JAIME GUTIERREZ JARAMILLO

A mis hermanas

LISSET GUADALUPE GUTIERREZ VAZQUEZ

MARIANA GUTIERREZ VAZQUEZ

A mis padres, por darme la vida, por estar siempre y en cada momento a mi lado demostrándome su amor, cariño y confianza, dándome todo su apoyo, consejos, su sabiduría para realizarme como una persona de bien. Este trabajo se los dedico agradeciéndoles su apoyo emocional y económico, por su arduo esfuerzo realizado, para yo poder concluir con mis estudios.

A toda mi familia sin excepción de nadie, abuelos, abuelas, primos, primas, tíos, tías, hermanas, que estuvieron constantemente preocupados por mi bienestar.

INDICE

AGRADECIMIENTOS.....	iii
DEDICATORIAS.....	iv
INDICE DE CUADROS.....	ix
INDICE DE FIGURAS.....	x
RESÚMEN.....	xii
I. INTRODUCCION.....	1
1.1. Objetivos.....	2
1.1.1. Objetivos generales.....	2
1.1.2. Objetivos específicos.....	2
1.2. Hipótesis.....	2
II. Revisión de literatura.....	3
2.1. Importancia del chile jalapeño.....	3
2.2. Origen y distribución.....	3
2.3. Morfología de la planta.....	3
2.3.1 Taxonomía.....	4
2.4. Valor nutricional.....	5
2.5. Producción mundial y Principales países productores.....	5
2.6. Producción Nacional.....	6
2.6.1. Principales estados productores.....	6
2.7. Sistemas de producción del chile jalapeño.....	7
2.8. Insumos alternativos para la producción sustentable.....	9
2.9. Los bioestimulantes en la agricultura.....	9
2.10. Tipos de bioestimulantes.....	9
2.10.1. Ácidos orgánicos:.....	9
2.10.2. Hidrolizados de proteínas y otros compuestos que contienen N:.....	10
2.10.3. Extractos y botánicos de algas:.....	10

2.10.4.	Quitosano y otros biopolímeros:.....	11
2.10.5.	Inoculantes microbianos:.....	11
2.11.	Modo de acción/Mecanismos de acción de los bioestimulantes.....	12
2.11.1.	Modo de acción.....	12
2.11.2.	Mecanismo de acción.....	13
2.12.	Respuestas fisiológicas de las plantas ante el estrés abiótico	13
2.13.	Los biofertilizantes.....	14
2.14.	Importancia de los microorganismos rizosfericos en la agricultura	14
2.15.	Modo de acción de los microorganismos rizosfericos.....	15
2.16.	Estrés nutrimental.....	15
2.17.	Efectos en las plantas.....	16
2.18.	La bioestimulación vegetal.....	18
III.	MATERIALES Y METODOS.....	20
3.1.	Ubicación del experimento.....	20
3.1.1.	Localización geográfica y climatología	20
3.2.	Material biológico	21
3.3.	Producción de plántula.....	21
3.4.	Preparación del terreno y trazado del diseño experimental	22
3.5.	Trasplante	23
3.6.	Manejo del cultivo	24
3.7.	Nutrición del cultivo	24
3.8.	Manejo integrado de plagas.....	25
3.9.	Definición y aplicación de tratamientos	26
3.10.	Variables vegetativas	27
	Altura de la planta (ALP cm).....	27
	Numero de hojas (NHJ):	27
	Numero de frutos (NFR):	27

Peso fresco y seco del tallo (PFT, PST):	27
Peso fresco y seco de hojas (PFH, PSH):	28
Peso fresco y seco de raíz (PFR, PSR):	28
Biomasa del tallo (BT):.....	28
Biomasa de hojas (BH):	28
Biomasa de raíz (BR):.....	28
Clorofila a+b y total en hojas (CLAH, CLBH, CLT):	29
3.11. Parámetros de calidad de frutos.....	29
Diámetro polar del fruto (DPF):	29
Diámetro ecuatorial del fruto (DEF):	30
Rendimiento por planta (RPP GPP):.....	30
3.12. Variables bioquímicas.....	30
Ácido cítrico (%AC):.....	30
Vitamina C:	30
Clorofila a+b, total en frutos (CLAF, CLBF y CLT):.....	31
3.13. Variables de colonización de microorganismos	32
Segmentos colonizados, % de colonización:	32
3.14. Análisis estadístico.....	33
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
4.1. Variables agronómicas.....	34
4.1.1. Altura de planta	34
4.1.2. Número de hojas	36
4.1.4. Peso fresco tallo	38
4.1.5. Peso seco del tallo	39
4.1.6. Peso fresco de hojas	40
4.1.7. Peso seco de hojas	41
4.1.8. Peso fresco de raíz.....	42
4.1.9. Peso seco de raíz.....	43

4.1.10.	Biomasa de la planta.....	44
4.1.11.	Biomasa de hojas.....	46
4.1.12.	Biomasa raíz	47
4.1.13.	Clorofilas en hojas.....	48
4.1.14.	Clorofila a en hoja	48
4.1.15.	Clorofila b en hoja	49
4.1.16.	Clorofila total en hoja	50
4.1.17.	Diámetro polar del fruto.....	52
4.1.18.	Diámetro ecuatorial del fruto	53
4.1.19.	Rendimiento por planta	53
4.2.	Contenido bioquímico en frutos de chile	54
4.2.1.	Ácido cítrico (%AC)	55
4.2.2.	Vitamina C.....	56
4.2.3.	Clorofila a y b en fruto	57
4.2.4.	Clorofila total en fruto	59
4.2.5.	Colonización	60
4.2.6.	Porcentaje de colonización.....	61
V.	CONCLUSIÓN	63
VI.	BIBLIOGRAFÍAS	64

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición promedio del valor nutricional de <i>Capsicum annuum</i>	5
Cuadro 2. Insumos alternativos para la producción de chile orgánico.....	8
Cuadro 3. Nutriente en la planta, función, movilidad dentro de la planta y síntomas de deficiencia.....	16
Cuadro 4. Solución nutritiva aplicada al cultivo.....	24
Cuadro 5. Producto que se utilizaron para el control de plagas y enfermedades..	25
Cuadro 6. Cuadrados medios de la variable altura de planta durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	34
Cuadro 7. Cuadrados medios de la variable No. de hojas de planta durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	36
Cuadro 8. Cuadrados medios de las variables peso seco y fresco de las áreas vegetativas de la planta durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	38
Cuadro 9. Cuadrados medios de las variables biomásas de las áreas vegetativas y radicales durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	44
Cuadro 10. Cuadrados medios de las variables de clorofilas en hojas. UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	48
Cuadro 11. Cuadrados medios de las variables de peso, diámetros y numero de frutos. UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	51
Cuadro 12. Cuadrados medios de las variables de calidad de fruto. UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	55
Cuadro 13. Cuadrados medios de las variables de colonización de microorganismos y micorrizas en raíz. UAAAN, Coahuila, México, 2021.....	60
Cuadro 14. Presencia de <i>Azospirillum brasilense</i> en la raíz de chile jalapeño.....	62

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Micro localización del sitio experimental. Imagen satelital del área agrícola del departamento de botánica, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo Coahuila. (Fuente Google Earth/INEGI 2019)	20
Figura 2. Imagen del terreno del campo de cultivo. Jardín botánico de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo Coahuila.....	21
Figura 3. Siembra en charola.....	22
Figura 4. Trasplante del chile jalapeño.....	23
Figura 5. Producto que se utilizaron para el control de plagas y enfermedades...27	
Figura 6. Desarrollo fenológico de la altura de la planta.....	36
Figura 7. Desarrollo fenológico del número de hojas de la planta.....	37
Figura 8. Peso fresco del tallo.....	39
Figura 9. Peso seco del tallo.....	40
Figura 10. Peso fresco de la hoja.....	41
Figura 11. Peso seco de la hoja.....	42
Figura 12. Peso fresco de la raíz.....	43
Figura 13. Cuadrado medios de las variables biomásas de las áreas vegetativas y radicales durante el desarrollo vegetativo de la planta.....	44
Figura 14. Porcentaje de la biomasa del tallo.....	45
Figura 15. Porcentaje de la biomasa de la hoja.....	46
Figura 16. Porcentaje de la biomasa de la raíz.....	47
Figura 17. Clorofila a en hoja.....	49
Figura 18. Clorofila b en hoja.....	50

Figura 19. Clorofila total en hoja.....	51
Figura 20. Diámetro polar del fruto.....	52
Figura 21. Diámetro ecuatorial del fruto.....	53
Figura 22. Rendimiento por planta.....	54
Figura 23. Porcentaje de ácido cítrico.....	56
Figura 24. Vitamina C en frutos.....	57
Figura 25. Clorofila A en frutos.....	58
Figura 26. Clorofila B en frutos.....	59
Figura 27. Clorofila total en frutos.....	60
Figura 28. Porcentaje de colonización.....	62

RESÚMEN

En México el chile jalapeño es uno de los cultivos más importantes, ya sea desde el punto de vista cultural, agronómico, nutricional y económico. Con el objetivo de evaluar el efecto de los productos bioestimulantes en el desarrollo vegetativo, rendimiento y la calidad de frutos de chiles jalapeños (*Capsicum annuum* L.) var. Tzotzil en condiciones de campo abierto, se llevó a cabo el presente experimento en el área experimental del Jardín botánico de la UAAAN, se evaluaron cuatro diferentes bioestimulantes, y la aplicación de microorganismos vía Drench, la presente investigación se trabajó bajo un diseño experimental bloques completos al azar, la unidad experimental fueron 3 plantas por tratamiento con 6 repeticiones con 10 tratamientos, se evaluaron parámetros agronómicos (Altura, numero de hojas, numero de frutos, peso seco y fresco de hoja, tallo y raíz, biomasa de hoja, tallo y raíz, clorofila a, b y total en hojas), y de calidad de fruto (ácido cítrico, vitamina C, clorofila a , b y total en fruto), además se determinó el porcentaje de colonización en raíz. Los microorganismos en combinación con los bioestimulantes evaluados tienen efecto positivo en el crecimiento vegetativo, rendimiento y componentes bioquímicos de frutos de chile jalapeño cv. Tzotzil. La combinación de microorganismos con Seazyme® mejoró los componentes de numero de hojas, peso seco de tallo, peso seco de hoja, peso seco de raíz, clorofila a, b y total en hoja, rendimiento de frutos, vitamina C, además de clorofila b y total en frutos. Se observó efecto simbiótico entre microorganismos y los bioestimulantes, destacando el producto Optifer® por el mayor porcentaje de colonización de raíz.

Palabras clave: Bioestimulantes, Microorganismos, Chile jalapeño.

I. INTRODUCCION

Entre los cultivos hortícolas de mayor importancia comercial destaca el género *Capsicum*, entre las principales especies de este género se encuentra el chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.), su importancia no solo proviene por su consumo en fresco en la gastronomía mexicana sino también por su consumo en conserva en el mercado internacional, otra de las cosas que vuelven al chile jalapeño un cultivo de importancia es su contenido nutricional (antioxidantes y vitaminas C) y por los usos que se le pueden dar en la industria farmacéutica y cosmética (Pérez *et al.*, 2020).

En la agricultura convencional, para obtener mayores rendimientos en el campo los productores han optado por incrementar significativamente la dosis de fertilizantes sintéticos, los cuales ocasionan contaminación y a su vez daños a la salud (Resendez *et al.*, 2018). En la actualidad la agricultura moderna ha buscado nuevos avances biotecnológicos, los cuales permitan reducir en su mayor grado el uso de fertilizantes químicos sin afectar el rendimiento de los cultivos (López *et al.*, 2015).

El uso de productos biológicos como los bioestimulantes y biofertilizantes pueden reducir al mínimo la contaminación que provocan los productos químicos, estos productos contienen principios activos, los cuales actúan sobre la fisiología de las plantas, incrementando el crecimiento, así también el rendimiento y calidad de las cosechas (Madruga, Padrón, y Guerrero, 2020)

Los bioestimulantes pueden ser enzimas, proteínas, aminoácidos, micronutrientes, extractos de algas y otros compuestos. Otro grupo importante de bioestimulantes son los microorganismos que incluyen hongos y bacterias estos tienen la habilidad de cambiar la composición de organismos del suelo y ayudar a las plantas aportando nutrientes que de forma natural no se encuentran disponibles ayudando así a reducir la aplicación de fertilizantes (Drobek *et al.*, 2019)

1.1. Objetivos

1.1.1. Objetivos generales

- Evaluar el impacto de cuatro estimulantes del crecimiento vegetal de origen orgánico y su interacción con un biofertilizante microbiano sobre el crecimiento y la producción del chile jalapeño Var. Tzotzil.

1.1.2. Objetivos específicos

- Comparar el efecto de los cuatro estimulantes en el crecimiento vegetativo del chile jalapeño.
- Comparar el efecto de los cuatro estimulantes en el rendimiento y calidad de los frutos de chile jalapeño.
- Evaluar la combinación de los estimulantes aplicados de forma foliar y microorganismos aplicados vía drench sobre caracteres vegetativos, rendimiento y calidad de los frutos de chile jalapeño var. Zotzil.

1.2. Hipótesis

La aplicación combinada de estimulante del crecimiento vegetal de origen orgánico con microorganismos rizosféricos (*Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*) tendrán un efecto simbiótico en el crecimiento de la planta y promoverá una mayor producción de frutos y mejorará la calidad de estos.

II. Revisión de literatura

2.1. Importancia del chile jalapeño

En México, el chile jalapeño es uno de los cultivos más importantes, ya sea desde el punto de vista cultural, agronómico, nutricional y económico (Aguirre *et al.*, 2017).

El chile jalapeño es el más popular a nivel nacional e internacional. En fresco se conoce como jalapeño o cuaresmeño. El 60% de la producción se utiliza en la industria de encurtidos, 20% se consume fresco y el resto, en estado maduro, se procesa por secado y ahumado para obtener el chile que conocemos como chipotle. (Hernández *et al.*, 2015).

El chile jalapeño contiene una gran cantidad de vitaminas especialmente A y C, carotenoides, fibras y minerales, pertenece al género *Capsicum* el cual incluyen 26 especies silvestres y cinco domesticadas, todas estas originarias de América (SIAP, 2017).

2.2. Origen y distribución

Capsicum del griego kapsakes o capsula y de nombre común chili (náhuatl), puede que su aprovechamiento se remonte a las épocas en que los grupos del territorio nacional eran nómadas y tenían un modo de subsistencia basado en la caza y recolección, la mayoría de las especies silvestres de chile se localizan en América del sur donde se cree que se originó la planta, sin embargo algunos botánicos sugieren que el origen del chile se encuentra en la zona andina y/o en el sudeste de Brasil por la gran diversidad de especies que existen en estas regiones (SADER, 2015).

2.3. Morfología de la planta

El chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) es un solanácea anual arbustiva de clima cálido moderado, sensibles al frío. Su porte es de entre los 0.5 a 0.6 metros según

el tipo o variedad de cultivo al aire libre, y con más de 2 metros alguno híbridos cultivados en invernadero.

Las plantas poseen hojas sencillas enteras, a combinadas, ovaladas, lanceoladas, ovale o elípticas, con un ápice muy pronunciado y un peciolo largo y poco aparente. El haz es liso y suave al tacto de color verde más o menos intenso dependiendo de la variedad y brillantes. Tiene tallos erectos, herbáceos y ramificados de color verde oscuro.

Las flores son de cáliz gamosépalo, son hermafroditas, aparecen solitarias en cada nudo del tallo, con inserción en las axilas de las hojas y persistente, son pequeñas. La corola es blanca, con cinco a siete pétalos soldados, tienen el tubo muy corto y el limbo negado, las flores son blanca y a veces purpura.

Los frutos de tamaño uniforme de 3 a 8 cm y de coloración diversa, el color verde a causa de la clorofila, el color rojo lo produce el licopeno y caroteno, el color amarillo las xantofilas. Contienen un compuesto fenólico llamado capsaicina. (Gonzalez, 2011).

2.3.1 Taxonomía

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliosida

Subclase: Asteridae

Orden: Solanaceae

Familia: Solanaceae

Género: *Capsicum*

Especie: *C. annuum*

Variedad cultivada: Chile jalapeño

Fuente: (Robinson, 1991)

2.4. Valor nutricional

El chile contiene por lo general dividen su valor nutricional en dos grupos, en uno de estos engloban aquellos componentes que fijan su valor biológico como sabor, color, y uso como condimento. A este grupo pertenecen las vitaminas, la capsaicina, los pigmentos y varios compuestos volátiles. En el otro se engloban los azúcares, la fibra, las proteínas, los minerales y ciertos tipos de ácidos orgánicos (Sánchez, 2013).

Cuadro 1. Composición promedio del valor nutricional de *Capsicum annuum* (Nuez *et al.*, 1996; Sánchez 2013).

composición	Pimiento picante mg
Materia seca (%)	34.6
energía (Kcal)	116
proteína (g)	6.3
Fibra (g)	15
Calcio (mg)	86
Hierro (mg)	3.6
Carotenos (mg)	6.6
Tiamina (mg)	0.37
Riboflavina (mg)	0.51
Niacina (mg)	2.5
Vitamina C (mg)	96

2.5. Producción mundial y Principales países productores

El chile es una de las principales hortalizas cultivadas en el mundo, con una producción de 36,771.482 toneladas (FAOSTAT, 2020), en el año 2017 se reportó un crecimiento en la producción chile en un 2.17% más con respecto a años anteriores, aumentando la superficie cosechada en un 1.4% más durante este

mismo año. De igual manera el rendimiento promedio mundial aumento pasando de 15.5 ton ha⁻¹ en el 2008 a 18.5 ton ha⁻¹ en el 2018.

Con respecto a los principales países productores de chile, china se posiciono en el 2018 como el principal productor, aportando el 49.45% de la producción, seguido por México con el 9.19%, Turquía con 6.95%, indonesia con 6.91% y España con el 3.47% del total de producción mundial, siendo España el país con el mayor rendimiento de estos 5 países (FAOSTAT, 2020).

2.6. Producción Nacional

En México se siembran alrededor de 29,547.91 hectáreas de chile jalapeño, las cuales estas cuentan con un rendimiento promedio de 29.08 toneladas por hectárea, su precio por tonelada para el mercado nacional oscila entre los 7,580.01 pesos M.N siendo este precio para la producción convencional mientras que el precio por tonelada para una producción orgánica ronda entre los 11,112.37 pesos M.N, convirtiendo así que la producción orgánica del chile jalapeño es mucho más rentable para los agricultores (SIAP, 2020).

De acuerdo con datos estadísticos del SIAP en México solo destinan 385 hectáreas para producción de chile jalapeño para mercado de exportación, sin embargo, estas tienen un rendimiento total de 41.14 toneladas por hectárea, las cuales principalmente se exporta a estados unidos Generando así un ingreso por año de 159,613.64 por ciclo de producción. (SIAP, 2020).

2.6.1. Principales estados productores

El chile jalapeño en promedio se produce más en el ciclo primavera - verano con 69%, mientras que el restante 31% se genera en el otoño invierno (SIAP, 2015), entre los principales productores del chile jalapeño se encuentra como el productor número uno a nivel nacional a Sinaloa de la región noreste con una producción total de 757,769 toneladas, como segundo lugar se encuentra chihuahua de la región

noreste del país con una producción de 682,085 toneladas, y en tercer lugar con una producción de 450,099 toneladas esta zacatecas que de igual manera pertenece al noreste del país (Arámbula *et al.*, 2020).

2.7. Sistemas de producción del chile jalapeño

El cultivo del chile jalapeño en todas las entidades federativas del país, de los cuales se distinguen dos sistemas de producción para este cultivo, con muchas modificaciones según las regiones y condiciones ambientales.

Producción a campo abierto. Este sistema de producción es el más usado en México gracias a que es el de menor costo de inversión, en este sistema se producen la mayor diversidad de chiles. Los cultivos suelen estar en suelo y es conducido en espaldera sin ningún tipo de control en los factores ambientales, lo que los deja más susceptibles a ataques de plagas y enfermedades, debido a que no cuentan con una barrera física que los proteja. Este cultivo se puede encontrar de temporal y bajo riego dependiendo de las condiciones del lugar.

Producción bajo cubierta. Esto comprende la producción bajo cualquier tipo de cubierta que va desde invernaderos (baja, media y alta tecnología), casas sombra o macrotúneles. El uso de estas estructuras es de alto valor económico, por lo que se enfoca a producir chiles que sean altamente redituables para el productor, como pueden ser pimiento morrón, jalapeño, serrano, Anaheim y especialidades. En este sistema prácticamente se tiene un mayor control sobre plagas, enfermedades y de los factores climáticos. Para el chile bajo cubierta puede usarse suelo o sustrato y el sistema de conducción puede ser holandés o en espaldera (INTAGRI 2020; Zarate 2015).

Cuadro 2. Insumos alternativos para la producción de chile orgánico.

Producto	Función en la planta	Dosis recomendada
Fertilizantes orgánicos		
OrganoDel®	Aporta macronutriente materia orgánica Y micronutrientes	800 a 1500 kg/ ha.
Bioles	Aporta macro y micronutrientes Acidifica el suelo	5 litros de biol por cada 15 litros de agua Dependerá de la composición del biol
Humus de lombriz	Aporta sustancias orgánicas nutrientes y minerales vitales Ayuda a la formación natural de micorrizas entre otros	entre 1 y 2 kg por cada metro cuadrado. Si están las hileras, entre 1 y 3 kg por cada metro lineal
Biocidas orgánicos		
Chacnee®	Insecticida, acaricida y repelente	.750 a 1 L/Ha
Elexa® 4	Control de plagas Mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>)	1.5-3 L/Ha Aplicar al follaje Volumen de aplicación 500L/Ha
Biotika® Allium	Repelente insecticida	e 1-2 L/Ha
Bacillus thuringiensis	Insecticida biológico	1 g/L de agua

2.8. Insumos alternativos para la producción sustentable

Los fertilizantes inorgánicos usados en la agricultura alteran las propiedades químicas y biológicas de los suelos, su uso intensivo ha originado que disminuya el contenido de materia orgánica en estos, deteriorándolos y aumentando la demanda de agua de riego para los cultivos, el uso de fertilizantes nitrogenados propicia una lixiviación de nitratos así como que se contaminen los mantos acuíferos (Santacruz *et al.*, 2018). A continuación, se mencionarán algunos insumos alternativos para el manejo orgánico en Chile jalapeño (cuadro 2).

2.9. Los bioestimulantes en la agricultura

Los bioestimulantes son asociaciones las cuales pueden tener o presentar dos o más sustancias que promueven el crecimiento de las plantas de diferente naturaleza bioquímica, como aminoácidos, nutrientes, vitaminas, sustancias húmicas, extractos de algas e inoculantes microbianos (Silva, 2020).

La efectividad de los bioestimulantes para contrarrestar una condición estresante depende de algunos factores tales como el momento de la aplicación y su modo de acción, la aplicación de los bioestimulantes se pueden realizar en distintos tiempos, ya sea antes que la planta sufra un estrés, durante el estrés o incluso después (Bulgari, Franzoni, y Ferrante, 2019).

2.10. Tipos de bioestimulantes

2.10.1. Ácidos orgánicos:

Generalmente son ácidos húmicos y fúlvicos, se crean mediante procesos de descomposición de plantas, animales, residuos microbianos y de la actividad

metabólica de los microbios del suelo (Rouphael y Colla, 2018). las sustancias húmicas estimulan el crecimiento y desarrollo de las raíces, lo que conlleva a que las plantas puedan asimilar nutrientes, agua y se vuelvan resistentes hacia el estrés ambiental (Bulgari, Franzoni, y Ferrante, 2019).

2.10.2. Hidrolizados de proteínas y otros compuestos que contienen N:

Estos bioestimulantes son a base de aminoácidos que se extraen de fuentes animales y vegetales, los hidrolizados de proteínas contienen principalmente péptidos y aminoácidos libres (Calvo, Nelson, y W. Kloepper, 2014), también pueden contener carbohidratos y cantidades insignificantes de elementos minerales, fenoles, fitohormonas y otros compuestos orgánicos (colla *et al.*, 2017) los cuales pueden aumentar la germinación de semillas, la productividad y la calidad de una amplia gama de cultivos hortícolas y agronómicos. La aplicación de estos también ayuda a aliviar los efectos negativos del estrés abiótico de las plantas debido a la salinidad, la sequía y los metales pesados (colla *et al.*, 2017).

2.10.3. Extractos y botánicos de algas:

Derivados de algas marinas o plantas terrestres. Existen compuestos de alto valor que son extraídos de las algas de los cuales destacan dos grupos, los carotenoides y los ácidos grasos. El primero participa en los procesos fisiológicos clave como la respiración, y la fotosíntesis, además de influir también en el funcionamiento de las plantas a nivel de regulación dependiente de enzimas y hormonas, incluidos los mecanismos contra estrés y el ataque asociado de patógenos (Cazzonelli, 2010) (Dmytryk y Chojnacka, 2018). Este último, normalmente se asocia con el material de almacenamiento, los cuales comprenden componentes esenciales de la bicapa lipídica en las membranas biológicas, tal como los ácidos grasos que están involucrados en la coordinación de la mayoría de las funciones y respuestas celulares que afectan el trabajo adecuado de la planta (Dmytryk y Chojnacka, 2018).

2.10.4. Quitosano y otros biopolímeros:

A menudo estos se obtienen de conchas de crustáceos, el quitosano es un producto desacetilado del biopolímero quitina, sintetizado de forma natural o artificial, estos compuestos pueden asociarse a componentes celulares tales como el ADN, la membrana plasmática y los constituyentes de la pared celular, sin embargo lo que lo vuelve atractivo a este bioestimulante es que puede asociarse a receptores únicos relacionados con la activación de genes para activar mecanismos de defensa en las plantas (Avila *et al.*, 2011; Bhupenchandra *et al.*, 2020; Hadrami *et al.*, 2010).

En los últimos estudios que se le han realizado a los quitosanos y biopolímeros, se ha encontrado que inducen la actividad de genes responsables de una variedad de eventos en los procesos de vida de las plantas como la fotosíntesis, SAR, metabolismo hormonal y en el cambio del metabolismo de proteínas, lo que resulta en un mayor almacenamiento de proteínas (Bhupenchandra *et al.*, 2020).

SAR: resistencia sistémica adquirida capacidad de la planta que le permite resistir ataques de un amplio rango de patógenos (Puentes y Nely, 2012).

2.10.5. Inoculantes microbianos:

Estos son organismos benéficos de los cuales se incluyen hongos y bacterias.

Los hongos beneficios interactúan con las raíces de las plantas a partir de una simbiosis mutua el hongo penetra las células corticales de la raíz y forma estructuras ramificadas llamadas arbuscules, mediante las cuales provee a la planta de macronutrientes especialmente fósforo y micronutrientes, además protege del estrés biótico y abiótico.

Las bacterias interactúan con las plantas de todas las formas posibles, los nichos bacterianos se extienden desde el suelo hasta el interior de las células, su función es participar en los ciclos biogeoquímicos, suministrar nutrientes, mejorar la eficiencia de los nutrientes, inducir resistencia a enfermedades entre otras (Du Jardin, 2015).

2.11. Modo de acción/Mecanismos de acción de los bioestimulantes

Un mecanismo de acción describe la integral de todos los eventos bioquímicos posteriores a la aplicación, mientras que el modo de acción caracteriza las características principales de una molécula bioactiva y su función bioquímica específica que conduce a su efecto en las plantas tratadas (A.Aliferis y Jabaji, 2011).

Los bioestimulantes con frecuencia no cumplen con un estándar de especialidad para el modo o mecanismo de acción, ya que muchos de estos se les denominan bioestimulantes multicomponentes, los cuales pueden contener aminoácidos, hormonas vegetales, al poseer un gran número de componentes, es mucho más difícil identificar su modo y mecanismo de acción específico, sin embargo, se puede generalizar de forma simple y concreta cual es el modo y mecanismos de acción de los bioestimulantes. (Yakhin *et al.*, 2017).

2.11.1. Modo de acción

Dependiendo de la composición del bioestimulante actuará de distinta manera a continuación se mencionará algunos de los modos de acción (Romo, 2020).

- a) Ahorro energético: Este proceso funciona con el aumento de proteínas en la planta, al aplicar bioestimulantes favorece a la síntesis de aminoácidos lo que mejora la producción de proteínas, esto ayuda al ahorro de energía, dado que la planta puede destinar el uso de estas proteínas a diferentes procesos como al florecimiento y creación del fruto.
- b) Formación de sustancias biológicamente activas: Los bioestimulantes no solo ayudan a la síntesis de aminoácidos, sino que también favorece a la producción de varias sustancias activas que mejoran el rendimiento de la planta, como el ácido indolacético, vitaminas o clorofila que mejoran distintos caracteres agronómicos de la planta.

- c) Efecto regulador sobre el metabolismo: Gracias a los bioestimulantes y la síntesis de los aminoácidos en la planta se forman elementos que ayudan a la penetración y transporte en el interior de los tejidos de la planta.

2.11.2. Mecanismo de acción.

los bioestimulantes activan, sin alterar los procesos naturales del metabolismo de las plantas de dos formas distintas que son (Escobar, 2015):

- a) Aumentan el nivel de prolina, la cual se produce dentro de la planta proporcionándole una mayor defenza contra diferentes tipos de estrés como por ejemplo estrés hídrico, térmico o bien por alguna enfermedad o plaga. Proporcionando grupos tiónicos (-SH) a la planta
- b) La expresión externa de esta potenciación se traduce en un efecto benéfico para la producción, ya que aumenta la cosecha, la calidad, a la textura, uniformidad y aumento del tamaño del fruto entre otros.
Para la parte foliar proporciona un mejor desarrollo vegetativo, mayor vigor en las brotaciones y aumento en la masa radicular

2.12. Respuestas fisiológicas de las plantas ante el estrés abiótico

A lo largo de la historia de la evolución, las plantas han desarrollado una gran cantidad de mecanismos altamente sofisticados y eficientes para detectar, responder y adaptarse a los distintos cambios ambientales que pudieran dañarlas, estas si se encuentran en condiciones de crecimiento adversas o limitantes tienen la capacidad de responder mediante la activación de mecanismos de tolerancia los cuales tienen múltiples niveles de organización, que van desde lo molecular, tisular, anatómico y morfológico (Fraire y Balderas, 2013). Los rasgos genéticos y fisiológicos que inducen la resistencia hacia algún estrés abiótico son difíciles de identificar a nivel órganos o tejidos, sin embargo, los mecanismos fisiológicos y

moleculares que conducen a la tolerancia al estrés suelen estar limitados a tejidos y órganos en particular (Minocha *et al.*, 2014) (Arbona *et al.*, 2016).

Es importante señalar que la adaptación se refiere a cambios en el genoma de la planta la cual está destinada a colonizar un nicho ecológico específico, sin embargo los cultivos no poseen ningún tipo de adaptación específica si no que, sus cambios fisiológicos y bioquímicos están ligados a hormonas vegetales, metabolitos como osmoprotectores, antioxidantes u otros, los cuales inducen una resistencia al estrés abiótico que se denomina como aclimatación o tolerancia, una de la respuesta más común ante un estrés abiótico es la reducción de la fotosíntesis que se asocia a varios deterioros del metabolismo y el crecimiento de la planta (Arbona *et al.*, 2016).

2.13. Los biofertilizantes

En general, los biofertilizantes se definen como los compuestos orgánicos de microorganismos vivos para promover el crecimiento de semillas, plantas o consorcios bacterianos del suelo (Barone *et al.*, 2018). Los biofertilizantes ayudan a mantener el medio ambiente del suelo rico de macronutrientes y micronutrientes, ya que contienen microorganismos y hongos especiales que ayudan a la fijación del nitrógeno, solubilización o mineralización del fósforo, potasio y además ayuda a la biodegradación de la materia orgánica en el suelo (Sinha *et al.*, 2010; Suhag, 2016).

2.14. Importancia de los microorganismos rizosféricos en la agricultura

El término rizosfera proviene del griego, *rhiza* (raíz) y *sphere* (zona de influencia), en la actualidad se considera a la rizosfera como el volumen de suelo que se encuentra bajo la influencia física, química y biológica de la raíz incluyendo los tejidos vegetales colonizados por los microorganismos. Los microorganismos rizosféricos pertenecen a los géneros (*Azospirillum*, *Bacillus*, *Pseudomonas* o *Serratia*), que son de suma importancia para la agricultura, ya que pueden llevar a cabo una actividad promotora de crecimiento a través de mecanismos directos o

indirectos, tales como la mejora del estado nutricional de la planta mediante la aportación de nutrientes limitantes para esta, solubilizar fosforo, fijar nitrógeno, producir hormonas vegetales como etileno, auxinas, citoquininas, ácido abscísico, competir por nutrientes con organismos fitopatógenos, entre otras (Matilla y Krell, 2017).

2.15. Modo de acción de los microorganismos rizosfericos

Los microorganismos son capaces de interactuar con las plantas gracias a que son atraídas por sustancias que las raíces de las plantas excretan, en el momento en que la planta excreta estas sustancias ocasionan que las bacterias se muevan hacia el rizoplasma de la planta y de ahí se forme una relación de beneficio mutuo entre microorganismos-planta (Ahmad *et al.*, 2008; Bonilla *et al.*, 2011).

Los mecanismos que emplean las bacterias son muy diversos, sin embargo, se pueden diferenciar por dos procesos esenciales, el primero consiste en la producción de sustancias orgánicas, estas derivadas del metabolismo secundario de las bacterias, que son capaces de promover respuestas fisiológicas en las células vegetales. El segundo mecanismo se encuentra en la interacción directa de los microorganismos en los ciclos biogeoquímicos, lo que ocasiona que compuestos orgánicos e inorgánicos se vuelvan disponibles y así la planta pueda aprovecharlos sin problemas (Ahn *et al.*, 2007; Bonilla *et al.*, 2011).

2.16. Estrés nutrimental

La deficiencia de nutrientes suele ser uno de los principales factores que afectan a los procesos fisiológicos esenciales de las plantas, que limitan que crezcan y se desarrollen con normalidad (Cakmak, 2002; Li *et al.*, 2020).

En el estado nutricional que se encuentre la planta juega un papel clave en sus actividades metabólicas celulares, una planta bajo estrés nutricional con frecuencia suele dificultársele adaptarse a distintos tipos de estrés abiótico (MASOOD, 2011; Fatma, 2014; Li *et al.*, 2020).

2.17. Efectos en las plantas

Los síntomas de una deficiencia por estrés nutricional aparecen solo después de que el suministro de un nutriente es tan bajo que la planta no puede completar su función adecuadamente. La carencia de un nutriente puede provocar la aparición de síntomas visuales característicos, sin embargo, estos aparecen no porque el nutriente produzca el síntoma de forma directa, si no que en la planta se generan procesos que conducen a desbalances nutricionales, con acumulación de un determinado compuesto orgánico intermediario, o por la falta de formación de un compuesto (Barbazán, 1998).

Cuadro 3. Nutriente en la planta, función, movilidad dentro de la planta y síntomas de deficiencia (Barbazán, 1998).

Nutriente	Función	Movilidad en planta	Síntoma de deficiencia
N	Constituyente de proteínas (enzimas, nucleoproteínas), aminoácidos, clorofila	Muy móvil	Clorosis, amarillamiento en hojas viejas, o rojizo
P	Almacenamiento y transferencia de energía (ATP, ADP). Constituyente de Ac. nucleicos, fitina, fosfolípidos	Muy móvil	Color verde oscuro de follaje, rojo o púrpura en hojas o pecíolos
K	Translocación, apertura de estomas, balance de cationes y aniones, relación hídrica energética. Activador de enzimas	Móvil	Hojas viejas clorosis y necrosis cerca de márgenes, clorosis internerval

S	Síntesis de AA y proteínas. Constituyente de aminoácidos, proteínas, coenzimas, etc.	Variable movilidad	Clorosis general, 1° en hojas jóvenes
Ca	Mantenimiento de la membrana, división y elongación celular, balance catiónico y aniónico, osmorregulación. Activador Enzimático.	Inmóvil	Bitter pit en frutales, tomate, puntas quemadas de hojas.
Mg	Constituyente de la clorofila, sínt. de proteínas, activas enzimas. Constituyente de clorofila, ribosomas	Móvil	Clorosis intervenal en hojas viejas
B	Metabolismo de hidratos de C, RNA, DNA	Inmóvil	Muerte de puntos de crecimiento, hojas mal formadas, frutos deformes, pecíolos débiles.
Fe	Activas enzimas (citocromos). Producción de clorofila. Oxido-reducción en transporte electrónico	Inmóvil	Clorosis internerval, 1° hojas jóvenes.
Mn	Activas enzimas, metabolismo de COOH-, en reacciones de fosforilación, constituyente de cloroplastos	Inmóvil	clorosis internerval, necrosis
Cu	Sínt. de lignina, reacciones redox, forma de polen y fertilización.	Variable movilidad	Muerte de hojas jóvenes, clorosis, fallas fertilización, lignificación irregular

Zn	Activas enzimas. Metabolismo de auxinas, sínt. de nucleótidos. Constituyente de enzimas.	Variable movilidad	Poco follaje, hojas arrosadas, clorosis moteada.
Mo	Fijación de N, reducción del NO ₃ absorbido. Activa nitrogenasa, nitrato reductasa	Variable movilidad	Amarillamiento. En coliflor whiptail
CL	Función no clara. Exceso perjudica a solanáceas	Móvil	
Co	Función desconocida. Se lo relaciona con el agua. Fotosíntesis de plantas C ₄		

2.18. La bioestimulación vegetal

Para comprender el desarrollo de la ciencia de los bioestimulantes, se debe retroceder al año 1933, año en el que el profesor V.P Filatov propuso la teoría llamada “estimuladores biogénéticos” la cual nos dice que, si tejidos animales y vegetales se aíslan y almacenan en determinadas condiciones, en ellos se acumularan sustancias que estimulan los procesos metabólicos (Filatov, 1944), teoría la cual sentaría las bases para la bioestimulación moderna (Yakhin *et al.*, 2017).

Entre los años 1945 a 1956 Blagoveshchensky desarrollo más estas ideas con un enfoque más hacia las plantas, considerando los estimuladores biogénéticos como ácidos orgánicos con efectos estimulantes debido a sus propiedades di básicas que pueden mejorar la actividad enzimática en plantas. Sin embargo, no fue hasta el año 1994 que Herver propuso el primer enfoque conceptual real para bioestimulantes. Herver sugiere que el desarrollo de nuevos productos biorracionales deberían realizarse sobre un enfoque sistémico fundamentado en la síntesis química, bioquímica y biotecnológica aplicada a las limitaciones fisiológicas,

agrícolas y ecológicas de las plantas. También sugirió que estos productos deberían funcionar en dosis bajas, ser ecológicos y tener beneficios en plantas agrícolas (Yakhin *et al.*, 2017).

1999 Zhang y Schmidt hicieron hincapié en la necesidad de un análisis exhaustivo y empírico de estos productos, haciendo un énfasis en los sistemas hormonales y antioxidantes como base para muchos beneficios de los bioestimulantes. Estos a su vez discutieron el concepto de bioestimulantes, nombrándolos como “acondicionadores previos al estrés”, y sus efectos se manifestarían en una mejora en la fotosíntesis, reducirían la propagación e intensidad de algunas enfermedades y mejorarían los rendimientos (Yakhin *et al.*, 2017).

Basak en el 2008 inicio la discusión sistemática sobre los bioestimulantes y creo las condiciones previas conceptuales para la formación de la ciencia bioestimulante, mientras que Du Jardín entre los años 2012 y 2015 proporciono el primer énfasis en la sistematización y categorización de bioestimulantes sobre una base bioquímica, fisiológica, por su modo de acción y su origen (Yakhin *et al.*, 2017).

Este análisis y la categorización que realizo Du Jardín en el 2015 ayudo al desarrollo de la legislación y la reglamentación subsiguiente en la unión europea (Yakhin *et al.*, 2017), y propuso que un bioestimulante vegetal es una sustancia o microorganismos las cuales se le aplican a las plantas para que se mejore la eficiencia nutricional, mejore la tolerancia al estrés abiótico y mejore la calidad del cultivo independientemente de su contenido de nutrientes disponibles (Du Jardin, 2015).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación del experimento

Este trabajo se realizó a campo abierto en el área agrícola ubicada dentro del jardín botánico “Gustavo Aguirre Benavides” del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

3.1.1. Localización geográfica y climatología

Las coordenadas exactas de donde se realizó el experimento son: 25° 21' 24" latitud N 101° 02' 01" longitud O, el clima de esta región es seco y semiseco, en su mayoría, con algunas áreas templadas, la época de lluvia es durante la primavera-verano (INEGI, 2015) debido a la geografía local existen diferentes microclimas, lo cual generan ligeras diferencias en la temperatura y la lluvia, presenta un promedio anual de 300-400 mm de lluvia (Comeau *et al.*, 2017).

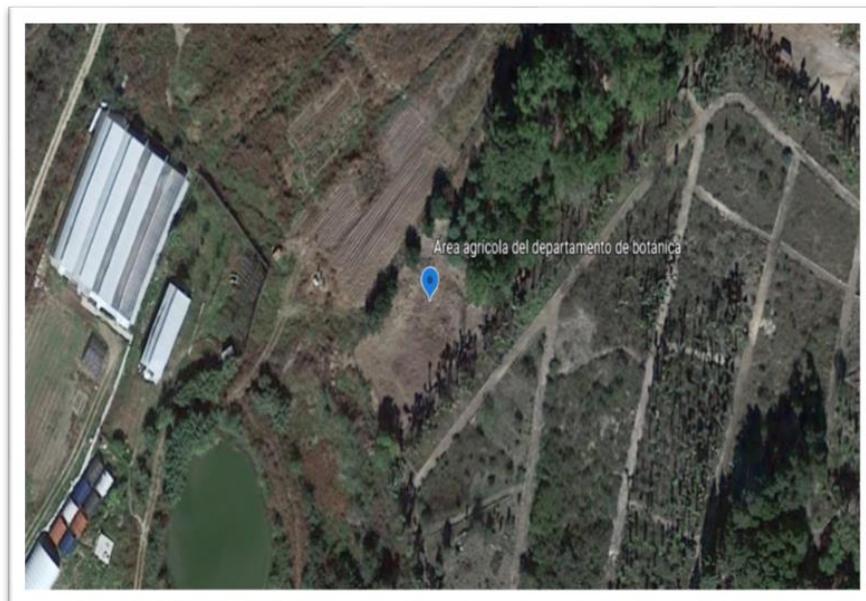


Figura 1. Micro localización del sitio experimental. Imagen satelital del área agrícola del departamento de botánica, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo Coahuila. (Fuente Google Earth/INEGI 2019).



Figura 2. Imagen del terreno del campo de cultivo. Jardín botánico de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo Coahuila.

3.2. Material biológico

Para el experimento se utilizó semilla de chile jalapeño (*Capsicum Annuum*) cv. Tzotzil, híbrido de la empresa Seminis, con resistencia a phytophthora, de porte medio a fuerte, presenta maduración temprana ideal para estaciones seca y semiseca (Seminis, 2021).

3.3. Producción de plántula

Para la germinación de las semillas de chile jalapeño, se utilizaron 3 charolas de unigel de 200 cavidades cada una, estos fueron llenados con peat moss y perlita con una relación de 1:1 (v/v), se humedeció la mezcla previamente, hasta nivel de saturación, y en seguida se llenaron los orificios, se colocaron las semillas y se cubrieron para después llevar al invernadero, los primeros riegos se realizaron con solución Steiner con una concentración del 25% durante aproximadamente por 31 días aplicándose cada 3 días, después de eso se aumentó la concentración al 50% y se mantuvo así hasta el trasplante.



Figura 3: A: Siembra en charola 12/Marzo/2021 B: Emergencia de las semillas 27 días después de la siembra C: Plántula 32 días después de la siembra D: Plántula 41 días después de la siembra E: Plántula 49 días después de la siembra.

3.4. Preparación del terreno y trazado del diseño experimental

Primero se realizó un deshierbe con azadón en la periferia del área donde se realizará el experimento, esto para dejar el área con la menos cantidad de maleza, se prosiguió aflojando la tierra con el azadón a una profundidad aproximada de 30 cm y enseguida se crearon 10 surcos con una distancia entre surcos de 80 cm y con un largo de 18 m.

Una vez que los surcos se hicieron se abrió un canal por la mitad y se mejoró el suelo aplicando (OrganoDel®) un biofertilizante orgánico y fosfonitrato granulado, el OrganoDel® solo se aplicó una vez al inicio del experimento.

El experimento se estableció bajo un diseño experimental de bloques completos al azar, con 10 tratamientos y seis replicas para cada uno, la unidad experimental consistió de 6 plantas útiles de las cuales se seleccionaron tres para llevar el control de la medición de las variables durante todo el periodo del cultivo. En total se establecieron 360 plantas. La separación entre bloques fue de 60 cm, con una separación entre plantas de 30 cm.

3.5. Trasplante

Para el trasplante de las plántulas de chile jalapeño se realizó en el terreno previamente trazado y con marcas específicas para la colocación de cada plántula. Cada plántula con cepellón completo y con ayuda de una cuerda marcada cada 30 cm, con y con una punta de madera se trasplantó en el sitio definitivo; en el caso de los tratamientos a los que correspondía la aplicación de los microorganismos estos fueron suministrados previo al trasplante por medio de la aplicación de 50 mL de una solución a la concentración específica (10 esporas de *Glomus intraradices*/ml de agua y 1×10^6 UFC de *Azospirillum brasilense*) contenidos en el producto Biogea (plantek®).

Una vez establecida la planta se comenzó a ver quemaduras en las hojas a causa del cambio de radiación repentina debido a que el invernadero dejaba pasar muy poca radiación.



Figura 4: F.- Traspanté del chile jalapeño G.- Quemaduras a causá del cambio de radiación solar

3.6. Manejo del cultivo

Una vez establecido el experimento, el cultivo se manejó de igual manera para todos los tratamientos, se hicieron deshierbes, aporque y la nutrición fue por medio de la aplicación de la solución Steiner al 100% la cual se suministró por medio de un sistema de riego por goteo, además de hizo el monitoreo y control integrado de plagas y enfermedades.

3.7. Nutrición del cultivo

En el tema de la nutrición, cumplidos los 15 días de adaptación de las plantas hacia el nuevo clima, se comenzó con la aplicación de solución Steiner cada 8 días con una concentración del 100% mediante un Venturi conectado al sistema de riego, se realizaron aplicaciones de fosfonitrato cada mes aproximadamente, aplicado sobre el surco y realizando un aporque de tierra hacia la planta, así también, se hizo la aplicación de las esporas del producto (Biogea plantek®) cada 15 días a los tratamiento que correspondía.

Cuadro 4: solución nutritiva aplicada al cultivo.

Fertilizante	Formulación	Cantidad
Nitrato de calcio	(CaNO ₃)	100.3 g
Nitrato de potasio	(KNO ₃)	71.17 g
Ácido nítrico	(HNO ₃)	62.32 ml
Sulf. de potasio	(K ₂ SO ₄)	60.46 g
Sulf. de magnesio	(MgSO ₄)	39.42 g
Ácido fosfórico	(H ₃ PO ₄)	16.6 ml
Micros		16 g
Fosfonitrato aproximadamente 15g/planta cada mes 10 ml/L de agua de micorriza líquida (Biogea plantek®) cada 15 días		

3.8. Manejo integrado de plagas

En lo que respecta al control de plagas, se colocaron trampas cromáticas de color amarillo ya que el color amarillo tiene la característica de atraer insectos como mosca blanca (*Bemisia tabaci*), minador (*Liriomyza sp*), trips (*Frankliniella occidentalis*), pulgones (*Aphididae*). Las trampas se colocaron entre el espacio que se dejó para reparar los bloques, se colocaron alrededor de 3 trampas por surco.

El papel o hule de las trampas ya venía con su respectivo pegamento solo fue cuestión de armar las trampas con palillos de madera formando banderillas, y fijándolas con ayuda de grapas para evitar que se desprendieran.

Cuadro 5. Producto que se utilizaron para el control de plagas y enfermedades

PROGRAMA DE APLICACIÓN FOLIAR PARA CHILE JALAPEÑO		
Ingrediente activo		DOSIS ml L⁻¹
	FOLIAR	
(Extractos de chile entre otros)	Chacnee®	5
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	FOLIAR	
(Tiametoxam)	Actram®	0.5
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	FOLIAR	
(Argemonina, berberina entre otros)	Elexa 4®	3
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	FOLIAR	
(piriproxifeno)	Stone®	2.5
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	Drench	
(Imidacloprid)	Admire®	4
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	FOLIAR	
(lambda cyalotrina)	Fogger®	2.5
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	FOLIAR	
(Extracto de neem y aceites de canela y naranja)	Accem®	5

(COADYUVANTE)	XTENDER®	1
	FOLIAR	
(Clorpirifos etil)	PirifosDel®	5
(COADYUVANTE)	XTENDER	1
	Oxicloruro de cobre	5
(COADYUVANTE)	XTENDER®	1

3.9. Definición y aplicación de tratamientos

Se definieron diez tratamientos con diferentes productos bioestimulantes los cuales fueron tres de formulación química (Sea Zyme®), (Citoflex®) y (Proal®®®), y uno de formulación orgánica (Optifert®), como testigo solo se aplicó agua en forma foliar para simular la aplicación de un bioestimulante, (Figura 5) ; la aplicación de los tratamientos en la parcela se inició 20 días posteriores al trasplante de las plantas a campo, de cada producto se aplicaron las dosis según las recomendaciones de la etiqueta, (Sea Zyme®) 5ml/l de agua, (Citoflex®) 5ml/l de agua, (Proal®®®) 10ml/l de agua y (Optifert®) 10gr/l de agua. Las aplicaciones de los tratamientos se realizaron cada 8 días con ayuda de un aspersor manual.

También se realizaron aplicaciones vía drench de micorriza líquida (biogea plantek®) 10ml/litro de agua, cada 15 días únicamente a los tratamientos del T1 al T5 de cada bloque o repetición, a cada planta se le aplicaron 30ml.

Para identificar los tratamientos en el campo se marcaron con banderillas de colores caseras marcadas con su respectivo tratamiento y repetición, cada tratamiento con su color distinto.

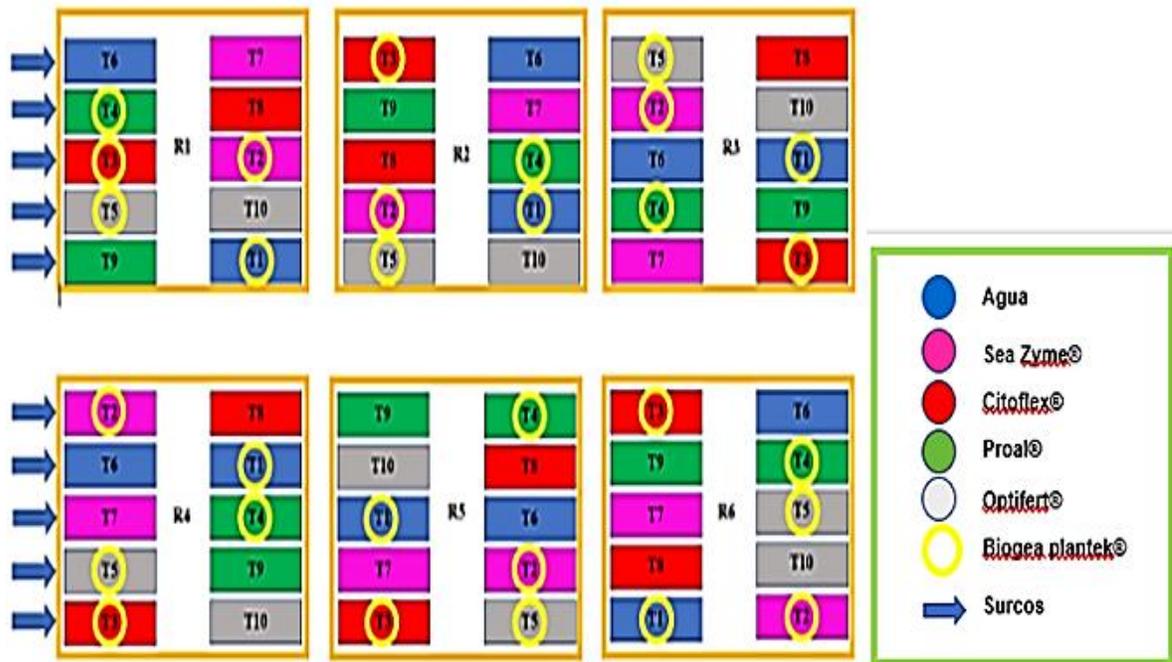


Figura 5. Croquis de aplicación de productos.

3.10. Variables vegetativas

Altura de la planta (ALP cm). para esta variable, se utilizó para medir una regla, los datos de la altura se tomaron de donde terminan los cotiledones, hasta donde termina el meristemo apical

Numero de hojas (NHJ): para esta variable se contaron las hojas verdaderas las cuales se desprendían del tallo principal, sin contar las hojas inmaduras, solo las de tamaño proporcionalmente grandes

Numero de frutos (NFR): para esta variable se comenzó a tomar a partir de los 51 días del trasplante del chile jalapeño, ya que ya contenía flores polinizadas y frutos amarrados.

Peso fresco y seco del tallo (PFT, PST): para la variable de peso fresco del tallo se arrancó la planta en campo, se cortó y separo el tallo para después pesarlo con

ayuda de una balanza analítica Cobacorp Modelo Bca, después se introdujo en una bolsa de cartón, se etiquetó con su respectivo número de planta y tratamiento, para después llevar a una estufa marca Terlab modelo TE-H80DM durante un periodo de 24 horas a 70°C, una vez seco se volvió a pesar con ayuda de una báscula.

Peso fresco y seco de hojas (PFH, PSH): para la variable de peso fresco en hojas se arrancó la planta, se le defolío y pesaron las hojas frescas con ayuda de una balanza analítica Cobacorp Modelo Bca, después se introdujeron en bolsas de cartón, se etiquetaron con su respectivo número de planta, y tratamiento, se mandaron a una estufa marca Terlab modelo TE-H80DM durante un periodo de 24 horas a 70°C para secarlas, una vez secas se pesaron con ayuda de la misma balanza analítica Cobacorp Modelo Bca y se registró el dato

Peso fresco y seco de raíz (PFR, PSR): para la variable de peso fresco de raíz se arrancó la planta, se dividió la raíz del tallo y después se lavó con agua, para eliminar partículas del suelo, una vez limpia la raíz se pesó con ayuda de una balanza analítica Cobacorp Modelo Bca, para después introducirse a una bolsa de cartón, se etiquetaron con su respectivo número de planta y tratamiento, después se mandó a una estufa marca Terlab modelo TE-H80DM durante un periodo de 24 horas a 70°C para secar las raíces, una vez secas se pesó con ayuda de la misma balanza analítica Cobacorp Modelo Bca y se registró el dato.

Biomasa del tallo (BT): se obtuvo considerando los valores de peso fresco y seco del tallo previamente registrados y para el cálculo se utilizó la siguiente fórmula.

$$BT\% = (PST * 100)/(PFT)$$

Biomasa de hojas (BH): se obtuvo considerando los valores de peso fresco y seco de las hojas previamente registrados, y para el cálculo se utilizó la siguiente fórmula.

$$BH\% = (PSH * 100)/(PFH)$$

Biomasa de raíz (BR): se obtuvo considerando los valores de peso fresco y seco de la raíz previamente registrados y se calculó utilizando la siguiente fórmula.

$$BR\% = (PSR * 100)/(PFR)$$

Clorofila a+b y total en hojas (CLAH, CLBH, CLT): se pesó 1 g de hojas, para después triturarlas en un mortero frío, se le añadió 40 ml de acetona al 90% y 0.5g de carbonato de Magnesio (MgCO₃), una vez echo eso se deposita dentro de un matraz Erlenmeyer de 125 ml, se cubre con papel aluminio y se deja refrigerando por 24 horas, se filtra sobre una gasa y se lava el residuo con 60 ml de acetona al 90%, depositando el filtrado dentro de un matraz volumétrico de 100 ml, se coloca una alícuota en una celda para espectrómetro y se debe leer a 640 y 660 nm, para después calcular la clorofila a, b y la total con las siguientes formulas.

Clorofila total

$$(mg/g) = \frac{(7.12 * A_{660 \text{ nm}}) + (16.8 * A_{642.5 \text{ nm}})}{10 * P}$$

Clorofila a

$$(mg/g) = \frac{(9.93 * A_{660 \text{ nm}}) - (0.777 * A_{642.5 \text{ nm}})}{10 * P}$$

Clorofila b

$$(mg/g) = \frac{(17.6 * A_{642.5 \text{ nm}}) - (2.81 * A_{660 \text{ nm}})}{10 * P}$$

Donde:

A=absorbancia

Subíndice (642.5 y 660 = longitud de onda

P= peso de la muestra

3.11. Parámetros de calidad de frutos

Diámetro polar del fruto (DPF): se tomaron la lectura en (cm) de polo a polo de cada fruto cosechado con ayuda de un vernier

Diámetro ecuatorial del fruto (DEF): se tomaron las lecturas (cm) del diámetro ecuatorial de cada uno de los frutos cosechados con ayuda de un vernier

Rendimiento por planta (RPP GPP): se pesaron los frutos de cada planta y tratamiento con ayuda de una balanza y a partir de ahí se estimó el rendimiento.

3.12. Variables bioquímicas

Ácido cítrico (%AC): se filtra el jugo a través de un embudo de filtración utilizando un filtro, del volumen filtrado se tomaron 10 ml de jugo y se colocó en un matras Erlenmeyer de 125 ml este paso se repite 3 veces por repetición, se le añaden 4 gotas de fenolftaleína al 1% a cada una de las muestras, en una bureta se pone un volumen conocido de NaOH 0.1 (Hidróxido de sodio 0.1 N), después se titula la muestra hasta el punto de viraje (rosa) y se calcula el gasto para luego determinar el ácido mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ ácido} = \frac{V * N * \text{Meq} * 100}{\text{Alicuota valorada}}$$

Donde:

V= Volumen de NaOH gastado en ml

N= Normalidad del NaOH

Meq= miliequivalente del ácido que se encuentra en mayor proporción de la muestra: 0.064 para el ácido cítrico, 0.067 para el ácido málico y 0.075 para el ácido tartárico.

Alícuota valorada= Peso en g o volumen de la muestra en ml

Vitamina C: se pesa 20 g de muestra y se coloca en un mortero para después agregarle 10 ml de HCL al 2% y triturar cuidadosamente, hasta tener una consistencia similar a la papilla de bebe, se agregan 100 ml de agua destilada, se filtra el contenido del mortero a través de gasas, y se introduce en un matraz Erlenmeyer de 250 ml, tomar una alícuota de 10 ml del filtrado y colocarlos en un matraz Erlenmeyer de 125 ml, en una bureta poner un volumen conocido de reactivo

Thielmann, titular la alícuota hasta la aparición de una coloración rosa y anotar el volumen utilizado, para calcular el contenido de vitamina se utiliza la siguiente fórmula:

$$\frac{mg}{100} \text{ de vitamina C} = \frac{VRT * 0.088 * VT * 100}{VA * P}$$

Donde:

VRT= Volumen gastado en ml del reactivo de Thielmann

0.088= Miligramos de ácido ascórbico equivalente a 1 ml de reactivo de Thielmann.

VT= Volumen total en ml del filtrado de vitamina C en HCL

VA= Volumen en ml de la alícuota valorada

P= Peso de muestra en gramos.

Clorofila a+b, total en frutos (CLAF, CLBF y CLT): se pesan 2.5 g de muestra finamente picada y se coloca en vasos de precipitados de 50 ml, se le agrega acetona al 85% hasta cubrir la muestra para después taparlo con aluminio y dejar reposar por 24 horas, pasadas las horas se coloca la muestra en el mortero y se tritura, el líquido se transfiere a un matras de aforación de 100 ml, filtrándolo a través de una gasa, se lava y macera con 4 porciones de 20 ml cada una de acetona al 85%, se filtra cada lavado a través de la gasa y se recoge el filtrado en el matraz de aforación de 100 ml, después se afora con acetona al 85%, una vez aforado se toma una porción de muestra y se coloca en un celdilla para espectrómetro, se deberán leer las muestras en absorbancia a una longitud de onda de 642 nm y 660 nm, utilizando como blanco acetona al 85%, una vez acabado se calcula la clorofila total, clorofila a y b mediante una fórmula.

Clorofila total

$$mg/g = \frac{(7.12 * Abs 660 \text{ nm}) + (16.8 * Abs 642.5 \text{ nm})}{10 * W}$$

Clorofila a

$$mg/g = \frac{(9.93 * Abs\ 660\ nm) + (0.777 * Abs\ 642.5\ nm)}{10 * W}$$

Clorofila b

$$mg/g = \frac{(17.6 * Abs\ 642\ nm) + (2.81 * Abs\ 660\ nm)}{10 * W}$$

Donde:

Abs = Absorbancia

W= peso de la muestra en g

Subíndices (642.5 nm y 660 nm) = longitud de onda

3.13. Variables de colonización de microorganismos

Segmentos colonizados, % de colonización: para determinar el porcentaje de colonización se utilizó una planta por tratamiento, se utilizó la técnica de aclareo y tinción de raíces de Philips y Hayman (1970). Posteriormente las raíces se fragmentaron en 1 cm de longitud, 10 raíces por portaobjetos de las cuales se realizaron 3 repeticiones por tratamiento se observaron a 10x y 40x en un microscopio óptico.

Presencia de *Azospirillum brasilense*: el aislamiento de la bacteria del material vegetal se realizó lavando 1 g de la raíz con agua destilada, para eliminar todas las partículas posibles, enseguida se colocan en tubos con tapa de 18 x 150 mm con 10 ml de NaCl al 0.085% previamente esterilizado. Se incubó a 30 °C durante 24 horas. Se preparó el medio Nfb selectivo para *Azospirillum sp.* (Döbereiner y Day, 1975).

3.14. Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza con un diseño experimental de bloques al azar haciendo una comprobación de medias con la metodología propuesta por Fisher LSD <0.05 con ayuda del programa estadístico INFOSTAT 2020, se realizaron las gráficas con ayuda del programa sigma plot versión 12.5.

Para el porcentaje de colonización y segmentos colonizados se realizó un diseño completo al azar, se arrancó una planta al azar de cada repetición asegurándose de ser de los tratamientos inoculados con microorganismos haciendo una comprobación de medias con la metodología propuesta por Fisher LSD <0.05 con ayuda del programa estadístico INFOSTAT 2020, se realizaron las gráficas con ayuda del programa sigma plot versión 12.5.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Variables agronómicas

4.1.1. Altura de planta

El análisis realizado a la base de datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, del trabajo realizado presento diferencias significativas entre los tratamientos propuestos, con los datos analizados los tratamientos manifiestan efectos estimulantes sobre la altura de la planta de chile jalapeño (cuadro 6).

Cuadro 6. Cuadrados medios de la variable altura de planta durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F. V.	gl	ALTURA (cm)			
		44 DDT	51 DDT	58 DDT	65 DDT
Modelo	14	7.76**	18.8**	25.97**	41.42**
TRATAMIENTOS	9	3.56 ^{NS}	9.45 ^{NS}	25.31**	34.46**
BLOQUES	5	15.32**	35.63**	27.17**	53.93**
ERROR	165	3.18	6.2	9.16	12.87
Total	179				
CV (%)		11.72	13.22	12.96	12.97

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación DDT: días después del trasplante.

La variable altura mostro un comportamiento significativo a los 44 días después del trasplante, donde el tratamiento que combina microorganismos con Optifer®, y el testigo con microorganismos promovieron un mejor desarrollo en altura de la planta (2.5% y 1.6% respectivamente) en comparación al tratamiento Testigo absoluto. A los 51 días después del trasplante se observó que la aplicación vía drench de microorganismos favoreció al crecimiento de las plantas de chile jalapeño y se manifestó con un 2.7% de incremento de la altura en la comparación al testigo, en tanto que el tratamiento Proal® no mejoró el crecimiento. A los 58 días después del trasplante se observó que los microorganismos (testigo positivo), Optifer®

combinado con microorganismos, y Seazyme® presentaron un crecimiento superior al resto de tratamientos con un 5.13%, 5.08% y 4.8% respectivamente. A los 65 días después del trasplante el producto Seazyme® presentó una mayor altura en comparación a los tres productos que no fueron inoculados con microorganismos, dicho tratamiento presentó un 6.4% en comparación al testigo sin aplicación.

En este contexto, un estudio realizado por Joshi-Paneri, *et al.* (2019) comprobaron que la aplicación de *Ascophyllum nodosum* a una dosis alta de 2g L⁻¹ ayuda al desarrollo de brotes y al desarrollo de las plantas durante el crecimiento de las plantas de soja obteniendo un 7% en comparación al testigo; por otra lado, una investigación realizada por de Mendoca *et al.* (2019) reportaron que usando una dosis de 5mL L⁻¹ aplicado a plantas de sandías aumentaba el desarrollo de la altura obteniendo un 18% mayor en comparación al testigo, este resultado concuerda con esta investigación ya que la aplicación de *Ascophyllum nodosum* (Seazyme®) a 5ml L⁻¹ obtuvo un mejor comportamiento en esta variable. Este comportamiento se presentó ya que los compuestos de los extractos de algas ayudan a la producción de auxinas y citoquininas de manera natural (Ali *et al.*, 2019). Di Bárbaro *et al.* (2021) reportaron que la aplicación combinada de *Azospirillum sp* + micorrizas en plantas de yacón obtuvieron un efecto positivo contra las plantas control, la presencia de bacterias y hongos micorrícicos aumentado hasta un 30% la altura de las plantas, esto se debe a que los microorganismos ayudan a las plantas a activar su metabolismo lo cual puede ayudar a la producción de Ácido indol acético, ácido giberélico (GA3), sideróforo, proteasa (Zaidi *et al.*, 2015).

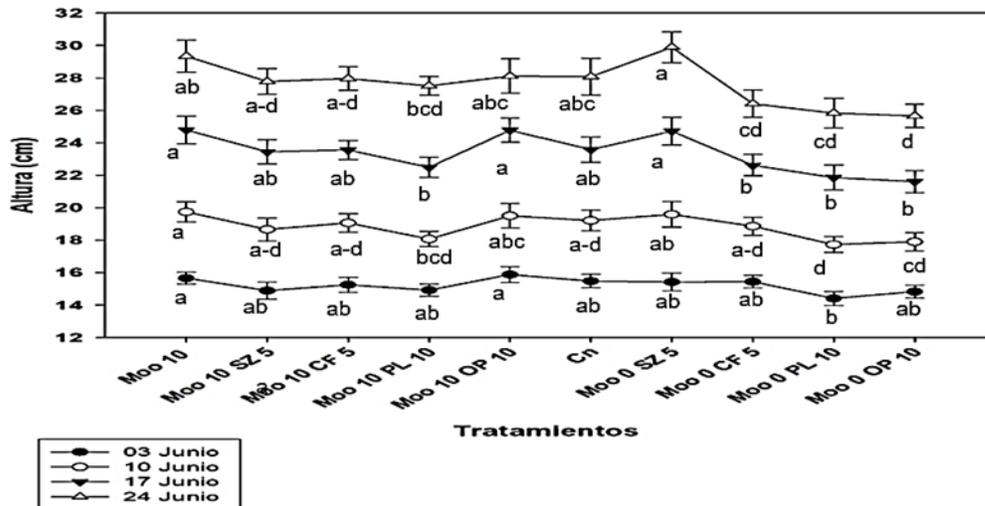


Figura 6. Desarrollo fenológico de la altura de la planta. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.2. Número de hojas

El análisis de varianza arrojó diferencias significativas en la variable número de hojas, demostrando un efecto sobre esta variable (Cuadro 7).

Cuadro 7. Cuadrados medios de la variable No. de hojas de planta durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F.V.	gl	No. HOJAS 37 DDT	No. HOJAS 51 DDT	No. HOJAS 58 DDT	No. HOJAS 65 DDT
Modelo	14	3.55*	19.40*	55.26 ^{NS}	619.91**
TRATAMIENTOS	9	3.68 ^{NS}	10.8 ^{NS}	46.86*	475.29**
BLOQUES	5	3.3*	34.90**	70.38 ^{NS}	880.22**
ERROR	165	1.56	5.24	25.83	93.02
Total	179				
CV (%)		14.95	20.70	24.27	22.21

** : Diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación DDT: días después del trasplante.

En la variable Número de hojas se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos en todas las fechas de evaluación; en este parámetro los tratamientos con microorganismos combinado con Seazyme® y solo Seazyme® fueron los que presentaron los mejores efectos en el número de hojas, este incremento se observó con mayor claridad e los 58 días después del trasplante, no obstante que a los 65 días después del trasplante se vio una diferencia altamente significativa en el tratamiento 7 Seazyme® sin esporas sobre el resto de los tratamientos.

Los bioestimulantes a base de *Ascophyllum nodosum* contienen sustancias promotoras y reguladores de crecimiento, como citoquininas (adenina y zeatina), auxinas, giberelinas, también contienen compuestos quelantes conocidos como manitos, el cual tiene la capacidad de transformar los micronutrientes en formas fáciles de asimilar para las plantas (Noel, 2011), los cuales afectan el metabolismo celular de las plantas incrementando de manera positiva aspectos como la altura de las plantas y el número de hojas (Peña, 2020).

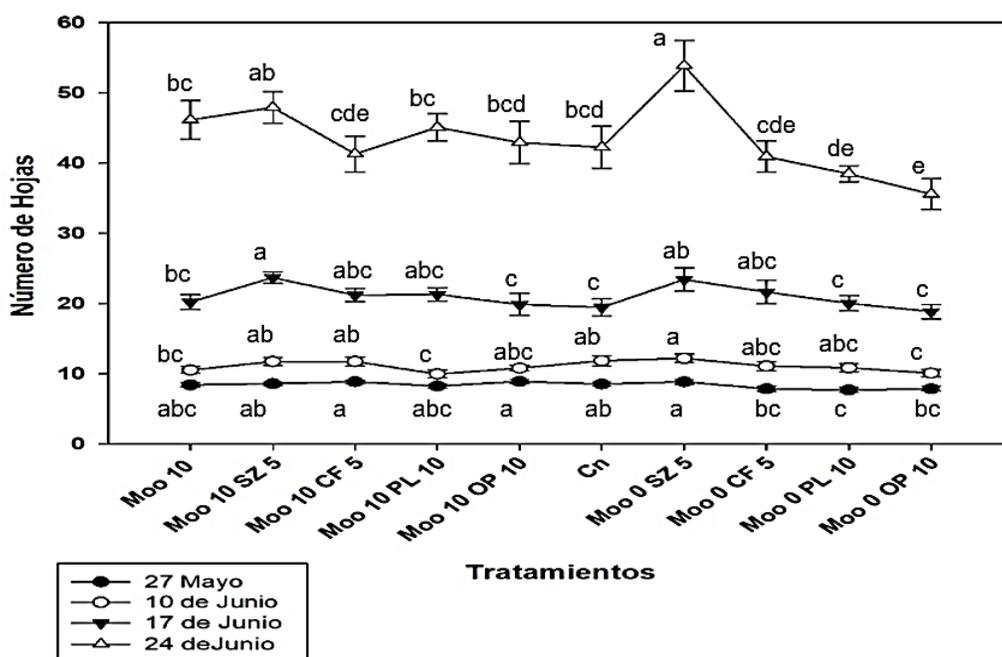


Figura 7. Desarrollo fenológico del número de hojas de la planta. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.3. Peso fresco y seco.

El análisis realizado a la base de datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, expuso diferencias significativas entre los tratamientos propuestos, demostrando un efecto sobre las variables peso fresco de tallo, hoja, raíz y peso seco de tallo, hojas, raíz (cuadro 8).

Cuadro 8. Cuadrados medios de las variables peso seco y fresco de las áreas vegetativas de la planta durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F. V.	gl	PFT (gr)	PFH (gr)	PFR (gr)	PST (gr)	PSH (gr)	PSR (gr)
Modelo	14	817.61**	1087.9**	110.49*	23.45**	56.52**	2.21 ^{NS}
TRATAMIENTOS	9	395.27*	512.51*	102.71*	7.86*	23.4*	1.65 ^{NS}
BLOQUES	5	1577.83**	2123.59**	124.49*	51.51**	116.14**	3.23 ^{NS}
Error	45	211.96	441.28	60.04	6.47	18.56	2.02
TOTAL	59						
CV (%)		32.52	30.0	26.20	30.26	28.78	33.03

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación; PFT: peso fresco tallo; PST: peso seco tallo; PFH: peso fresco hojas; PSH: peso seco hojas; PFR: peso fresco raíz; PSR: peso seco raíz.

4.1.4. Peso fresco tallo

La aplicación de microorganismos favoreció en el desarrollo del peso fresco del tallo, siendo los tratamientos microorganismos + Seazyme®, y microorganismos + Proal® los que presentaron incremento del 20.7% y 16.12% respectivamente en comparación con el testigo. Cabe señalar que el producto Seazyme® sin microorganismos obtuvo una ganancia del 9.67%.

Los extractos de algas marinas son ricos en citoquininas y auxinas, fitorreguladores involucrados en el crecimiento y en la movilización de nutrientes en los órganos vegetativos (Alvarado, 2015), los microorganismos tienen la capacidad de realizar actividades, como promover el desarrollo radical, mejorando su capacidad de exploración, toma de agua y absorción de nutrientes (Acebo *et al.*, 2007), además

de que favorecen la disponibilidad del P y N; Becerra *et al.* (2015) reportaron que al aplicar microorganismos producen un efecto promotor sobre el crecimiento en cilantro.

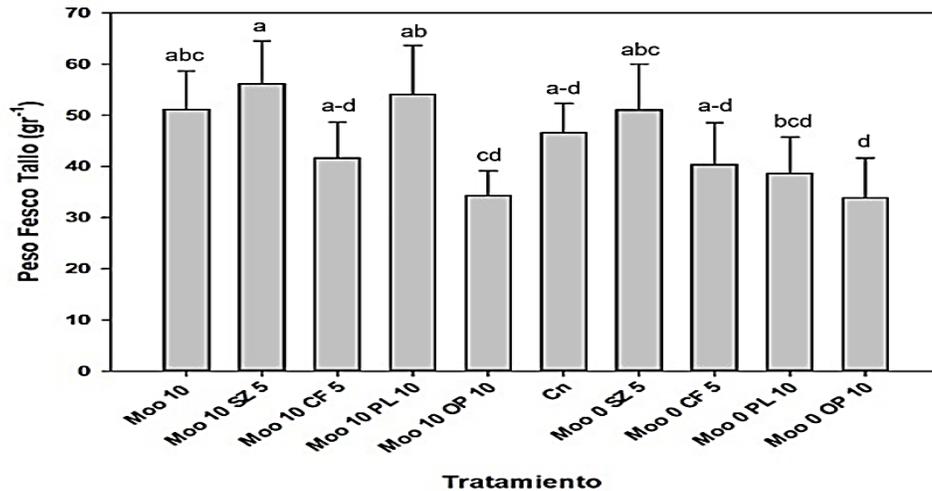


Figura 8. Peso fresco del tallo. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.5. Peso seco del tallo

En el peso seco del tallo se encontró que la aplicación de Proal® y Seazyme® ambos en combinación con microorganismos, y Seazyme® sin microorganismos aumentaron el peso seco del tallo un 13.22 %, 10.67%. 12.64% respectivamente, teniendo una diferencia significativa a comparación de la aplicación de Optifer® + microorganismos el cual mostró disminución del peso seco un 26.56% comparado con el tratamiento control.

El incremento del peso seco del tallo se atribuye a los extractos de algas a base de *Ascophyllum nodosum*, ya que tres tratamientos tuvieron una respuesta estadística similar, y estos coincidían en el contenido de extractos de algas. Hernández (2012) no encontró diferencias significativas en 5 tratamientos donde utilizo extractos de algas aplicados en forma foliar en el cultivo de algodón (*Gossypium hirsutum*), se

describe que solo si aumentó el peso seco del tallo, pero no de una forma significativa. Por otro lado, se menciona que aplicar algas incrementa las cosechas y favorece la calidad de los frutos básicamente porque se administra macro y micronutrientes que requiere la planta, además que se aplican alrededor de 27 sustancias naturales que tienen efectos similares a los reguladores de crecimiento (Gavonel, 2016).

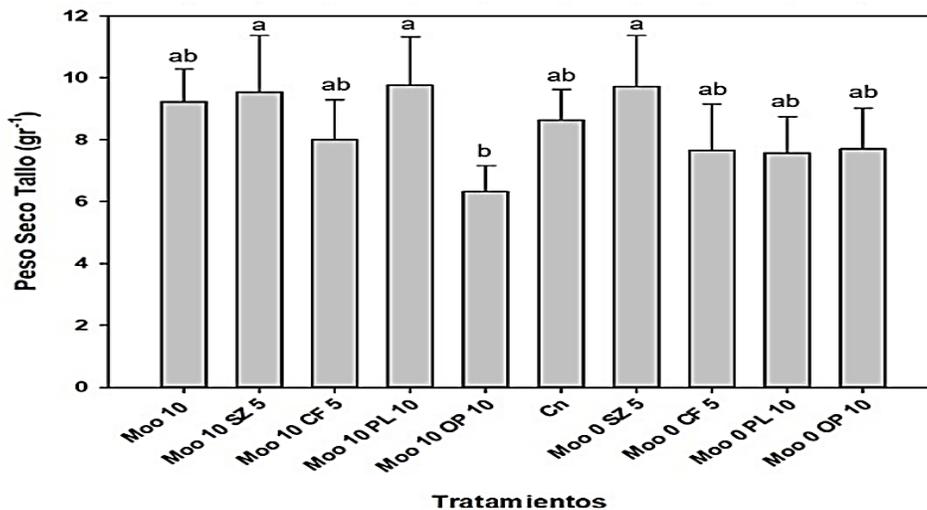


Figura 9. Peso seco del tallo. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.6. Peso fresco de hojas

El peso fresco de las hojas mostró diferencia estadística significativa entre los tratamientos. El peso fresco de hoja fue mayor en los tratamientos Proal®, Seazyme® con microorganismos, y solo Seazyme®, estos aumentaron un 18.30%, 14.93% y 13.24% el peso fresco de las hojas en comparación con el tratamiento control. La aspersión con Optifer® + microorganismos se mostró una relación antagónica al ser el tratamiento que presentó el menor peso fresco las plantas provocando una disminución del 24.34% del peso fresco de las hojas en comparación con tratamiento control.

Estudios realizados demostraron que la aplicación de algas marinas logra aumentar el tamaño de las hojas de espinaca y un mejor crecimiento en raíces de tomates, el cual puede deberse a los macros y microelementos que aportan, además de sustancias promotoras del crecimiento como las citoquininas (Zodape *et al.*, 2011).

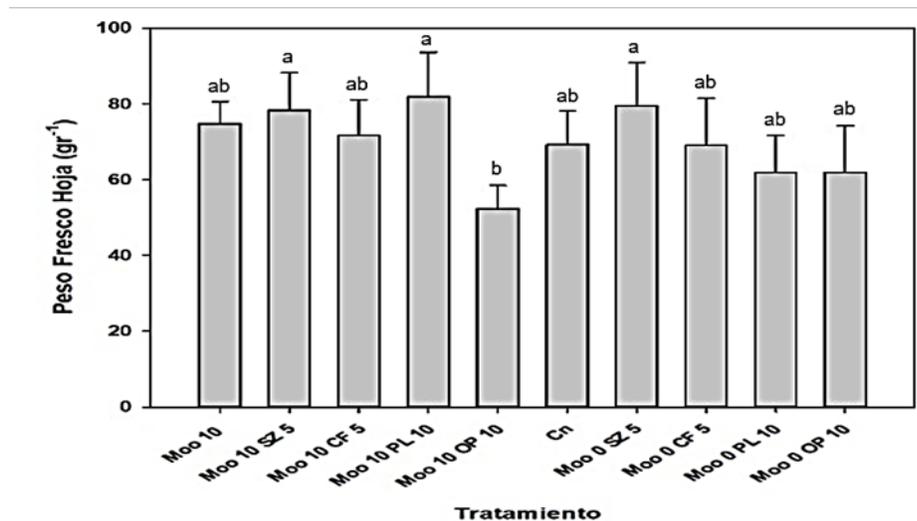


Figura 10. Peso fresco de la hoja. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.7. Peso seco de hojas

La aplicación de bioestimulantes mostro efectos significativos en el parámetro peso seco de hojas. En este parámetro los tratamientos con aplicación de Proal®, Seazyme® con microorganismos, y solo Seazyme® mostraron tener un mayor desarrollo con un 18.73%, 14.87% y 23.55% respectivamente de incremento comparado con el tratamiento control. En este parámetro la aplicación de Optifer® + microorganismos mostro una disminución del 23.62% del peso seco de las hojas respecto al tratamiento control. En este sentido, Sucell-Lopez (2011), menciona que al aplicar en forma foliar extractos de algas permite obtener aumento de la materia seca en la parte aérea del arándano y ciruelo, este resultado puede ser atribuido al contenido de fosforo en los productos aplicados ya que Seazyme contiene fosforo,

elemento que en deficiencia en las plantas puede ocasionar la disminución hasta del 40-45% de la biomasa de la parte aérea.

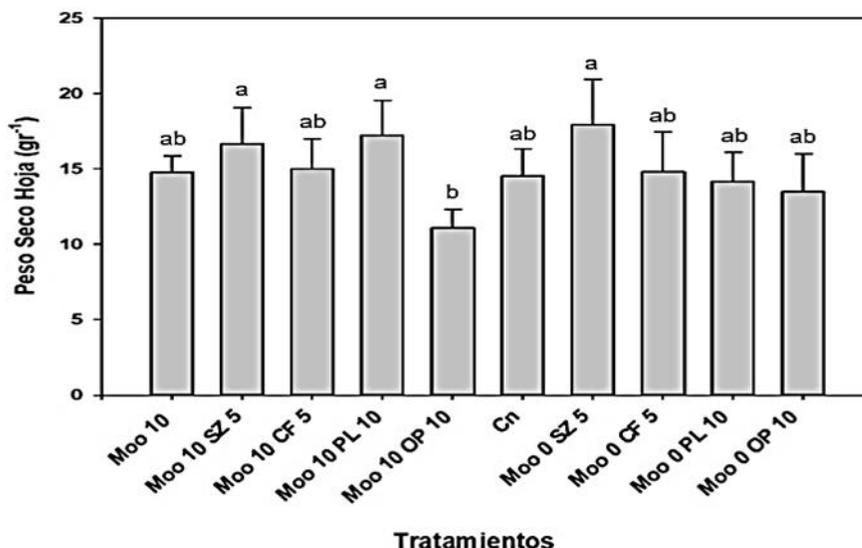


Figura 11. Peso seco de la hoja. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.8. Peso fresco de raíz

En cuanto al peso fresco de la raíz, el análisis de comparación de medias arrojó que la aplicación de Seazyme® sin microorganismos tiene mejores resultados, seguido del tratamiento microorganismos + Seazyme®, comparados con el tratamiento control. En esta variable nuevamente el tratamiento con microorganismos + Optifer® manifiesta incompatibilidad al presentar los resultados más bajos incluso superado por el tratamiento control.

Shukla *et al.* (2019) nos dice que la aplicación de bioestimulantes a base de *Ascophyllum nodosum* ayuda a mejorar el crecimiento de la punta de la raíz, gracias a que estos regulan la actividad de las auxinas en las plantas, lo que se puede traducir en esta variable ya que a mayor crecimiento de la raíz mayor será su peso fresco de la raíz de las plantas tratadas con bioestimulantes a base de algas.

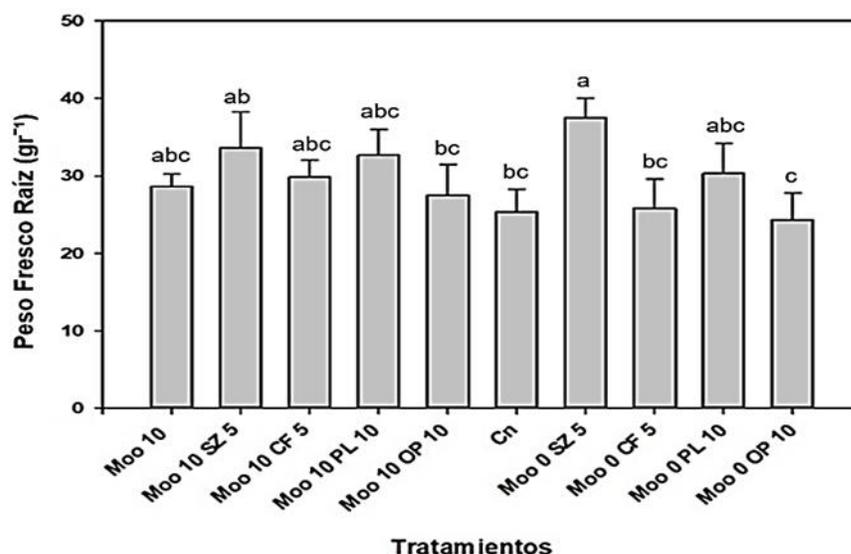


Figura 12. Peso fresco de la raíz. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.9. Peso seco de raíz

Para el parámetro de peso seco de raíz no se observó diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos evaluados. Sin embargo, los productos a base de algas Seazyme® y Proal® con microorganismos y sin estos, mostraron una tendencia a incrementar el peso seco de raíz en comparación con el testigo y los demás productos aplicados.

En este contexto, Alvarado (2015) reportó que el uso de productos bioestimulantes a base de algas marinas generan mayores promedios de longitud de raíces y peso de raíces; así también, Ruiz-Espinoza *et al.* (2016) indican que la aplicación de algas marinas ayuda al incremento del peso fresco y seco de las raíces siempre y cuando se apliquen en bajas concentraciones, concordando con (Zambrano-Alcivar, 2019) que aplicó algas marinas y logró aumentar el peso seco de la zona radical de plántulas de arroz a los 80 días después de la siembra.

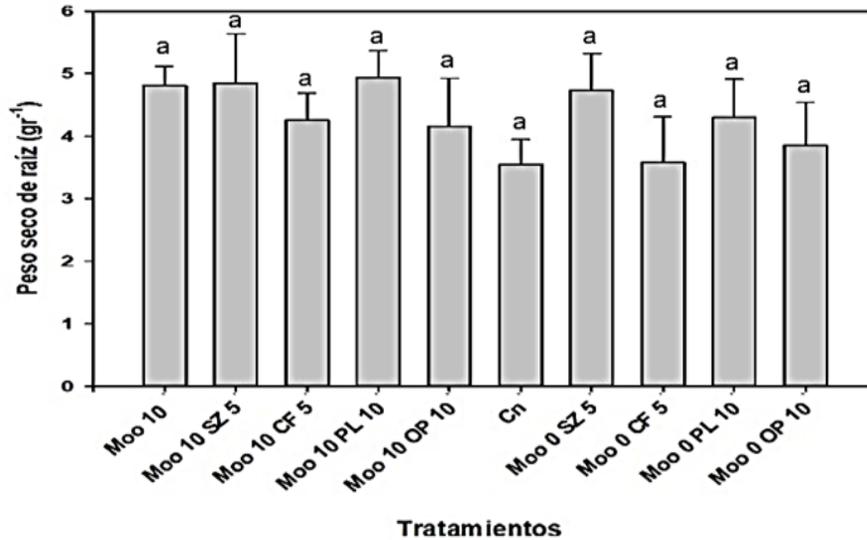


Figura 13. Peso seco de la raíz. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.10. Biomasa de la planta

El análisis realizado a los datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, expreso diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos propuestos, demostrando un efecto sobre las variables de biomasa del tallo, hojas y raíz ($\alpha \leq 0.05$) (cuadro 9).

Cuadro 9. Cuadrados medios de las variables biomásas de las áreas vegetativas y radicales durante el desarrollo vegetativo de la planta UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F.V.	gl	BT (%)	BH (%)	BR (%)
Modelo	14	60.77*	5.61*	7.72*
TRATAMIENTO	9	61.58*	5.56*	9.58*
BLOQUES	5	59.31 ^{NS}	5.69 ^{NS}	4.37 ^{NS}
Error	45	59.72	9.29	14.83
TOTAL	59			
CV (%)		39.10	14.15	26.15

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación; Biomasa tallo (BT), Biomasa hojas (BH), Biomasa raíz (BR)

La biomasa del tallo tuvo un aumento en el tratamiento con Optifer® sin microorganismos, con un incremento de 53.56% en comparación con el tratamiento control. El tratamiento con Proal® sin microorganismos también presentó un efecto positivo en la biomasa de tallo.

Graillet- Juárez *et al.* (2014) menciona que las hormonas pueden tener efectos pleiotrópicos, de redundancia o interacción dependiendo de la concentración en la que se encuentren en los tejidos, como en el producto Optifer® tiene altas concentraciones de hormonas vegetales tales como giberelinas, citoquininas y auxinas, el producto contiene 62 ppm por cada 100 grs de producto de giberelinas, 1,652 y 2,622 respectivamente y tuvo mayor interacción con hojas y tallo pudo haber mejorado la biomasa de estos, se cree que debido a que tiene una mayor concentración de auxinas pudo causar el aumento de la biomasa del tallo; Cortes *et al.* (2019) mencionan que las auxinas a nivel vegetal aumentan la formación, la elongación de tallos y aumenta la dominancia apical ayudando al crecimiento del tallo.

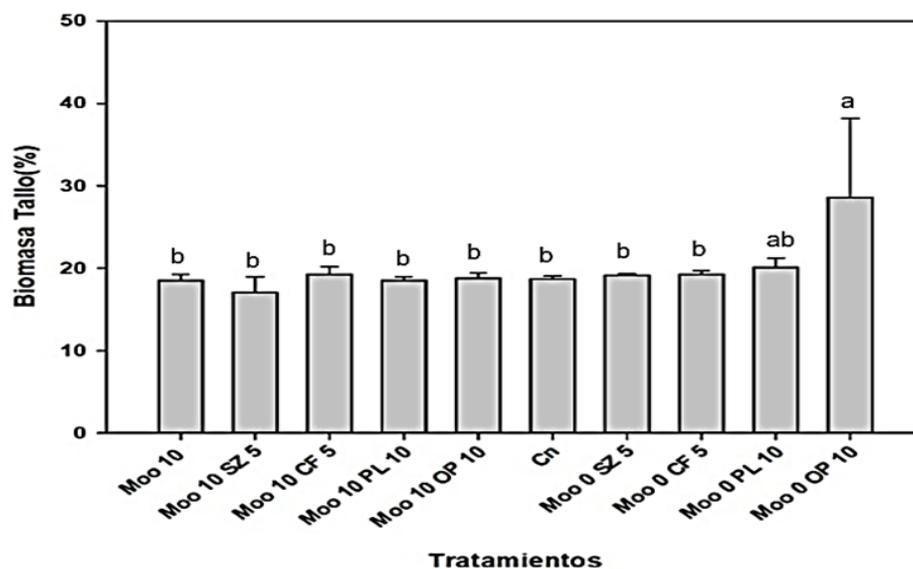


Figura 14. Porcentaje de la biomasa del tallo. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.11. Biomasa de hojas

El porcentaje de biomasa en las hojas tuvo un aumento con la aplicación del Proal® sin microorganismos con un 11.07% más biomasa, comparado con el tratamiento control. Por otro lado, el tratamiento en cual solo se aplicó microorganismos (testigo positivo) mostro tener una disminución de la biomasa del 5.75%, siendo este tratamiento estadísticamente diferente al resto de los tratamientos.

Briceño *et al.* (2014), mencionan que la presencia y degradación de polisacáridos en los extractos del alga (*Macrocystis pyrifera*) ejerce un efecto de inducción metabólica en la planta con lo que contribuye a un aumento y crecimiento de la biomasa de planta como tomate y frijol, con esto se afirma que no solo las fitohormonas poseen efectos estimulantes en la planta, los polisacáridos de mayor tamaño como el alginato (compuesto que poseen ambas algas) también ayudan en la planta; Fan *et al.* (2013) mencionan que al aplicar algas como *A. nodosum* produce un incremento positivo en la biomasa de la espinaca ya que aumenta la sobre expresión de la enzima glutamina sintetasa citológica, involucrada en la asimilación del nitrógeno, aumentando del mismo modo las concentraciones de flavonoides y fenólicos.

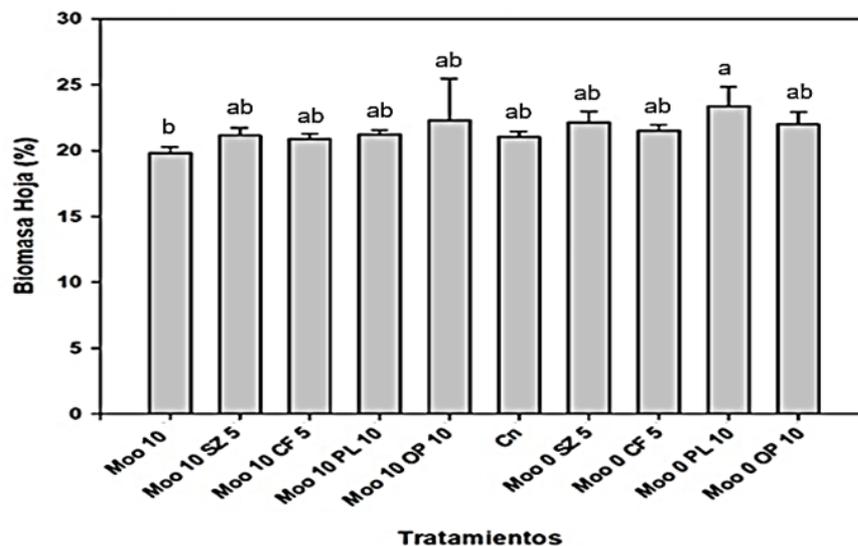


Figura 15. Porcentaje de la biomasa de la hoja. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.12. Biomasa raíz

En el caso de la biomasa de la raíz el tratamiento con solo microorganismos (testigo positivo) fue el que presento los mejores resultados. En este tratamiento se onservó incremento de la biomasa de raíz con un 21.54% más biomasa de raíz que el tratamiento control. Por otro lado, el tratamiento Seazyme® sin microorganismos presentó una disminución del 11.05% de la biomasa con respecto al tratamiento control.

La medición de peso seco de la raíz brinda información más precisa acerca de la eficiencia de las plantas en la acumulación de nutrientes (Sotelo *et al.*, 2012). La inoculación con *Azospirillum sp* induce cambios morfológicos en los pelos radicales, siendo este cambio el causante de la elongación y aumento de la superficie total de la raíz, el incremento de tamaño de la zona radical se debe al aumento de la división celular de la zona radical (Mellado, 2021).

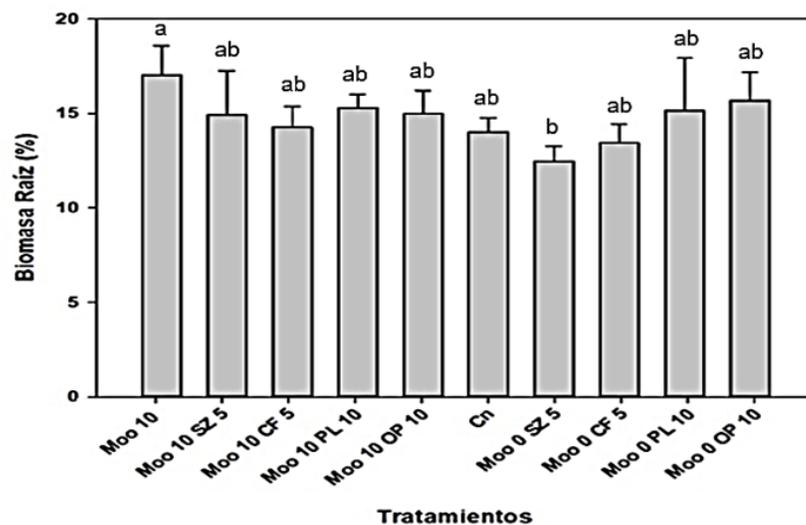


Figura 16. Porcentaje de la biomasa de la raíz. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.13. Clorofilas en hojas

El análisis realizado a la base de datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, expreso diferencias significativas entre los tratamientos propuestos, demostrando un efecto sobre las variables clorofila a, b y total (cuadro 10).

Cuadro 10. Cuadrados medios de las variables de clorofilas en hojas. UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F.V	gl	Cla(H) Mg/g	Clb(H) Mg/g	Clt(H) Mg/g
Modelo	11	1.85*	2.29*	1.03 ^{NS}
TRATAMIENTO	9	2.21*	2.64*	1.23 ^{NS}
BLOQUES	2	0.26*	0.71*	0.11 ^{NS}
Error	18	1.05	1.31	0.65
Total	29			
CV (%)		11.69	19.39	11.66

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación; Cla(H): clorofila a en hoja; Clb(H): clorofila b en hojas; Clt(H): clorofila total en hoja.

4.1.14. Clorofila a en hoja

Para la clorofila a en hoja se obtuvo diferencias estadísticas significativas, este parámetro los tratamientos Seazyme® sin microorganismos y la aplicara Citoflex® en combinación con microorganismos presentaron los niveles más altos de clorofila a en la hoja. El tratamiento Optifer® más microorganismos, también presentó incremento en la clorofila a, comparado con el testigo positivo (T1), sin embargo, no superó al tratamiento control. El tratamiento Citoflex® sin microorganismo presentó la mayor reducción de contenido de clorofila a con 21.17% con respecto al control.

Según Zermeño *et al.* (2015) mencionan que al aplicar extractos de algas marinas ayuda al aumento de la clorofila, ya que estas contienen importantes cantidades de citoquininas, auxinas y betainas, hormonas que al aplicarse al suelo o a la zona foliar logra un efecto positivo al aumentar la concentración de clorofila en las hojas.

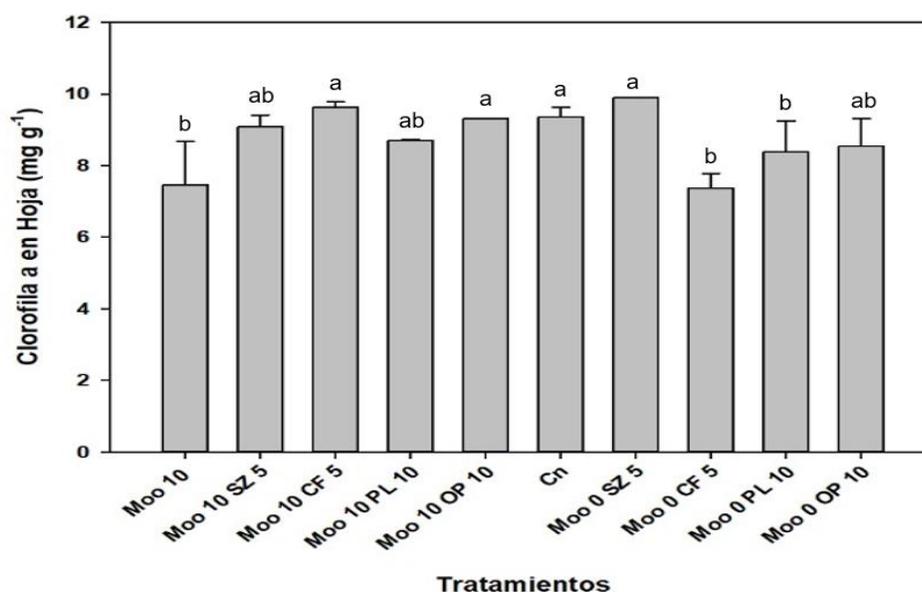


Figura 17. Clorofila a en hoja. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.15. Clorofila b en hoja

Para la clorofila b en hoja se obtuvo que con la aplicación de Optifer® solo, solo Seazyme®, Proal® con microorganismos, Seazyme® con microorganismos, y solo Proal® presentaron valores estadísticamente superiores al resto de tratamientos, ya que estos obtuvieron incremento en el contenido de clorofila b en un rango de 17.66% a 7.83%. Resultados negativos se presentaron con la aplicación de solo microorganismos y microorganismos con Citoflex® comparados con el tratamiento control.

Una de las características del Optifer® es que tiene una formulación con un alto contenido de citoquininas, hormona que según (Wilson *et al.*, 2008) promueven el

retraso de la senescencia de la zona foliar, gracias a su efecto regulatorio del estrés oxidativo en forrajes, aumentando el contenido de clorofilas en las hojas.

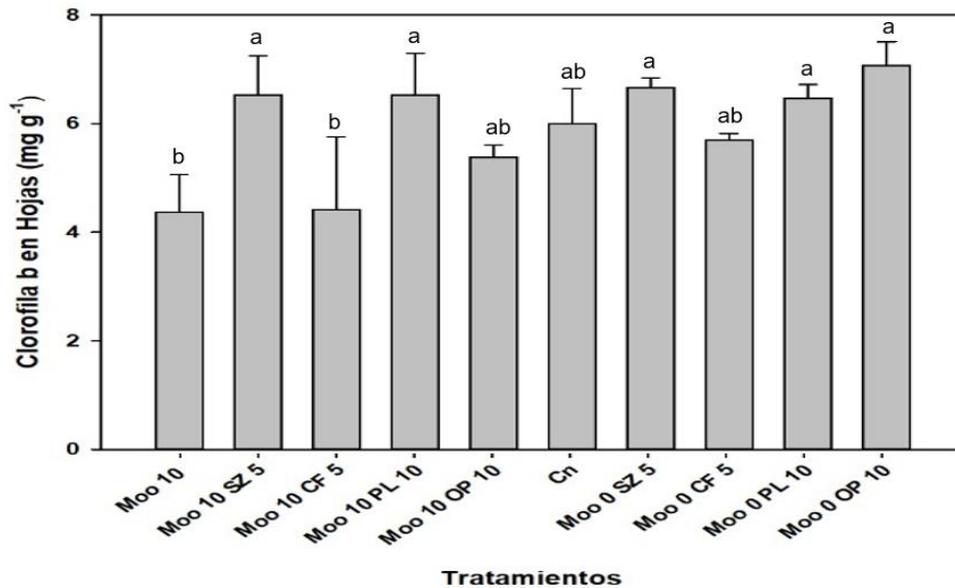


Figura 18. Clorofila b en hoja. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.16. Clorofila total en hoja

De acuerdo con los datos arrojados del estadístico el aplicar Seazyme® sin esporas y Citoflex® con esporas aumentan ligeramente el contenido de clorofila total en la hoja con respecto al testigo, estos tratamientos presentaron los mejores resultados con respecto al resto de los tratamientos, incluido el testigo positivo que fue el que presentó mayor afectación en este parámetro.

Fornes *et al.* (2002) mencionan que al aplicar extracto de algas de *Ascophyllum nodosum* aumenta el contenido de la clorofila de las hojas de varias plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas, ya que a menudo se observaron que las plantas tratadas tenían un color verde oscuro. Gonzalez *et al.* (2015) corroboran esto diciendo que el efecto probablemente se deba a que el extracto de algas marinas contiene sustancias como betaínas y microelementos como el hierro, compuestos que se requieren para la síntesis de la clorofila en las hojas. Fan *et al.* (2013)

comprobaron que aplicando extractos alcalinos de *A. nodosum* logra aumentar el contenido de las clorofilas, ya que aumenta la expresión de enzimas implicadas en la síntesis de betaina, glicina, compuesto que reduce la degradación de estos pigmentos y aceleran la formación de etioplastos en cloroplastos (Sharma *et al.*, 2014; Battacharyya *et al.*, 2015; Espinosa-Antón *et al.*, 2020).

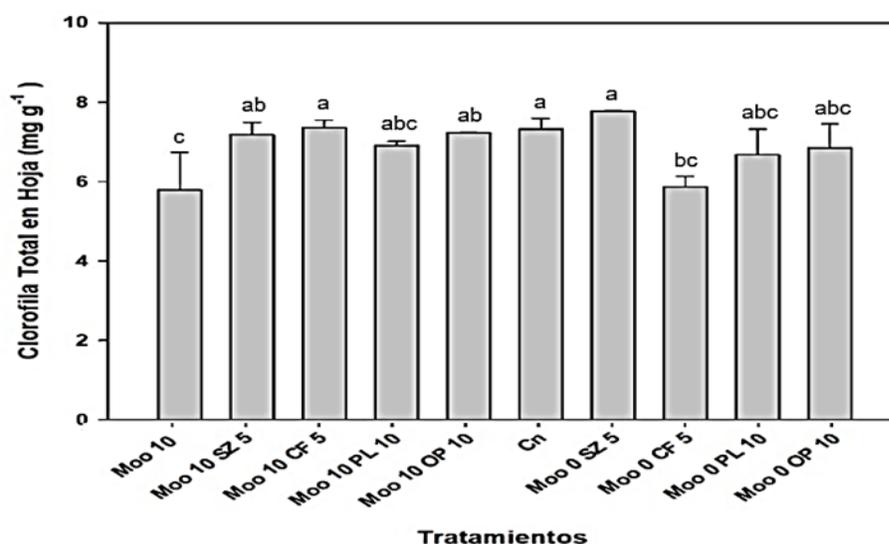


Figura 19. Clorofila total en hoja. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

El análisis realizado a la base de datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, expreso diferencias significativas entre los tratamientos propuestos, demostrando un efecto sobre las variables diámetro polar y ecuatorial del furto, rendimiento por planta, numero de frutos (cuadro 11).

Cuadro 11. Cuadrados medios de las variables de peso, diámetros y numero de frutos. UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F.V	gl	DPF (mm)	DEF (mm)	RPP (GPP)	NDF
Modelo	14	2.4 ^{NS}	3.88 ^{**}	5667.51 ^{**}	65.29 ^{**}
TRATAMIENTOS	9	0.35 ^{NS}	0.87 ^{NS}	1642.56 [*]	18.92 [*]
BLOQUES	5	6.09 ^{**}	9.29 ^{**}	12912.41 ^{**}	148.79 ^{**}
ERROR	165	1.27	1.30	883.83	10.18
Total	179				
CV (%)		11.22	11.51	28.75	28.75

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación; DP: diámetro polar del fruto; DEF: diámetro ecuatorial del fruto; RPP: rendimiento por planta; NDF: número de frutos.

4.1.17. Diámetro polar del fruto

Para esta variable de los componentes del rendimiento del fruto, ninguno de los bioestimulantes y sus combinaciones con esporas resultaron con diferencias significativas con respecto al testigo, siendo así que la aplicación de microorganismos ni los bioestimulantes solos o combinados no tienen efectos sobre el diámetro polar de los frutos de Chile jalapeño. Este resultado difiere con los reportados por Jassim *et al.* (2019) quienes demostraron que al aplicar bioestimulantes a base de algas marinas a dosis altas se obtuvo un aumento significativo en las variables de área foliar y longitud de las mazorcas de maíz, al tiempo que mejora el rendimiento por planta.

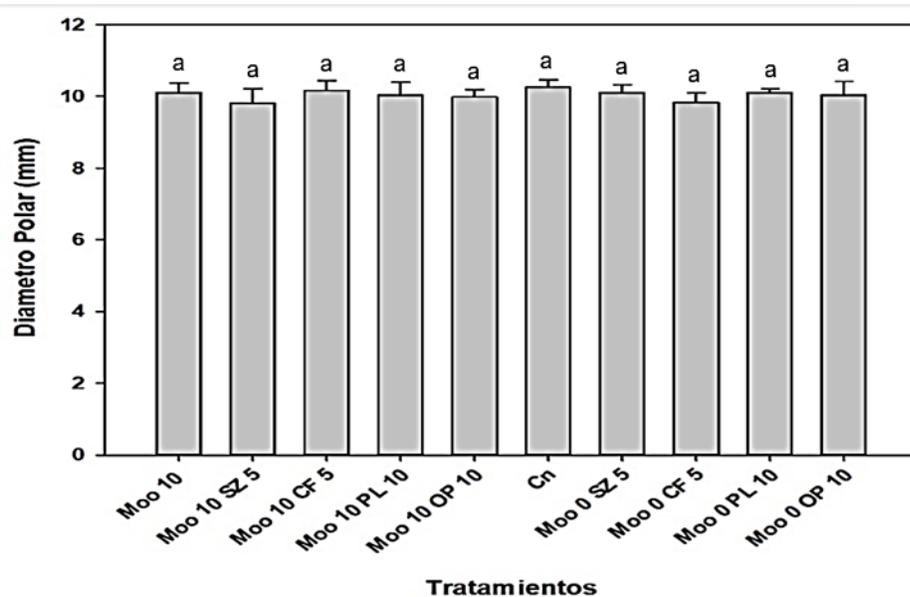


Figura 20. Diámetro polar del fruto. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.18. Diámetro ecuatorial del fruto

En lo que respecto al diámetro ecuatorial del fruto no hubo diferencias altamente significativas entre los tratamientos ya sea con microorganismos y sin ellos, por lo que, los bioestimulantes evaluados y sus combinaciones no tiene efecto sobre este parámetro.

Para esta variable de los componentes del rendimiento del fruto, las aplicaciones de bioestimulantes no mejoraron el diámetro del fruto, sin embargo, si mejoro otros factores como es el caso del número de frutos por planta. Icaza (2019) evaluó diferentes bioestimulantes foliares de algas marinas en distintas dosis y obtuvo un incremento en el diámetro y longitud de mazorcas.

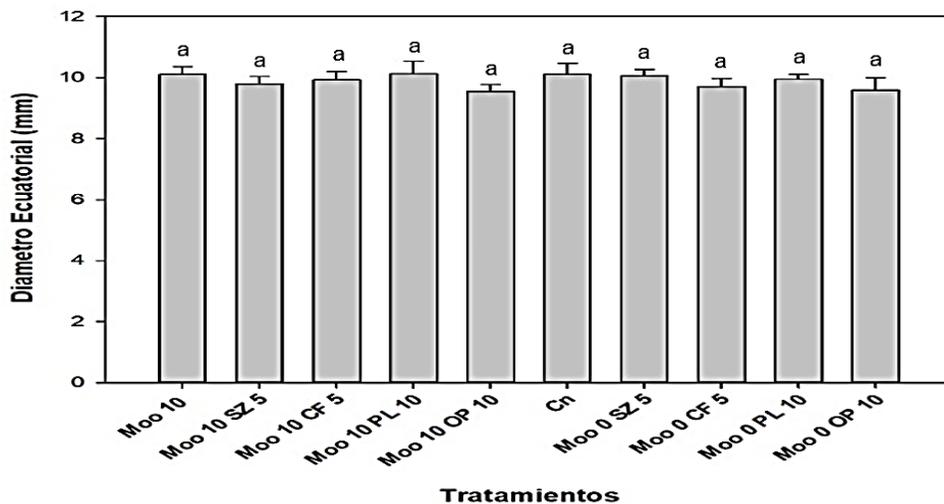


Figura 21. Diámetro ecuatorial del fruto. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.1.19. Rendimiento por planta

En cuanto el rendimiento por planta, el tratamiento Seazyme® con microorganismos fue el que presentó el mayor rendimiento de frutos en gramos por planta, con diferencia significativa en comparación con el tratamiento control. Por otro lado, el tratamiento Seazyme® sin microorganismos y el tratamiento Proal® con

microorganismos, también promovieron incremento en el rendimiento de frutos por planta.

Oosten *et al.* (2017) nos mencionan que la aplicación de microorganismos tiene efectos positivos sobre las plantas ya que estos permiten y facilitan la absorción de K^+ , ayuda a la planta a expulsar el Na^+ y así también aumenta la disponibilidad de fósforo y nitrógeno lo que produce un incremento en la calidad y rendimiento del maíz. Según Ramakrishnan (2012) una aplicación de *Azospirillum* muestra mayores rendimientos por planta de frutos en plantas de tomate, sus resultados sugieren que la inoculación de biofertilizantes mejora la concentración de minerales en las plantas mediante la fijación de nitrógeno y, por lo tanto, altera la producción de frutos en las plantas de tomate.

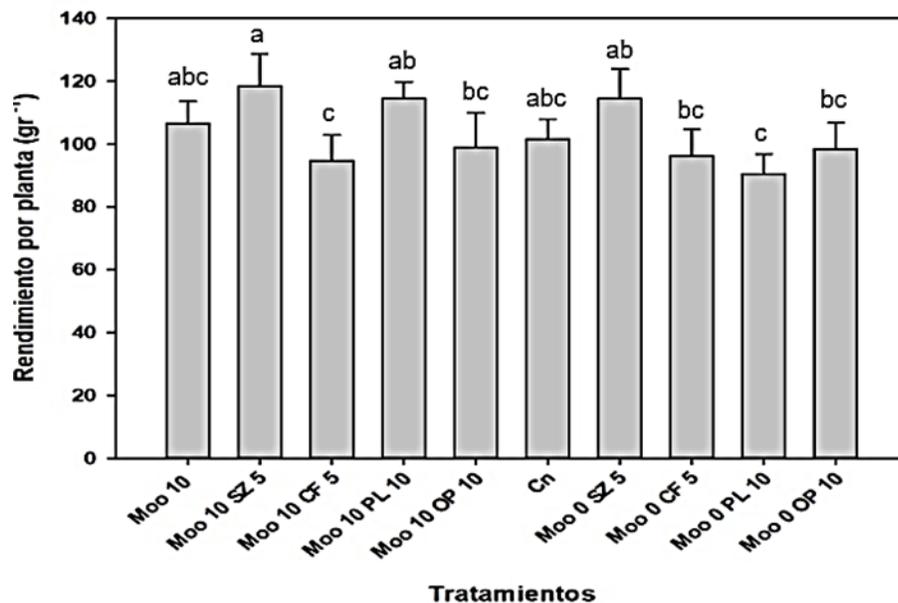


Figura 22. Rendimiento por planta. Letras diferentes son significativamente diferentes con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.2. Contenido bioquímico en frutos de Chile

El análisis realizado a la base de datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, expresó diferencias significativas entre los tratamientos propuestos,

demostrando un efecto sobre las variables de vitamina C, clorofila a, b y total en frutos (cuadro 12).

Cuadro 12. Cuadrados medios de las variables de calidad de fruto. UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F.V	gl	AC %	Vit.C mg/100 g	CLA(F) mg/g	CLB(F) mg/g	CLT(F) mg/g
Modelo	11	9.2 E-04*	34.21**	0.34**	0.58**	0.2**
TRAT	9	1.1 E-03*	41.18**	0.42**	0.71**	0.24**
BLOQUES	2	2.1 E-04*	2.85*	0.01*	0.01*	0.01*
Error	18	1.0 E-03	3.85	0.06	0.11	0.03
Total	29					
CV (%)		22.89	14.14	11.64	19.00	11.31

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación; AC%. Porcentaje de acidez; Vit C: vitamina c; CLA(F): clorofila a en fruto; CLB(F): clorofila b en fruto; CLT(F): clorofila total fruto.

4.2.1. Ácido cítrico (%AC)

Para la variable del ácido cítrico (%AC) el tratamiento que obtuvo un mayor porcentaje fue el tratamiento 1 (solo microorganismos), en comparación con el tratamiento control. En este parámetro el tratamiento Seazyme solo, fue el único que no tuvo efecto, comparado con el tratamiento control (Figura 23).

Carrari y Fernie (2007) comprobaron que las plantas al estar sometidas a condiciones de estrés nutricional movilizan y utilizan parte de las reservas energéticas del fruto para realizar el proceso respiratorio y como resultado hay una mayor acumulación de etileno, además también aumenta la concentración de ácidos orgánicos del ciclo de Krebs y especialmente el ácido cítrico, en comparación a las plantas que son sometidas a aplicaciones de biofertilizantes y bioestimulantes en las cuales no aumentan.

La mayoría de los ácidos orgánicos se producen a partir de la oxidación de los azúcares durante la respiración activa del fruto, que demanda de estos compuestos por su tamaño y actividad metabólica (Wills, 2007).

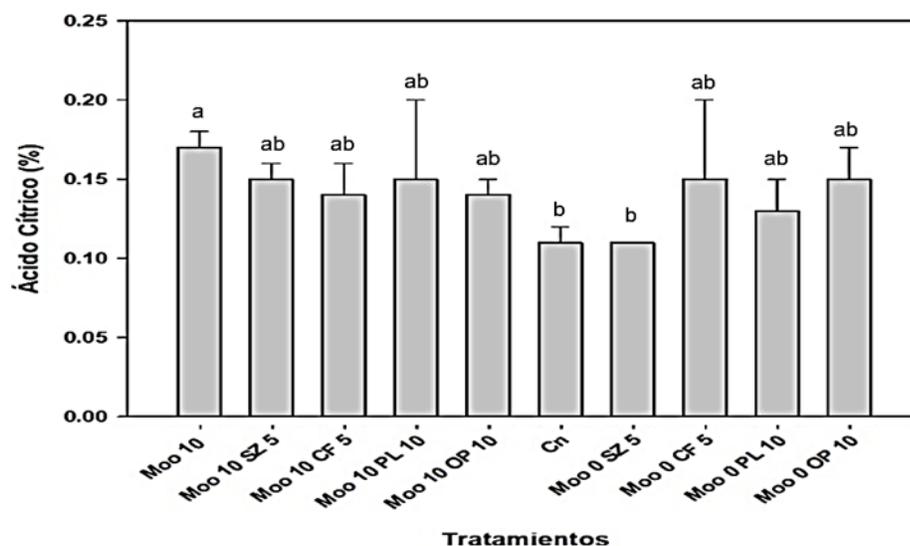


Figura 23. Porcentaje de ácido cítrico. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.2.2. Vitamina C

Para la variable de la vitamina C en fruto, de acuerdo con el estadístico se logró observar que la aplicación de Seazyme® con suministro de microorganismos mejoraron considerablemente el contenido de vitamina C ($22.5 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de materia seca de fruto), teniendo una diferencia altamente significativa con respecto al resto de los tratamientos. El tratamiento Proal® con microorganismos, también mejoró el contenido de vitamina C, este alcanzó un contenido de $17.2 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de materia seca de fruto, siendo estadísticamente diferente con el tratamiento control (Figura 24).

Algunas de las principales causas que promueven pérdidas del ácido ascórbico son la oxidación enzimática, la degradación térmica y difusión (Arroqui *et al.*, 2001), este efecto no fue observado en la presente investigación, sin embargo si se observó

incremento con la aplicación de microorganismos en combinación con Seazyme® y Proal®, dos bioestimulantes de origen orgánico. En este sentido, Mena *et al.* (2006) desarrollaron una investigación donde observaron que los tratamientos que fueron sometidos a la aplicación de *Glomus fasciculatum*, *Azotobacter chroococcum* y ácidos húmicos presentaron aumento en el contenido de vitamina C en frutos de pimiento (*Capsicum annun L*) en comparación a los tratamientos sin aplicación.

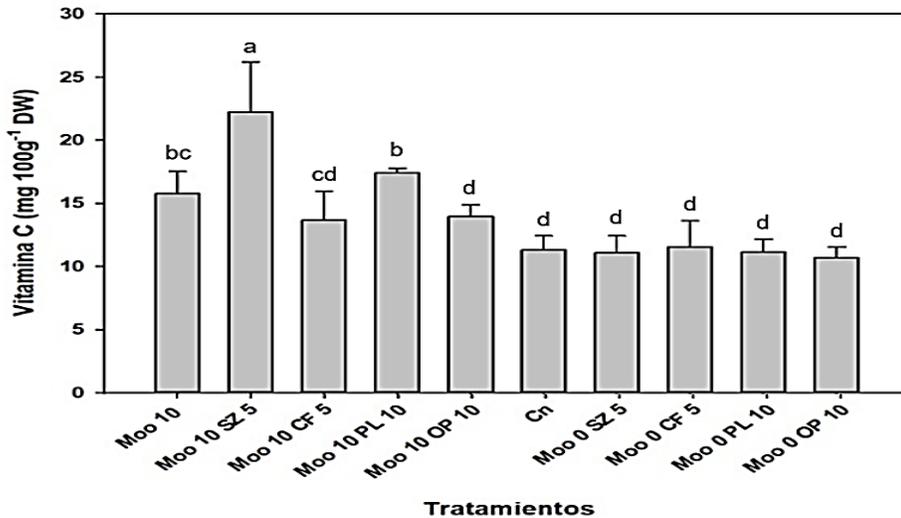


Figura 24. Vitamina C en frutos mg/100g. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.2.3. Clorofila a y b en fruto

En la variable contenido de clorofila a en fruto se observó diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos. La clorofila en el fruto fue mayor con la aplicación del tratamiento Seazyme® con suministro de microorganismos con 27.2 mg g⁻¹, seguido por el tratamiento Optifer® con microorganismos, este superó los 25 mg g⁻¹ de contenido de clorofila a en el fruto, comparado con el tratamiento control (Figura 25).

En el caso de la variable de clorofila b en fruto, el estadístico arrojó que la aplicación de Seazyme® con suministro de microorganismos aumenta el contenido de clorofila

b, este tratamiento supero los 25 mg g⁻¹; a su vez los tratamientos citoflex® y Proal® ambos sin la presencia de microorganismos y superando los 23 mg g⁻¹, estos tratamientos fueron significativamente mejores comparados con el tratamiento control (Figura 26).

Pérez *et al.* (2020) mencionan que el uso de algas permite el aumento de pigmentos fotosintéticos (clorofila a, clorofila b, clorofila a+b, carotenoides, total de pigmentos fotosintéticos) tanto en condiciones normales y condiciones de estrés. Esto es congruente con los resultados encontrados en el presente trabajo ya que los mejores tratamientos fueron con la aplicación de productos a base de algas marinas.

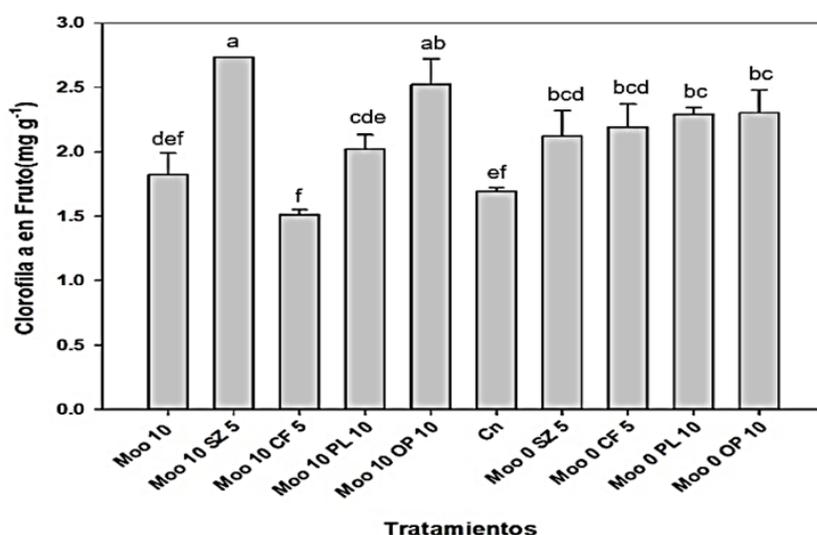


Figura 25. Clorofila A en frutos (mg g⁻¹). Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

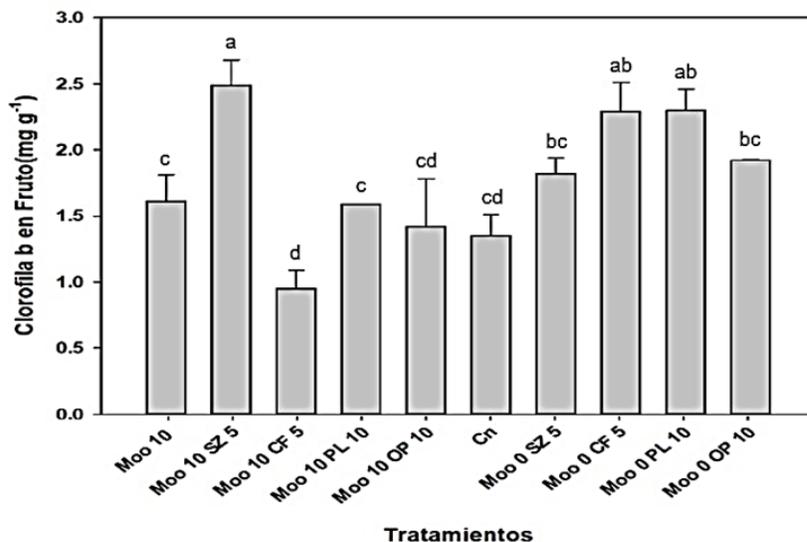


Figura 26. Clorofila B en frutos (mg/ g). Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.2.4. Clorofila total en fruto

Para la clorofila total del fruto el tratamiento con Seazyme® + esporas tuvo un comportamiento mayor en comparación de los demás tratamientos logrando aumentar la clorofila total del fruto, sin embargo, no tuvo diferencia significativa con el tratamiento Optifer® + esporas, pero si muy alta diferencia significativa en comparación al testigo, destacando que el tratamiento Citoflex que tuvo reacciones negativas en la clorofila total obteniendo valore por debajo del testigo (Figura 27).

Carrari y Fernie (2007), mencionan que al aplicar bioestimulantes y biofertilizantes ayuda a contrarrestar el estrés nutricional, provocando que no movilicen reservas del fruto a la planta para el proceso de respiración, lo que provoca una disminución del etileno, compuesto que degrada la clorofila, además de otros factores tales como temperaturas, pH, tiempo, acción enzimática, oxígeno y luz pueden ser causa de la degradación de este atributo (Rojas, 1992).

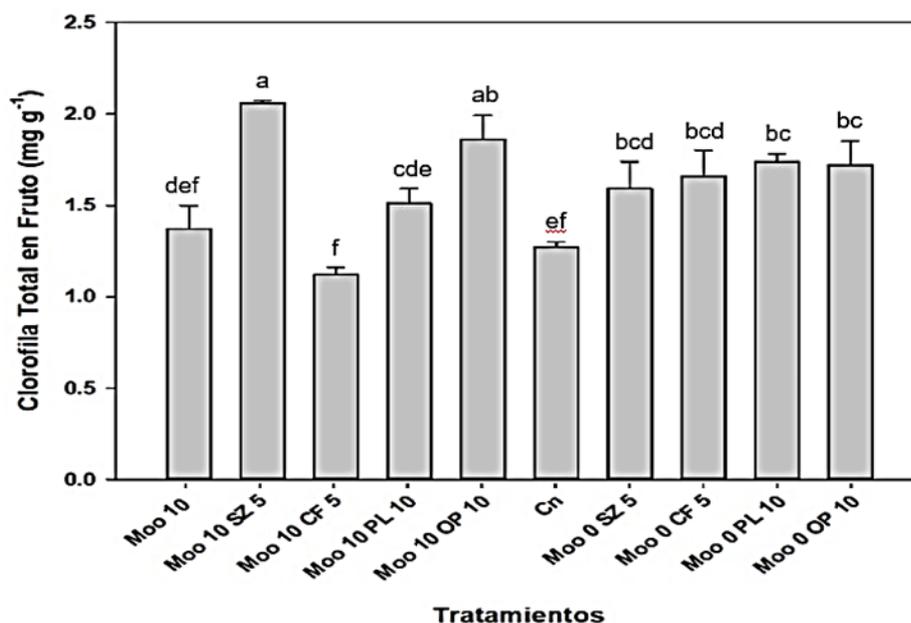


Figura 27. Clorofila total en frutos (mg g⁻¹). Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

4.2.5. Colonización

El análisis realizado a la base de datos obtenidos durante el crecimiento y desarrollo en las plantas, expreso diferencias significativas entre los tratamientos propuestos, demostrando un efecto sobre las variables de segmentos colonizados y porcentaje de colonización (cuadro 13).

Cuadro 13. Cuadrados medios de las variables de colonización de microorganismos y micorrizas en raíz. UAAAN, Coahuila, México, 2021.

F.V	gl	SEGMENTOS COLONIZADOS	% COLONIZACION
Modelo	5	8.9**	890**
TRATAMIENTO	5	8.9**	890**
Error	12	1.83	183.33

Total	17	
CV (%)	26.21	26.21

** : diferencias altamente significativas ($\alpha \leq 0.01$); * : diferencias significativas ($\alpha \leq 0.05$); NS: no significativo; CV (%): porcentaje del coeficiente de variación para cada variable; gl: grados de libertad, F.V: factor de variación; segmentos colonizados; porcentaje de colonización.

4.2.6. Porcentaje de colonización

La colonización de los microorganismos en la raíz específicamente para *Glomus intraradices*, mostro diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con aplicación de microorganismos en el suelo. En este parámetro el tratamiento Optifer® presento la mayor colonización con 80% de segmentos colonizados, lo que representó un incremento de 266.7% con respecto al testigo sin inoculación. El resto de los tratamientos no mejoran significativamente la colonización con respecto al testigo sin inoculación (Figura 28).

Cortes *et al.* (2019) mencionan que algunas hormonas vegetales tienen la función de aumentar la elongación y diferenciación de las raíces, una de las características del producto Optifer® es que contiene una gran cantidad de hormonas vegetales de las cuales destacan en mayor cantidad las giberelinas, citoquininas la cuales tienen esa función en la planta, la planta al tener una mayor área radicular aumenta la posibilidad de haber más colonización. Se ha indicado que la combinación de *Azospirillum sp* más *Glomus sp* alcanzó un porcentaje de colonización del 78% en comparación al testigo en chile morrón (Pérez-Velasco *et al.*, 2019). Di bárbaro *et al.* (2021) explica que la combinación de *Azospirillum brasilense* más micorrizas tiene un efecto positivo en el cultivo de yacón obteniendo un 60% de colonización aumentando significativamente la biomasa de raíz. Estudios han reportado que en solanáceas existe una autorregulación de microorganismos donde se activa los genes que pueden suprimir las primeras etapas en el desarrollo de micorrizas lo cual afecta la entrada de hifas generando una mutación en las micorrizas las cuales impiden la colonización de estas (Wang *et al.*, 2021).

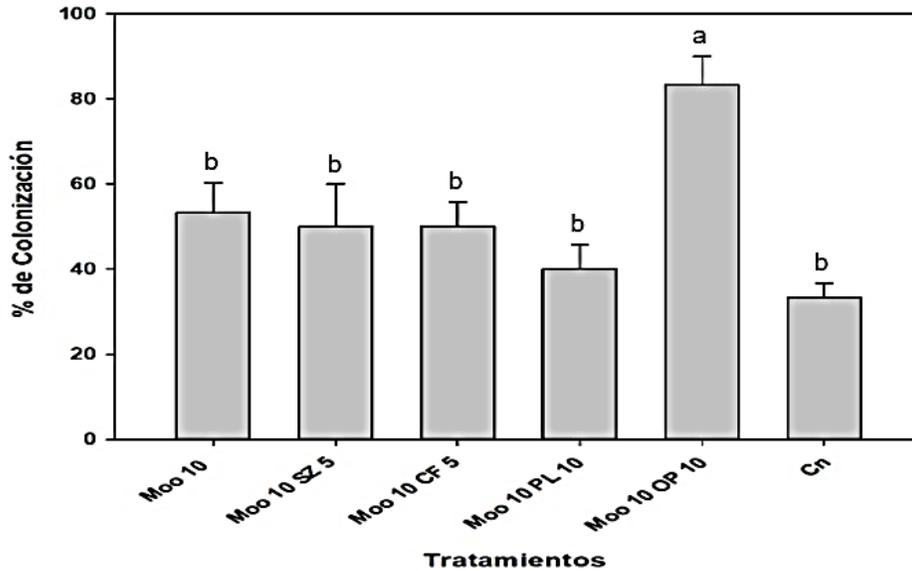


Figura 28. Porcentaje de colonización. Letra diferente son significativamente diferente con base en la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$).

Cuadro 14. Presencia de *Azospirillum brasilense* en la raíz de chile jalapeño

Presencia de <i>Azospirillum</i>		Tratamientos
T1	SI	Testigo con microorganismo
T2	SI	Seazyme® con microorganismos
T3	SI	Citoflex® con microorganismos
T4	SI	Proal® con microorganismos
T5	SI	Optifer® con microorganismos
T6	NO	TESTIGO

La inoculación fue positiva debido a que en los muestreos de raíz se detectó la presencia del *Azospirillum brasilense* en los tratamientos en los cuales se hizo la inoculación con microorganismos.

V. CONCLUSIÓN

Los microorganismos en combinación con los bioestimulantes evaluados tienen efecto positivo en el crecimiento vegetativo, rendimiento y componentes bioquímicos de frutos de chile jalapeño cv. Tzotzil. La combinación de microorganismos con Seazyme® mejoró los componentes de número de hojas, peso seco de tallo, peso seco de hoja, peso seco de raíz, clorofila a, b y total en hoja, rendimiento de frutos, vitamina C, además de clorofila b y total en frutos. Los microorganismos en combinación con Proal® mejoró el peso seco de tallo, hoja y raíz, clorofila b y el rendimiento de frutos. En tanto que la combinación entre microorganismos y Otifert® mejoró los componentes Biomasa de hoja, clorofila b en hoja, ácido cítrico, vitamina C, además de clorofila a, b y total en frutos. Optifert® sin combinación mejoró la Biomasa de tallo y hoja. Citoflex® no tuvo efectos relevantes en las variables evaluadas. Se observó efecto simbiótico entre microorganismos y los bioestimulantes, destacando el producto Optifer® por el mayor porcentaje de colonización de raíz.

VI. BIBLIOGRAFÍAS

- A. Aliferis, K., & Jabaji, S. (2011). Metabolomics – A robust bioanalytical approach for the discovery of the modes-of-action of pesticides: A review. *100*, 105-117.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2011.03.004>
- Acebo et al, Y. (2007). Efecto promotor del crecimiento vegetal de cepas de *Azospirillum* sp. en el cultivo del Arroz. *Cultivos Tropicales*. *28*(3), 29-32.
- Aguirre et al, C. M. (2017). EL CHILE (*C. annuum* L.), CULTIVO Y PRODUCCIÓN DE SEMILLA CHILI CULTIVATION AND SEED PRODUCTION. *5*(1), 19-27.
- Ahmad et al, F. (2008). Screening of free-living rhizospheric bacteria for their multiple plant growth promoting activities. *ScienceDirect*, *163*, 173-181.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.micres.2006.04.001>
- Ahn et al, I.-P. (2007). Rhizobacteria-Induced Priming in *Arabidopsis* Is Dependent on Ethylene, Jasmonic Acid, and NPR1. *20*(7), 759-768.
doi:<https://doi.org/10.1094/MPMI-20-7-0759>
- Alvarado, M. H. (2015). EFECTO DE BIOESTIMULANTE ENZIMÁTICO A BASE DE ALGAS MARINAS SOBRE EL DESARROLLO DE CAÑA DE AZÚCAR EN RENOVACIÓN; LA GOMERA, ESCUINTLA.
- Arámbula et al, D. V. (2020). PANORAMA AGROALIMENTARIO 2020. *Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera*.
- Arbona et al, V. (2016). Physiological, Metabolic, and Molecular Responses of Plants to Abiotic Stress. (C. Springer, Ed.) *2*, 1-35. doi:[10.1007/978-3-319-42183-4_1](https://doi.org/10.1007/978-3-319-42183-4_1)
- Arroqui et al, C. (2001). Effect of different soluble solids in the water on the ascorbic acid losses during water blanching of potato tissue. *JOURNAL OF FOOD ENGINEERING*, 123-126. doi:[https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(00\)00107-2](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(00)00107-2)
- Avila et al, F. W. (2011). Phosphite Supply Affects Phosphorus Nutrition and Biochemical Responses in Maize Plants. *Australian Journal of Crop Science*, *5*(6).

- Azofeifa et al, Á. (2004). ANALISIS DE CRECIMIENTO DEL CHILE JALAPEÑO (Capsicum annum L. cv. Hot), EN ALAJUELA, COSTA RICA. *Agronomía Costarricense*, 28(1), 57-67.
- Battacharyya D, Babbohari MZ, Rathor P, Prithviraj B (2015) Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae* 196: 39-48; doi:10.1016/j.scienta.2015.09.012
- Barbazán, M. (1998). ANÁLISIS DE PLANTAS Y SÍNTOMAS VISUALES DE DEFICIENCIA DE NUTRIENTES.
- Barone et al, G. D. (2018). Algal Biofertilizers and Plant Growth Stimulants for Sustainable Agriculture. 14(4). doi:https://doi.org/10.1089/ind.2018.0010
- Becerra et al, K. C. (2015). Inoculación de Cilantro (Coriandrum sativum L.) con Rizobacterias en Villa del Rosario, Norte de Santander. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*. doi:http://dx.doi.org/10.15446/rfnam.v68n1.47832
- Bhupenchandra et al, I. (2020). Biostimulants: Potential and Prospects in Agriculture. (D. H.-Y. Wang, Ed.) 21(14), 20-35. doi:10.9734/IRJPAC/2020/v21i1430244
- Bonilla et al, R. R. (2011). Mecanismos de acción de las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 12(2), 159-166.
- Briceño et al, D. (2014). Plant Growth Promoting Activity of Seaweed Liquid Extracts Produced from *Macrocystis Pyrifera* under Different pH and Temperature Conditions.
- Bulgari, R., Franzoni, G., & Ferrante, A. (2019). Biostimulants Application in Horticultural Crops under Abiotic Stress Conditions. 9. doi:10.3390/agronomy9060306
- Cakmak, I. (2002). Plant nutrition research: Priorities to meet human needs for food in sustainable ways. (D. Springer, Ed.) 98, 3-24. doi:10.1007/978-94-017-2789-1_1
- Calvo, P., Nelson, L., & W. Kloepper, J. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. doi:DOI 10.1007/s11104-014-2131-8

- Carrari, F., Asis, R., & Fernie, A. R. (2007). The metabolic shifts underlying tomato fruit development. doi: <https://doi.org/10.5511/plantbiotechnology.24.45>
- Cazzonelli, C. I. (2010). Biosynthesis and Regulation of Carotenoids in Plants— Micronutrients, Vitamins and Health Benefits. *Plant Developmental Biology - Biotechnological Perspectives*, 117-137. doi:10.1007/978-3-642-04670-4_7
- Chailloux et al, M. (2004). Las micorrizas arbusculares y las bacterias rizosfericas como alternativa a la nutricion mineral del tomate. 25(2), 12-17.
- colla et al, G. (2017). Biostimulant Action of Protein Hydrolysates: Unraveling Their Effects on Plant Physiology and Microbiome. *Frontiers in Plant Science*. doi:<https://doi.org/10.3389/fpls.2017.02202>
- Comeau et al, G. (2017). Guia de lineamientos de diseño para espacios publicos en saltillo.
- Caradonia, F., Ronga, D., Flore, A., Barbieri, R., Moulin, L., Terzi, V., & Francia, E. (2020). Biostimulants and cherry rootstock increased tomato fruit yield and quality in sustainable farming systems. *Italian Journal of Agronomy*, 15(2), 121-131. <https://doi.org/10.4081/ija.2020.1553>
- Cortes et al, J. S. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal.
- Di- Barbaro G., Horacio, A., Eleodoro, D. V., & Celia, B. de W. (2021). Evaluation of the Effect of Azospirillum Brasilense and Mycorrhizal Fungi of the Soil in Yacón Grown in a Greenhouse. *Open Journal of Agricultural Research*, 1(1), 8–15. <https://doi.org/10.31586/ojar.2021.010102>
- Dmytryk, A., & Chojnacka, K. (2018). Algae As Fertilizers, Biostimulants, and Regulators of Plant Growth. *Algae Biomass: Characteristics and Applications*, 8, 115-122. doi:10.1007/978-3-319-74703-3_10
- Drobek et al, M. (2019). Plant Biostimulants: Importance of the Quality and Yield of Horticultural Crops and the Improvement of Plant Tolerance to Abiotic Stress—A Review. *Agronomy*, 9(6). doi:10.3390/agronomy9060335

- Du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*.
- Escobar, E. F. (2015). EFECTO DE BIOESTIMULANTES FOLIARES EN EL RENDIMIENTO DEL CULTIVO DE BERENJENA (Tesis).
- Espinosa-Antón, Adrián Alejandro, Hernández-Herrera, Rosalba Mireya, & González-González, Mayelín. (2020). Extractos bioactivos de algas marinas como bioestimulantes del crecimiento y la protección de las plantas. *Biotecnología Vegetal*, 20(4), 257-282. Epub 01 de diciembre de 2020. Recuperado en 03 de diciembre de 2021, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2074-86472020000400257&lng=es&tlng=es.
- FAOSTAT. (2020). . Cultivos. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
- Fan D, Hodges DM, Critchley AT, Prithiviraj B (2013) A Commercial Extract of Brown Macroalga (*Ascophyllum nodosum*) Affects Yield and the Nutritional Quality of Spinach *In Vitro*. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 44(12): 1873-1884; doi:10.1080/00103624.2013.790404
- Fatma, M. (2014). Excess sulfur supplementation improves photosynthesis and growth in mustard under salt stress through increased production of glutathione. *Environmental and Experimental Botany*, 107, 55-63. doi:<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2014.05.008>
- Filatov, V. P. (1944). Tissue Therapy in Ophthalmology. *American Review of Soviet Medicine*(1), 53-66.
- Fornes et al, F. (2002). Effect of a Seaweed Extract on the Productivity of 'de Nules' Clementine Mandarin and Navelina Orange. *Botanica Marina*, 45, 486-489. doi:10.1515/BOT.2002.051
- Fraire, S., & Balderas, V. E. (2013). Abiotic Stress in Plants and Metabolic Responses. doi:10.5772/54859

- Gavonel, Y. K. (2016). EXTRACTOS DE ALGAS MARINAS EN EL RENDIMIENTO Y CALIDAD DE VAINITA (*Phaseolus vulgaris* L.) BAJO CONDICIONES DE LA MOLINA.
- Gonzalez et al, A. Z. (2015). Extracto de alga marina y su relación con fotosíntesis y rendimiento de una plantación de vid. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6.
- Gonzalez, S. P. (2011). EFECTO BIOINSECTICIDA DE LOS EXTRACTOS DE NEEM (*Azadirachta indica*, A. juss. L.) Y MATA-RATON (*Gliricidia sepium*. Jacquin), APLICADOS A CULTIVO DE CHILE JALAPEÑO (*Capsicum annum* var). (Tesis).
- Graillet-Juárez et al, E. M. (2014). Evaluación de cuatro reguladores de crecimiento en chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq) en Acayucan, Veracruz. México.
- Hadrami et al, A. E. (2010). Chitosan in Plant Protection. 8(4), 968-987. doi: <https://doi.org/10.3390/md8040968>
- Hernández et al, E. A. (julio-septiembre de 2015). El chile como alimento.
- Hernández, C. (2012). Extractos de algas marinas en el desarrollo, rendimiento y calidad de fibra de algodón (*Gossypium hisutum* L.). 76.
- Icaza, J. (2019). Efecto de los Bioestimulantes Foliare a base de Algas Marinas sobre el Desarrollo y Rendimiento del Cultivo de Maíz (*Zea mays* L.) en la zona de Pimocha. 17-28.
- INEGI. (2015). Saltillo coahuila potencia nacional.
- INTAGRI. (2020). Cultivo de Chile en México. *Artículos Técnicos de INTAGRI*(21), 6.
- Jassim et al, J. (2019). Response of Fuor Genotypes of Corn (*Zea mays* L.) To Foliar Nutrition by Seaweed Extract .
- Li et al, Q. (2020). Enhancement of endogenous SA accumulation improves poor-nutrition stress tolerance in transgenic tobacco plants overexpressing a SA-binding protein gene. 292. doi:<https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2019.110384>

- Lopez et al, M. A. (2015). FERTILIZACIÓN COMPLEMENTARIA CON ALGAS MARINAS EN EL CULTIVO DE AJO (*Allium sativum* L.) BAJO RIEGO POR GOTEO EN LA COSTA DE HERMOSILLO (Tesis).
- Madruga, Y. P., Padrón, I. L., & Guerrero, Y. R. (2020). Las algas como alternativa natural para la producción de diferentes. *41*(2).
- MASOOD, A. (2011). Role of ethylene in alleviation of cadmium-induced photosynthetic capacity inhibition by sulphur in mustard. *35*. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2011.02432.x>
- Matilla, M. A., & Krell, T. (2017). Bacterias rizosfericas como fuente de antibioticos. *2*(1), 14-21.
- Mellado, J. C. (2021). El genero *Azospirillum*.
- Mena et al, V. (2006). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance fruit growth and quality of chile ancho (*Capsicum annum* L. cv San Luis) plants exposed to drought. 261-267. doi:10.1007/s00572-006-0043-z.
- Minocha et al, R. (2014). Poliaminas y estrés abiótico en plantas: un complejo.
- Noel, A. O. (2011). COMPORTAMIENTO DE TRES BIOESTIMULANTES EN LA PRODUCCIÓN DE MAÍZ (*Zea mays* L.), HÍBRIDO XB 801 O, EN TINGO MARÍA.
- Nuez et al, F. (1996). El cultivo de pimientos, chiles y ajíes.
- Oosten et al, M. J. (2017). The role of biostimulants and bioeffectors as alleviators of abiotic stress in crop plants. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*. doi:10.1186/s40538-017-0089-5
- Peña, J. A. (2020). *Sargassum* spp. COMO BIOESTIMULANTE DEL CULTIVO DE TOMATE BAJO ESTRÉS POR SALINIDAD.
- Pérez-Velasco EA, Mendoza-Villarreal R, Sandoval-Rangel A, Cabrera-de la Fuente M, Robledo Torres V, Valdez-Aguilar L A. (2019). Evaluación del uso de endomicorrizas y *Azospirillum* sp. en la productividad y calidad nutracéutica de

chile morrón (*Capsicum annuum*) en invernadero. ITEA-Información Técnica Económica Agraria 115(1): 18-30. <https://doi.org/10.12706/itea.2018.029>.

Pérez et al, M. Y. (2020). Las Algas como alternativa natural para la producción de diferentes cultivos. (INCA, Ed.) 41(2).

Pérez et al, N. G. (2020). INDICADORES BÁSICOS PARA EL ANÁLISIS DE LA PRODUCCIÓN DE CHILE JALAPEÑO A NIVEL NACIONAL Y EN QUINTANA ROO. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 27, 523 - 532.
doi:10.22004/ag.econ.308709

Puentes, D., & Nely, L. (2012). Resistencia sistémica adquirida mediada por el ácido salicílico. 10(2), 257-267.

Ramakrishnan K, S. G. (2012).) Efecto de los biofertilizantes en la mejora del crecimiento y rendimiento en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). 20-23.

Resendez et al, A. M. (2018). Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal: una alternativa de biofertilización para la agricultura sustentable. 20(1), 68-83.
doi:10.15446/rev.colomb.biote.v20n1.73707

Ruiz-Espinoza et al, F. H. (2016). Macroalgas como componente en el sustrato para producción de plántula de albahaca. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* (17), 3543-3555.

Robinson, D. S. (1991). Bioquímica y valor nutricional de los alimentos. 95-98.

Rojas, B. G. (1992). Degradación de clorofilas y carotenoides durante la elaboración de aceitunas verdes de mesa.

Romo, E. A. (2020). APLICACIÓN DE DIFERENTES DOSIS DE BIOESTIMULANTE TRIHORMONAL EN EL RENDIMIENTO DE CUATRO HÍBRIDOS DE ESPINACA (*Spinacia oleracea* L.).

Rouphael, Y., & Colla, G. (2018). Synergistic Biostimulatory Action: Designing the Next Generation of Plant Biostimulants for Sustainable Agriculture. *Front. Plant Sci.*
doi:<https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01655>

- SADER. (27 de julio de 2015). Breve pero picante historia del chile.
- Sánchez, Q. L. (2013). Propiedades fisicoquímicas y antioxidantes del chile (Tesis).
- Santacruz et al, J. Á. (2018). Rendimiento de chile jalapeño con lixiviado de lombriz con dos métodos de riego. doi:<https://doi.org/10.28940/terra.v36i4.253>
- Seminis. (2021). Ficha tecnica chile jalapeño variedad TZOTZIL.
- Sharma HS, Fleming C, Selby C, Rao JR, Martin T (2014) Plant biostimulants: a review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. *Journal of Applied Phycology* 26(1): 465-490; doi:10.1007/s10811-013-0101-9
- Shukla et al, P. S. (2019). Ascophyllum nodosum-Based Bioestimulants: Sustainable Applications in Agriculture for the Stimulation of Plant Growth, Stress Tolerance, and Disease Management.
- SIAP. (2015). *Margenes de comercializacion chile jalapeño*.
- SIAP. (24 de julio de 2017). El chile, corazón de la gastronomía mexicana.
- SIAP. (2020). Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Obtenido de <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>
- Silva, J. G. (2020). Bioestimulantes in the Agriculture. *Modern Concepts & Developments in Agronomy*, 7(2367). doi:10.31031/MCDA.2020.07.000652
- Sinha1 et al, R. K. (2010). Embarking on a second green revolution for sustainable agriculture by vermiculture biotechnology using earthworms: Reviving the dreams of Sir Charles Darwin. 2(7). doi:<https://doi.org/10.5897/JABSD.9000017>
- Sotelo et al, L. I. (2012). EFECTO DE INOCULACIÓN DE MICROORGANISMOS EN CRECIMIENTO DE RÁBANO (*Raphanus sativus*). 10, 21-31.
- Sucell-Lopez, I. J. (2011). REALIZADO EN EL CULTIVO DE MELON (*Cucumis melo* L) EN EL MUNICIPIO DE ESTANZUELA, ZACAPA.

- Suhag, M. (2016). Potential of Biofertilizers to Replace Chemical Fertilizers. *International Advanced Research Journal in Science, Engineering and Technology*, 3. doi:10.17148/IARJSET.2016.3534
- Wang, C., Velandia, K., Kwon, C. T., Wulf, K. E., Nichols, D. S., Reid, J. B., & Foo, E. (2021). The role of CLAVATA signalling in the negative regulation of mycorrhizal colonization and nitrogen response of tomato. *Journal of Experimental Botany*, 72(5), 1702-1713. doi: <https://doi.org/10.1101/2020.07.03.185991>
- Wills, R. M. (2007). Postharvest - An introduction to the physiology and handling of fruit, vegetables and ornamentals. *University of New South Wales Press Ltd.*
- Wilson et al, C. Y. (2008). La citocinina BAP retrasa senescencia, aumenta antioxidantes, proteina y crecimiento en el pasto ovillo (*Dactylis glomerata* L.). *Agrociencia*.
- Yakhin et al, O. I. (2017). Bioestimulants in Plant Science: A Global Perspective. *Front. Plant Sci.* doi:<https://doi.org/10.3389/fpls.2016.02049>
- Zarate, C. A. (2015). Estrategias en el Cultivo de Pimiento Diplomado Internacional en Horticultura Protegida.
- Zambrano-Alcivar, F. E. (2019). RESPUESTA DEL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE ARROZ EN MACETAS A LA APLICACIÓN DE CUATRO GRUPOS DE BIOESTIMULANTES.
- Zermeño et al, -G. A. (2015). Fertilización biológica del cultivo de maíz. (12).
- Zodape et al, S. T. (2011). Foliar application of seaweed sap as biostimulant for enhancement of yield and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Journal of Scientific & Industrial Research*, 70, 215-219.

