

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



La Inoculación Con *Glomus intraradices* Y *Azospirillum brasilense* Afecta Al Crecimiento, Rendimiento Y Clorofilas En Plantas De Chile Jalapeño (*Capsicum annuum* L.).

Por:

AGAR ABIGAIL BARBOZA SÁNCHEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México.

Febrero, 2022

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

La Inoculación Con *Glomus intraradices* Y *Azospirillum brasilense* Afecta Al Crecimiento, Rendimiento Y Clorofilas En Plantas De Chile Jalapeño (*Capsicum annuum* L.).

Por:

AGAR ABIGAIL BARBOZA SÁNCHEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dr. Alonso Méndez López
Asesor Principal Interno



M.C. Guadalupe Magdaleno García
Asesor Principal Externo



Dra. Silvia Yudith Martínez Amador
Coasesor



Dra. Miriam Sánchez Vega
Coasesor



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

Saltillo, Coahuila, México.

Febrero, 2022

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

Asesor

AGAR ABIGAIL BARBOZA SANCHEZ

Agar Abigail Barboza Sánchez



Dr. Alonso Méndez López

AGRADECIMIENTOS

A Dios omnipotente, por el don inefable de la vida.

A mi Alma Terra Mater, la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por brindarme la oportunidad de formarme académicamente y proporcionarme las herramientas necesarias para el logro de esta meta personal.

Al Dr. Alonso Méndez López por las facilidades brindadas para la realización de este trabajo, por compartir sus conocimientos y apoyarme para culminarlo con éxito.

A la M. C. Guadalupe Magdaleno García por ser de gran apoyo para llevar a cabo las diferentes fases del trabajo, por su amistad y cariño.

A todas las personas, que a lo largo de este trayecto de mi vida estuvieron presentes familia, amigos y profesores sin excepción de nadie, gracias por formar parte de cada uno de los recuerdos que atesoro.

DEDICATORIA

A mi hija:

Areli Barboza Sánchez

Por ser luz en mi vida, por acompañarme e ilusionarse conmigo en cada uno de mis logros, te amo y solo pido a Dios que me de vida y corazón para saber guiarte.

A mis padres:

Sra. Julia Sánchez Hernández

Sr. José Raúl Barboza Ramírez

Por levantar mi cabeza cuando fue necesario, apoyarme, ser mi soporte vital y orar por mi cada día, estar en cada momento y no dejarme sola aun con mis defectos, los amo.

A mis hermanas y hermanos:

Por el apoyo que me han brindado y sobre todo a mi hija, sin su apoyo y esfuerzo al igual que el de nuestros padres esto no hubiera sido posible.

A mis amigos y compañeros:

Sin demeritar el apoyo de ninguno, por estar para mí y motivar cada uno de mis pasos, forman parte de este sueño y agradezco que estén conmigo siempre.

A todos los que directa o indirectamente han sido parte del cumplimiento de esta meta.

INDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	IV
DEDICATORIA	V
INDICE GENERAL	VI
INDICE DE CUADROS	VIII
INDICE DE FIGURAS	IX
RESUMEN	XII
1. INTRODUCCION	1
1.1 Justificación	2
1.2 Objetivos	3
Objetivo General.....	3
Objetivos Específicos.....	3
1.3 Hipótesis	3
2. REVISION DE LITERATURA	4
2.1. Generalidades del cultivo de chile jalapeño	4
2.1.1. Origen y distribución	4
2.1.2. Taxonomía.....	4
2.1.3. Descripción botánica.....	5
2.1.4. Fenología.....	5
2.1.5. Importancia económica	6
2.2. Biofertilizantes	7
2.2.1. Biofertilizantes biológicos	8
2.2.2. <i>Glomus intraradices</i> micorriza vesículo- arbuscular	9
2.2.3. <i>Azospirillum brasilense</i> bacteria fijadora de nitrógeno	10
3. MATERIALES Y METODOS	11
3.1. Ubicación del experimento	11
3.2. Material biológico	11
3.3. Diseño experimental	11
3.4. Establecimiento del experimento	12
3.5. Manejo del cultivo	13
3.6. Variables evaluadas	14
3.6.1. Variables vegetativas.....	14

3.6.2.	Variables de rendimiento	15
3.6.3.	Pigmentos de la hoja	16
3.6.4.	Determinación de porcentaje de colonización (%Col).	18
3.6.5.	Determinación de presencia de <i>Azospirillum Brasilense</i>	19
3.7.	Análisis estadístico	19
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	20
4.1.	Variables vegetativas	20
4.1.1.	Peso fresco de hoja	20
4.1.2.	Peso seco de hoja	21
4.1.3.	Peso fresco de tallo	22
4.1.4.	Peso seco de tallo	23
4.1.5.	Peso fresco de raíz	24
4.1.6.	Peso seco de raíz	25
4.2.	Variables de rendimiento	26
4.2.1.	Diámetro polar de fruto (DPF)	26
4.2.2.	Diámetro ecuatorial de fruto (DEF)	27
4.2.3.	Peso promedio de fruto (PPF)	28
4.3.	Pigmentos de la hoja	30
4.3.1.	Clorofila A de hoja	30
4.3.2.	Clorofila B de hoja	31
4.3.3.	Clorofila total de hoja	32
4.4.	% de colonización de <i>Glomus intraradices</i>	34
4.5.	Presencia de <i>Azospirillum brasilense</i>	35
5.	CONCLUSIONES	37
6.	LITERATURA CITADA	38

INDICE DE CUADROS

Tabla 1. Composición del producto biofertilizante Biogea plantek.....	9
Tabla 2. Tratamientos con Glomus intraradises y Azospirillum brasilense	12

INDICE DE FIGURAS

figura 1. Fases fenológicas de <i>Capsicum annum</i> . Nuez-Viñals et al., (2003).	6
Figura 2. Ubicación satelital del área del experimento.	11
Figura 4. Evaluación de variables.	14
Figura 5. Comparación de los frutos por tratamiento.	16
Figura 6. Evaluación del contenido de clorofila	16
Figura 7. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso fresco de hoja (PFH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. Las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.	20
Figura 8. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso seco de hoja (PSH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.	21
Figura 9. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso fresco de tallo (PFT). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.	22
Figura 10. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso seco de tallo (PST). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.	23
Figura 11. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso fresco de raíz (PFR). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las	

barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 24

Figura 12. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso seco de raíz (PSR). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 25

Figura 13. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Diámetro polar del fruto (DPF). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 27

Figura 14. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Diámetro ecuatorial del fruto (DEF). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 28

Figura 15. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso promedio de fruto (PPF). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 29

Figura 16. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en el contenido de Clorofila A de hoja (CLAH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 30

Figura 17. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en el contenido de Clorofila B de hoja (CLBH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 32

Figura 18. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en el contenido de Clorofila total de hoja (CLTH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 33

Figura 19. Porcentaje de colonización de Glomus intraradices en raíces de chile jalapeño. T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 106 UFC ml - 1$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 106 UFC ml - 1$), T3 ($G20e + AZ2 * 106 UFC ml - 1$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher. 35

Figura 20. Presencia de Azospirillum brasilense en muestras de raíces de chile jalapeño. UAAAN 2022. 36

RESUMEN

La creciente demanda de producción agrícola sostenible con insumos de bajo impacto que aumenten el rendimiento de los cultivos al mismo tiempo que se incrementa la calidad de los frutos ha generado que el estudio de este campo aumente, utilizando cultivos de gran valor económico y comercial como el caso del chile jalapeño. El presente trabajo se llevó a cabo en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro con el objetivo de evaluar el efecto de la aplicación de microorganismos (*Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*) a diferentes concentraciones en plantas de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) var. Tzotzil en condiciones de invernadero. Se estableció el experimento con cuatro tratamientos T0 (testigo), T1 ($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$) y ocho repeticiones. El diseño experimental empleado fue un completamente al azar, con ocho repeticiones para un total de 32 unidades experimentales. Se evaluaron variables vegetativas (peso fresco de hojas, tallo y raíz, peso seco de hojas, tallo y raíz), variables de rendimiento (diámetro polar y ecuatorial de frutos, peso promedio de frutos), clorofilas (A, B y Total) y el porcentaje de colonización de los microorganismos en la raíz. Los resultados indican que los microorganismos (*Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*) efecto positivo en el crecimiento de las plantas de chile jalapeño, los efectos positivos se reflejaron principalmente en el peso fresco y seco de área foliar, además de contribuir en el desarrollo radicular de las mismas atribuidas al T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Además, el T1 ($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$) promovió un ligero incremento en el diámetro polar del fruto y en el peso promedio de fruto, además del contenido de clorofila A. Los microorganismos (*Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilens*) tuvieron bajo porcentaje de colonización, probablemente debido a que las dosis utilizadas no fueron las adecuadas para mejorar el crecimiento y la producción de chile jalapeño bajo invernadero.

Palabras clave: Biofertilizantes, Microorganismos, Biogea plantek.

1. INTRODUCCION

La concepción integral de la agricultura orgánica se fundamenta en la interacción que tiene el hombre al hacer un manejo de los recursos involucrándose aspectos técnicos, sociales, económicos y agroecológicos, que mitiguen la dependencia de insumos externos de origen químico, con el fin de disminuir los impactos ambientales (Soto y Muschler, 2001). El proponer una agricultura de bajo impacto es un reto que se tiene a nivel mundial y que es compensado con una agricultura sostenible, con la que se pretende tener un equilibrio entre la microbiota del suelo y el cultivo establecido buscando siempre la estabilidad del agroecosistema (Basu y Kumar, 2020).

La microbiota del suelo comprende, entre muchos otros componentes, microorganismos que promueven el crecimiento vegetal (Cruz-Cárdenas *et al.*, 2021) gracias a sustancias promotoras de síntesis de metabolitos secundarios que benefician la producción agrícola, estos microorganismos son hongos y bacterias benéficas que forman parte del grupo de biofertilizantes.

El uso de dichas sustancias en la agricultura ha beneficiado el desarrollo de plantas, con el incremento en área foliar y radicular mejorando con esto el rendimiento y calidad de frutos cosechados, además de promover el sistema de defensa de las plantas a patógenos y enfermedades (Palazón, 2014; Calero-Hurtado *et al.*, 2019).

Se han desarrollado investigaciones para probar la eficiencia de los diferentes tipos de biofertilizantes, de acuerdo a su origen y composición (Saborío, 2002). Los géneros *Azospirillum* y *Glomus* (bacterias y hongos respectivamente), se han utilizado en la formulación de biofertilizantes de origen biológico, esto debido a que son considerados microorganismos eficientes según Pazos-Rojas *et al.*, (2016).

Hernández-Castellano *et al.*, (2015) mencionan que *Azospirillum* es uno de los géneros de bacterias fijadoras de nitrógeno más utilizados en la agricultura, teniendo una alta tasa de simbiosis con gramíneas, sin embargo, se han tenido reportes del uso de diversas especies y cepas, que tienen afinidad con otras familias de interés agrícola (Bécquer *et al.*, 2021). Cabe resaltar el uso del consorcio

Azospirillum + *Glomus* utilizado por Pérez-Velasco *et al.*, (2019) en plantas de pimiento morrón, en donde se obtuvieron resultados favorables en variables agronómicas y calidad de frutos.

Las solanáceas es una de las principales familias con relevancia económica y agronómica en las que se han realizado estudios para determinar los efectos de los biofertilizantes en el desarrollo y producción (Rivas-García *et al.*, 2021; Ruiz-Sánchez *et al.*, 2022).

Una de las especies del género *Capsicum* presente en la familia solanaceae, es motivo de estudio en el presente trabajo de investigación. *Capsicum annuum* L. tiene presencia a nivel mundial como uno de los productos agrícolas con mayor demanda en el mercado en sus diferentes presentaciones (SIAP, 2020).

1.1 Justificación

La creciente demanda mundial de productos alimenticios que enriquezcan la dieta nutrimental básica, ha generado un hito en la manera de producir hortalizas. Se ha buscado establecer patrones de producción que involucren sustancias orgánicas que permitan aumentar la producción y rendimientos de los cultivos hortícolas.

En ese sentido se han utilizado sustancias como los biofertilizantes, las cuales promueven el desarrollo de las plantas al mismo tiempo que favorecen la calidad de los frutos obtenidos.

1.2 Objetivos

Objetivo General

Evaluar el efecto del biofertilizante Biogea plantek, en el crecimiento, rendimiento, contenido de clorofila y el porcentaje de colonización de raíces en el cultivo de chile jalapeño var. Tzotzil.

Objetivos Específicos

- Medir el efecto de tres diferentes dosificaciones de Biogea plantek (*Glomus* y *Azospirillum*) sobre el crecimiento y rendimiento.
- Evaluar el efecto de la aplicación del bioestimulante en el contenido de clorofilas en hojas.
- Determinar el porcentaje de colonización en la raíz de *Glomus* y *Azospirillum* en las tres dosis aplicadas a las plantas de chile.

1.3 Hipótesis

La aplicación de microorganismos rizosfericos promoverá la simbiosis con la raíz y modificará el crecimiento, rendimiento y pigmentos en plantas de chile jalapeño Var. Tzotzil.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Generalidades del cultivo de chile jalapeño

2.1.1. Origen y distribución

El chile es un cultivo de importancia mundial, presente en casi todas partes del mundo en sus diferentes especies. Mesoamérica y México como parte de esta, son centro de origen, domesticación y diversificación de una gran gama de especies, *Capsicum annum* L. entre ellas, siendo la de mayor importancia entre las especies de chiles cultivados (Aguilar-Rincón *et al.*, 2010). Aguirre-Hernández y Muñoz-Ocotero (2015), aluden a que los primeros indicios del cultivo de esta planta, según evidencias arqueológicas, corresponden a los años 7000 al 2555 a. C. y se encuentran en territorio mexicano, en regiones de Puebla Y Tamaulipas.

2.1.2. Taxonomía

Pérez-Castañeda *et al.* (2015) menciona la clasificación taxonómica del chile de la siguiente manera:

Reino	Plantae
Subreino	Tracheobionta
División	Magnoleophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Genero	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>annuum</i> L.

En términos generales el género *Capsicum* comprende un total de 31 especies de las cuales cinco de estas han sido domesticadas: *C. baccatum*, *C. annum*, *C.*

chinense, *C. pubescens* y *C. frutescens*. La especie *annuum*, es sinónimo de importancia mundial puesto que agrupa la mayor diversidad de chiles cultivados y silvestres (Aguirre-Hernández y Muñoz-Ocotero, 2015).

2.1.3. Descripción botánica

Maroto-Borrego (1983), citado por Barreto-Barreto (2006), describe a *Capsicum annum* L. como una planta herbácea anual, cuenta con un sistema radical pivotante que va de 70 a 120 cm, dotado y fortalecido con una elevada cantidad de raíces adventicias. El tallo es de crecimiento determinado, erecto, que varía entre 0.5 a 1.5 m, el cual se lignifica ligeramente a cierta edad de la planta. Hojas glabras, ovales o lanceoladas, con ápice acuminado y un peciolo largo o poco aparente. Flores que poseen corola blanquecina, presentes de forma solitaria en cada nudo, aparentemente de inserción axilar con fecundación autógama, presenta esporádicamente un porcentaje de alogamia que no supera el 10%. Presenta una baya semicartilaginosa como fruto, de color verde virando de color a rojo paulatinamente conforme avanza la maduración, se inserta de forma pendular o erecto, de forma cónico-alargada a oblongo-alargada con tres a cuatro lóculos bien marcados en la forma exterior, placenta distribuida en el interior la cual cubre aproximadamente el 90% de este (Aguilar-Rincón *et al.*, 2010). Las semillas se encuentran insertadas sobre la placenta cónica en disposición central, redondas, ligeramente reniformes de color amarillo pálido, suelen tener 3-5 mm de longitud (Maroto-Borrego, 1983).

2.1.4. Fenología

Nuez-Viñals *et al.*, (2003), mencionan tres fases fenológicas del chile clasificándolas de la siguiente manera (Figura 1):

Fase vegetativa. Comprende los primeros 45 días posteriores a la siembra, en la que se lleva a cabo un crecimiento radicular y foliar cubriendo las primeras etapas de crecimiento.

Fase reproductiva. Estimada dentro del periodo comprendido entre los 45 días a 110 días después de la siembra, en dicha fase se llega al final del crecimiento foliar, dando lugar a la etapa de floración y fructificación.

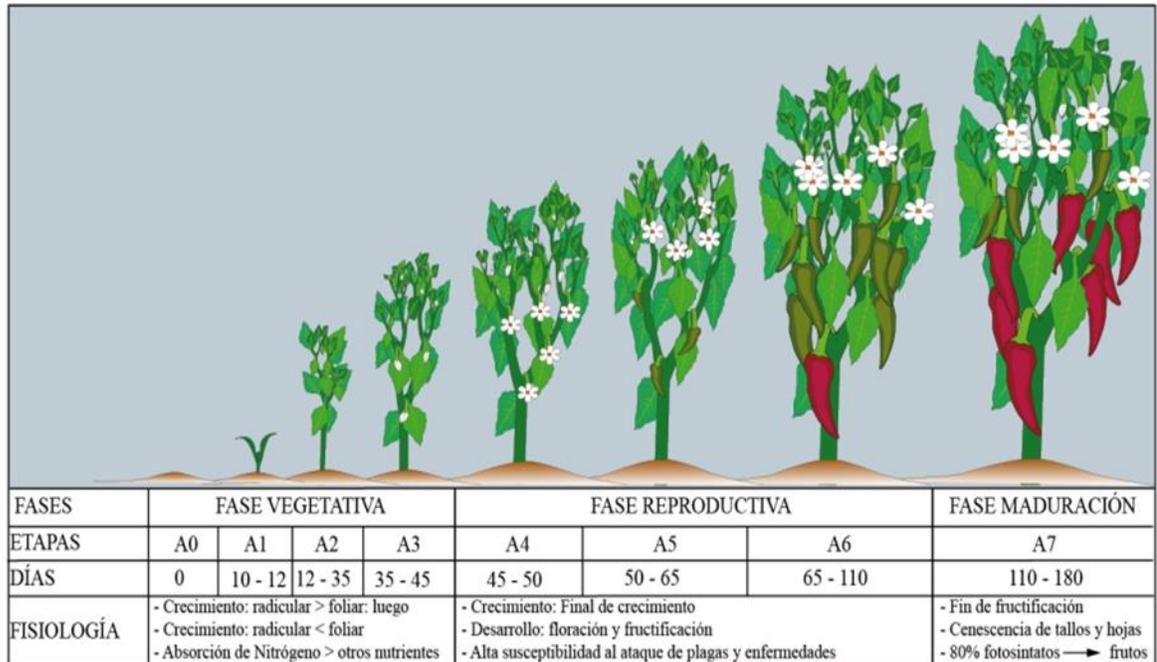


figura 1. Fases fenológicas de *Capsicum annum*. Nuez-Viñals *et al.*, (2003).

Fase de maduración y cosecha. La planta entra a esta fase a los 110 días después de la siembra aproximadamente, llegando a los 180 días, durante esta etapa se alcanza el fin de la fructificación y maduración de frutos permitiendo la cosecha de los frutos en madurez fisiológica, en esta etapa también se hace notoria la senescencia de tallos y hojas.

2.1.5. Importancia económica

El chile jalapeño se encuentra dentro de los principales chiles cultivados y producidos para su consumo en verde. Según datos de SIAP, (2020) se estima que México ocupa el segundo lugar a nivel mundial como productor de esta hortaliza

con 3,238,245 toneladas, solo por debajo de China, país que genera poco más de 18.1 millones de toneladas anuales.

En México el consumo per cápita anual de chiles es de 16.9 kg. Las toneladas producidas de esta hortaliza representan el 20.6% de la producción total de hortalizas en el país. Los estados participes con mayor porcentaje de producción son Sinaloa, Chihuahua, Zacatecas, San Luis Potosí, Sonora, Jalisco, Guanajuato, Michoacán, Baja California Sur y Durango.

En referencia al comercio exterior, nuestro país exporta chiles a Estados Unidos, Canadá, España, Reino Unido, Cuba, Japón, Guatemala, Alemania, Países bajos, China y Brasil (SIAP, 2020).

2.2. Biofertilizantes

Grageda-Cabrera *et al.* (2012) aluden al término biofertilizante, como “productos que contienen microorganismos, que al ser inoculados pueden vivir asociados o en simbiosis con las plantas y ayudan a su nutrición y protección.

Existen microorganismos que son reconocidos como benéficos los cuales realizan funciones que favorecen el crecimiento, nutrición y la salud de los hospederos con los que interactúan o bien proporcionan un beneficio directo al ambiente en el que se desarrollan. Los microorganismos benéficos capaces de promover el crecimiento de las plantas son objeto de estudio aplicado a cultivos de interés agrícola. Un ejemplo es la inoculación de *Azospirillum* en gramíneas, lo cual genera una disminución de hasta el 50% en el uso de fertilizantes (Pazos-Rojas *et al.*, 2016).

Morocho y Leiva-Mora (2019), catalogan a los microorganismos benéficos como microorganismos eficientes, mencionan que estos consisten en productos líquidos formulados que pueden contener más de 80 especies de microorganismos de diversas especies aeróbicas, anaeróbicas e incluso microorganismos fotosintéticos capaces de coexistir como comunidades microbianas e incluso establecer relaciones complementarias.

Los mayores avances en cuanto al estudio de los microorganismos eficientes corresponden a la década de los años 70 con los estudios del Ingeniero Agrícola de nacionalidad japonesa Teruo Higa investigador de la Universidad de Ryukyus, Okinawa, Japón. La investigación tenía como objetivo dar alternativas para la producción de hortalizas disminuyendo el uso de fertilizantes químicos que coadyuvan en gran manera al aumento del deterioro ambiental. Los componentes principales de estos productos orgánicos son bacterias fotosintéticas o fototróficas como las *Rhodopseudomonas spp.*, bacterias ácido lácticas del género *Lactobacillus*, levaduras como las *Saccharomyces spp.*, actinomicetes y hongos filamentosos con capacidad fermentativa (Callisaya-Quispe y Fernández-Chávez, 2017; Morocho y Leiva-Mora, 2019).

Los microorganismos eficientes se aprovechan en el sector agrícola como biofertilizantes para complementar la aplicación de fertilizantes, centrándose en la preparación del terreno, así como en la germinación de semillas, enraizamiento del material vegetal, siembra, trasplante, ayuda al mantenimiento de la estructura y propiedades del suelo, tanto como al follaje de las plantas a las que se aplica con el fin de incrementar la producción de los cultivos, prevenir y mitigar el ataque de plagas y enfermedades. Por su origen natural son altamente eficientes, no perjudiciales y no tóxicos (Callisaya-Quispe y Fernández-Chávez, 2017; Fillion *et al.*, 1999).

2.2.1. Biofertilizantes biológicos

Los microorganismos usados como biocontrol y los microorganismos promotores de crecimiento vegetal son definidos por Sofo *et al.*, (2013), como microorganismos biofertilizantes con potencial biológico para estimular el crecimiento de plantas, al mismo tiempo que promueve la defensa contra patógenos desde la germinación de la semilla hasta que la planta alcanza su madurez fisiológica (Martínez-Alcántara y Quiñones, 2017). En ese sentido se han constituido diferentes productos que contienen consorcios de microorganismos que actúan como biofertilizantes de origen biológico (Morocho y Leiva-Mora, 2019).

Biogea Plantek es un biofertilizante comercial de origen biológico (Tabla 1) con la siguiente composición (Biogea, 2019):

Tabla 1. Composición del producto biofertilizante Biogea plantek.

Composición	
Micorriza (<i>Glomus intraradices</i>)	1000 esporas/ml
<i>Azospirillum brasilense</i>	1*10 ⁶ UFC

2.2.2. *Glomus intraradices* micorriza vesículo- arbuscular

Barca *et al.* (2016), mencionan que existen diversos tipos de microorganismos utilizados en la producción de cultivos, pueden ser hongos y bacterias. De estos dos grupos destacan los hongos colonizadores de raíces los cuales establecen relaciones simbióticas con las plantas llamadas micorrizas.

Blanco y Salas (1997), refieren que la clasificación de las micorrizas se hace conforme a su morfología, estructura y modo de infección. De acuerdo a estos criterios las micorrizas son clasificadas en: ectomicorrizas y endomicorrizas. Este ultimo grupo a su vez esta conformado por varios subtipos: ectendomicorriza, arbutoides, monotropoides, ericoides, orquidaceas y las arbusculares, estas ultimas las mas comunes.

El génesis de las micorrizas arbusculares es responsabilidad de los hongos de la clase de los *Zygomycetes*, orden de los *Glomales*, a los cuales corresponden seis géneros *Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellispora*, distribuidos en aproximadamente 250 especies. Las estructuras fúngicas a las que pertenecen los arbusculos son las haustorias, generadas en el interior de las células corticales, estas se encargan de incrementar la capacidad de absorción y el aprovechamiento de los nutrientes en ambos participantes de la simbiosis (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999).

Los hongos micorrícicos arbusculares no tienen competencia o antagonismo con otros microorganismos del suelo, estos son parte medular de la rizosfera ya que

aseguran el suministro de nutrimentos a la planta colonizada permitiéndole un incremento en la biomasa de la raíz, dándole ventaja sobre otros microorganismos. Las micorrizas hacen referencia a la asociación simbiótica entre las raíces de las plantas y hongos recibiendo beneficios las dos partes. En este caso el hongo recibe carbohidratos de la planta, ya que carece de material fotosintético, en contraparte los beneficios para la planta se ven reflejados en su crecimiento (Reyes-Jaramillo, 2011).

Pimienta-Barrios et al. (2009), evaluaron el efecto que produjo la inoculación de dos cepas de micorrizas arbusculares del género *Glomus* en plantas jóvenes de *Agave tequilana*, concluyendo que las plantas tratadas con *Glomus intraradices* aumentaron la asimilación neta diaria de CO_2 asociando esta reacción a los cambios en la estructura foliar de las plantas.

Yan et al., (2021) señalan que la inoculación de *Glomus intraradices* en plantas de maíz promueve la tasa de traslocación de compuestos insecticidas de acción sistémica, al mismo tiempo que aumenta el volumen radicular de plantas inoculadas hasta en un 40% en comparación con las no inoculadas.

2.2.3. *Azospirillum brasilense* bacteria fijadora de nitrógeno

Las bacterias promotoras de crecimiento vegetal, favorecen el crecimiento de manera directa a través del proceso de fijación de nitrógeno atmosférico y la producción de fitohormonas (Dantán-González y Pérez-Martínez, 2020).

Azospirillum ha sido utilizada en la agricultura, como organismos fijadores de nitrógeno asociados a gramíneas para la optimización del suministro de fertilizantes nitrogenados, y aumento en la masa de los forrajes (Domingues-Duarte et al., 2020).

Por su parte Terry et al., (2005) evaluaron la combinación de *Glomus* y *Azospirillum* en la producción de tomate, reportando resultados satisfactorios en el contenido nutricional y la calidad de los frutos.

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación del experimento

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el invernadero No. 2 perteneciente al área de investigación del departamento de Botánica. Con coordenadas geográficas 25° 21' 19" Norte y 101° 01' 51" 1780 msnm.



Figura 2. Ubicación satelital del área del experimento.

3.2. Material biológico

El material vegetal utilizado en el desarrollo del experimento fue semilla de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) variedad Tzotzil, la cual es de distribución de la empresa Seminis. Cabe mencionar que esta variedad es de maduración intermedia-precoc, resistente a *Phytophthora capsici*.

3.3. Diseño experimental

El experimento se estableció en un diseño completo al azar, con 4 tratamientos y 8 repeticiones para un total de 32 unidades experimentales, la unidad experimental consistió de una planta. Los tratamientos consistieron en la aplicación de tres dosis

diferentes del producto comercial Biogea plantek y un testigo al que solo se le aplico agua (Tabla 2).

Tabla 2. Tratamientos con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*

Tratamiento	Dosis	Concentración de Microorganismos
T0	Agua
T1	10ml/L	G10e + AZ1 * 10 ⁶ UFC ml ⁻¹
T2	15ml/L	G15e + AZ1.5 * 10 ⁶ UFC ml ⁻¹
T3	20ml/L	G20e + AZ2 * 10 ⁶ UFC ml ⁻¹

3.4. Establecimiento del experimento

Para la siembra se utilizaron bolsas de polietileno de 4 L de capacidad, se colocó dentro de la bolsa a su capacidad total una mezcla de sustrato peat moss y perlita a una relación 1:1 en base a volumen.

La aplicación de los respectivos tratamientos se inició a los 21 días posteriores a la siembra (trasplante), consecutivamente las aplicaciones se realizaron con un intervalo de 15 días hasta el amarre de los frutos con cuatro aplicaciones en total. La solución para aplicar los biofertilizantes se realizó con agua simple, vía “drench”, usando 50 ml por planta.

Se colocó un sistema de riego por goteo, en el cual fue suministrada la nutrición, en base a la solución Steiner, dicha solución se aplicó a distintas concentraciones dependiendo la etapa fenológica del cultivo: 50% etapa vegetativa, 75% en floración y 100% en amarre de frutos, llenado y cosecha del fruto (Figura 3).



Figura 3. Distribución espacial del experimento.

3.5. Manejo del cultivo

Se realizó la siembra del cultivo en charolas germinadoras de 200 cavidades, las cuales una vez que emergieron las plántulas se comenzó con riegos diarios aplicando solución Steiner al 25%. Posteriormente se realizó el trasplante a los 21 días después de la siembra, en bolsas de polietileno con 4 L de capacidad, estas fueron llenadas con sustrato (perlita y peat moss 1:1).

Los riegos aplicados al cultivo después del trasplante, se realizaron con solución Steiner al 50% una vez al día, 250 ml de solución por planta mediante el sistema de riego, conforme avanzó el desarrollo vegetativo del cultivo fue necesario aumentar el riego a 2 por día, manteniendo el mismo volumen de solución por planta en cada riego.

En la etapa de floración, la solución Steiner para el riego aumentó a una concentración del 75%, reduciendo los riegos a 1 por día, para estimular la producción de botones florales en las plantas.

Para el amarre de frutos se aplicó la solución Steiner al 100% con 2 riegos por día, para posteriormente aumentar a 3 riegos por día durante la etapa de llenado de frutos y hasta la cosecha.

En lo referente a el control de plagas y enfermedades se hicieron aplicaciones periódicas de insecticidas botánicos.

Para dar soporte a la planta se realizó un sistema de tutorado vertical durante el crecimiento vegetativo, cuando se entró a la etapa de producción se realizó el tutorado horizontal para dar soporte a las ramas.

3.6. Variables evaluadas

De las variables evaluadas (Figura 4) en la presente investigación se consideraron los siguientes caracteres:



Figura 3. Evaluación de variables.

3.6.1. Variables vegetativas

Peso fresco de hoja (PFH). En gramos (g), utilizando una balanza digital marca COBACORP, modelo Bca, se pesaron las hojas de cada una de las plantas de chile.

Peso seco de hoja (PSH). Haciendo uso de la balanza antes descrita se tomó el peso de las hojas secas por planta en gramos (g), para hacer el secado de hojas se colocaron en bolsas de papel y se introdujeron en la estufa marca Terlab, modelo TE-H80DM.

Peso fresco de tallo (PFT). La unidad de medida utilizada para determinar la variable fueron gramos (g), mediante el uso de la balanza descrita con anterioridad.

Peso seco de tallo (PST). Se realizó el secado de los tallos en la estufa antes mencionada, la unidad empleada fueron los gramos y se realizó utilizando la balanza granataria marca modelo.

Peso fresco de raíz (PFR). Esta variable se determinó una vez que se lavaron las raíces, con apoyo de la balanza antes descrita, registrando el peso en g.

Peso seco de raíz (PSR). El secado de raíces se realizó en la estufa antes descrita, con la ayuda de la balanza granataria se realizó el pesaje de raíces de chile, utilizando los g como unidad de medida para expresar el resultado.

3.6.2. Variables de rendimiento

Diámetro polar del fruto (DPF). Para la estimación de esta variable se registró el largo de cada uno de los frutos de chile cosechados por planta, utilizando como unidad de medida milímetros (mm), con apoyo de un vernier digital marca Truper, modelo CALDI-6MP.

Diámetro ecuatorial del fruto (DEF). La variable diámetro polar de fruto se determinó en milímetros (mm) con la ayuda de un vernier digital marca Truper,

modelo CALDI-6MP, con el cual se realizó la medición de la parte ecuatorial de cada uno de los frutos por planta cosechados.

Peso promedio de frutos (PPF). En gramos (g). En una balanza digital marca COBACORP, modelo Bca, se pesaron cada uno de los frutos de chile jalapeño cosechados por planta, haciendo un registro para posteriormente sacar el promedio del peso promedio de frutos por planta.

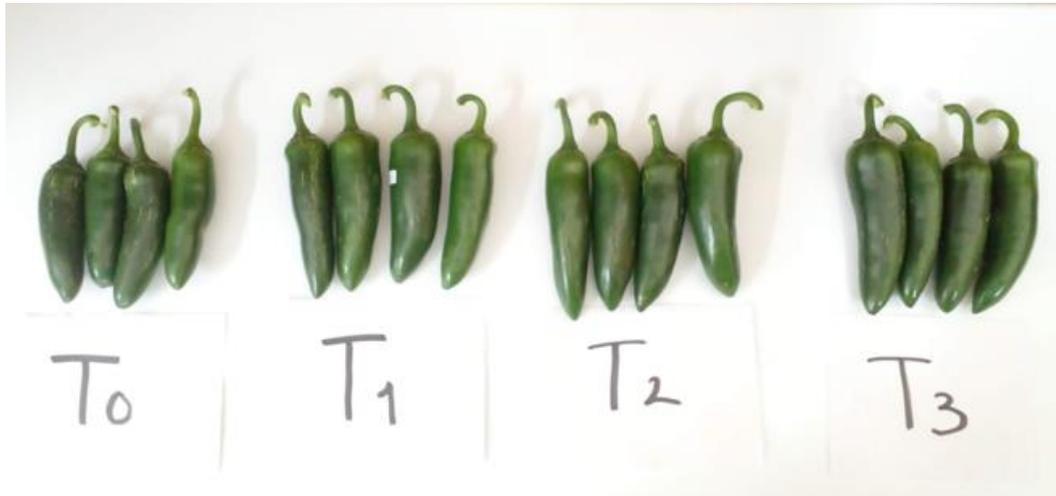


Figura 4. Comparación de los frutos por tratamiento.

3.6.3. Pigmentos de la hoja



Figura 5. Evaluación del contenido de clorofila

Clorofila A de hoja (CLAH). En miligramos por gramo (mg/g), para determinar la clorofila A de hoja se llevó a cabo la siguiente metodología, se pesó 1 g de hoja fresca y en un mortero frío se trituró, posteriormente se añadieron 40 ml de acetona al 90% y 0.5 g de Carbonato de Magnesio ($MgCO_3$). Se depositó en un matraz Erlenmeyer de 125 ml cubriéndolo con papel aluminio para dejarlo reposar durante 24 horas en refrigeración para extracción completa. Pasado el periodo de reposo, con ayuda de una gasa y un matraz volumétrico de 100 ml se filtró la muestra lavando el residuo con 60 ml de acetona al 90%, se tomaron alícuotas para depositar en tubos Eppendorf, los cuales se centrifugaron, posteriormente se realizaron las lecturas correspondientes a 642.5 nm y 660 nm en un espectrofotómetro marca Velab modelo VE-5600UV, con tres lecturas por repetición y cuatro repeticiones por tratamiento (Figura 6).

La concentración de clorofila A de hoja presente en la muestra, se calculó mediante la siguiente fórmula:

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

Donde:

A= Absorbancia.

P= Peso de la muestra en g.

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

Clorofila B de hoja (CLBH). Para la determinación de la variable clorofila B de hoja, se llevó a cabo la metodología descrita anteriormente, usando como unidad de medida los miligramos por gramo.

La concentración de clorofila B de hoja presente en la muestra, se calculó mediante la siguiente fórmula:

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

Donde:

A= Absorbancia.

P= Peso de la muestra en g.

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

Clorofila total de hoja (CLTH). La variable CLTH es expresada en miligramos por gramo, determinando la lectura realizando la metodología descrita para la clorofila A de hoja.

La concentración de clorofila total de hoja presente en la muestra, se calculó mediante la siguiente fórmula:

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

Donde:

A= Absorbancia.

P= Peso de la muestra en g.

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

3.6.4. Determinación de porcentaje de colonización (%Col).

Porcentaje (%) de colonización de *Glomus intraradices*. Para hacer la determinación del porcentaje de colonización de *Glomus intraradices*, 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.

3.6.5. Determinación de presencia de *Azospirillum Brasilense*

Para realizar la determinación de presencia de *Azospirillum brasiliense* en raíces de chile jalapeño, se realizó el aislamiento de bacterias de la raíz de plantas de chile. Se prepararon las raíces quitando el sustrato de las mismas con ayuda de agua, una vez que se lavaron las raíces se hicieron cortes de 1 cm de las raíces secundarias, tres muestras por planta, posteriormente se colocaron en tubos de rosca de 50 ml previamente esterilizados para ser lavados con agua destilada, dejándolos reposar por 24 horas a temperatura ambiente. Se sembraron en medio NFb (Döbereiner, 1992; Döbereiner y Day, 1976), el cual es selectivo para bacterias fijadoras de nitrógeno como *Azospirillum* sp., previamente preparado y esterilizado en tubos, posteriormente se hicieron siembras de la bacteria en cajas Petri con el medio antes mencionado para hacer la visualización a 40X en el microscopio óptico.

3.7. Análisis estadístico

Para analizar estadísticamente los datos obtenidos al evaluar las variables se realizó un análisis de varianza (ANOVA), comparando las medias obtenidas con la prueba de LSD Fisher ($p \leq 0.05$) con apoyo del paquete estadístico InfoStat 2020e

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Variables vegetativas

4.1.1. Peso fresco de hoja

La variable Peso fresco de hoja (Figura 7), no presentó diferencias significativas, en lo concerniente a los resultados estadísticos arrojados mediante el análisis de varianza. Sin embargo, se muestran diferencias en los valores obtenidos, siendo el Tratamiento 2 (G15e + AZ1.5 * 10⁶ UFC ml⁻¹), el tratamiento con valores más altos en comparación con el testigo con un 2% de incremento.

Se observan similitudes en los datos expuestos por Aseri *et al.*, (2008), en donde se inocularon esquejes de granada con *Azospirillum brasilense*, mostrando la producción de mayor área foliar en comparación con los tratamientos evaluados.

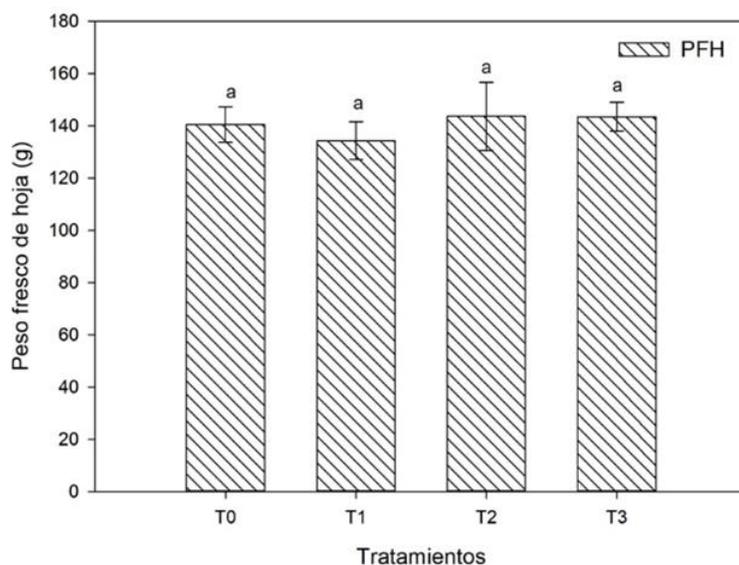


Figura 6. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso fresco de hoja (PFH). T0 (testigo), T1(G10e + AZ1 * 10⁶ UFC ml⁻¹), T2 (G15e + AZ1.5 * 10⁶ UFC ml⁻¹), T3 (G20e + AZ2 * 10⁶ UFC ml⁻¹). Las barras verticales muestran el error estándar. Las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.1.2. Peso seco de hoja

Por lo que se refiere a los resultados de la variable vegetativa correspondiente al peso seco de hoja (Figura 8), se muestran diferencias significativas. Las plantas presentaron 8% mayor peso seco de hojas con la aplicación en comparación con el tratamiento testigo (T0). Los tratamientos 1 y 2 provocaron pérdida del peso seco, ambos superados por T0.

Rodríguez-Larramendi *et al.*, (2020) refiere que la aplicación de *Azospirillum brasilense* como inoculo en semillas de rábano mostro un aumento del 45.52% en el peso seco de hojas con respecto a lo reportado por el testigo, dicho experimento concuerda con los resultados obtenidos para esta variable.

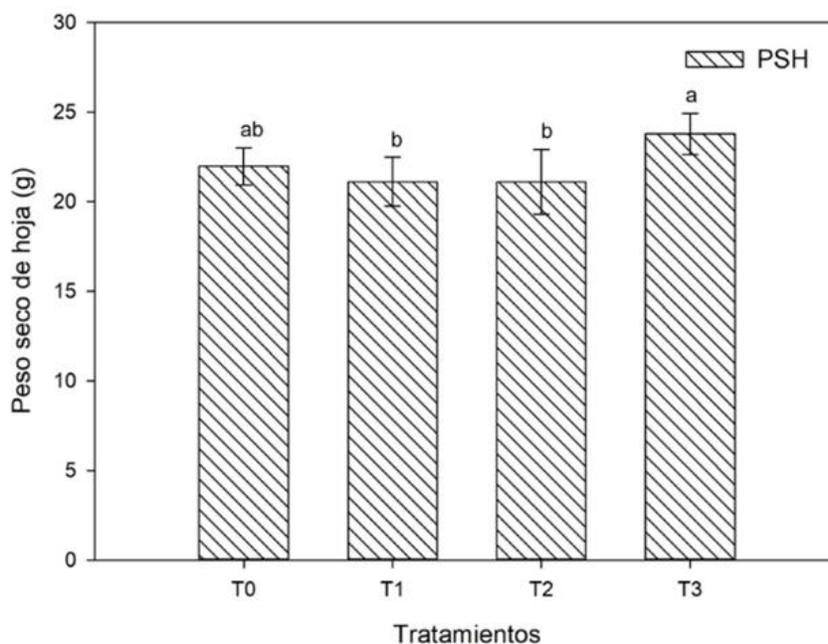


Figura 7. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso seco de hoja (PSH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.1.3. Peso fresco de tallo

El Peso fresco de tallo (Figura 9) expresó resultados estadísticos con diferencias significativas, siendo el Tratamiento 3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), el mejor tratamiento respecto al Tratamiento 1 ($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), con un 11% de incremento por encima de los valores obtenidos por el control (T0).

Por su parte Rueda-Puente *et al.*, (2009), en concordancia con los resultados expuestos propone que plantas inoculadas con bacterias promotoras de crecimiento aumentan el peso fresco de la biomasa aérea, esto debido a la capacidad que presentan las bacterias para estimular la síntesis de fitohormonas como las giberelinas.

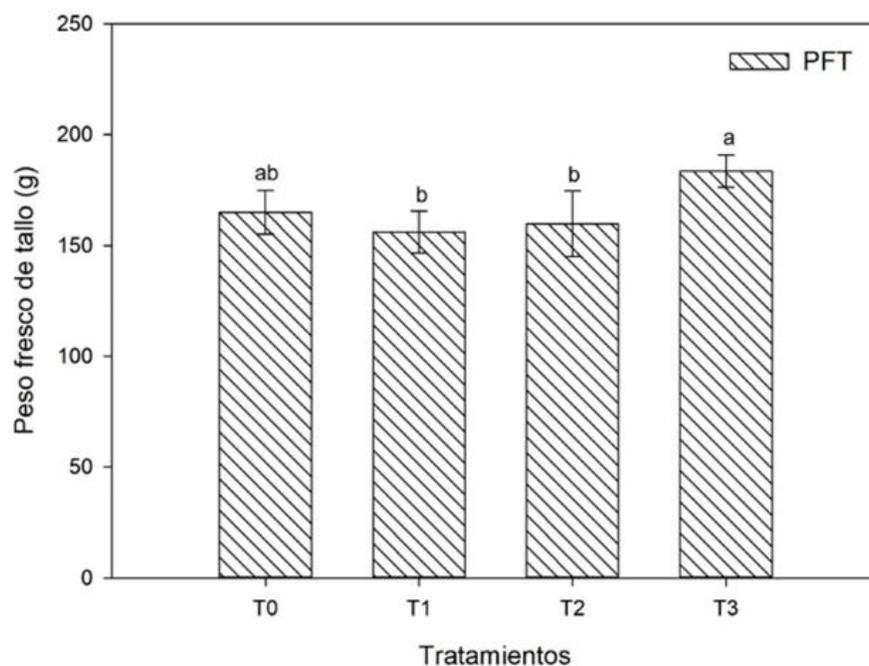


Figura 8. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso fresco de tallo (PFT). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.1.4. Peso seco de tallo

En la figura 10 se muestran los resultados estadísticos obtenidos para la variable Peso seco de tallo (PST), en los cuales se observan diferencias significativas entre tratamientos. La aplicación del Tratamiento 3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$) promovió incremento de 11% en el peso seco del tallo, en comparación con el Tratamiento testigo (T0).

Los resultados obtenidos se asemejan con los reportados por Aguirre-Medina y Espinoza-Moreno, (2016) quienes obtuvieron un mayor peso seco de tallo en comparación con el testigo en plantas de chile jalapeño evaluadas a los 56 días después del trasplante, las cuales fueron inoculadas con *R. intraradices* + *A. brasilense*.

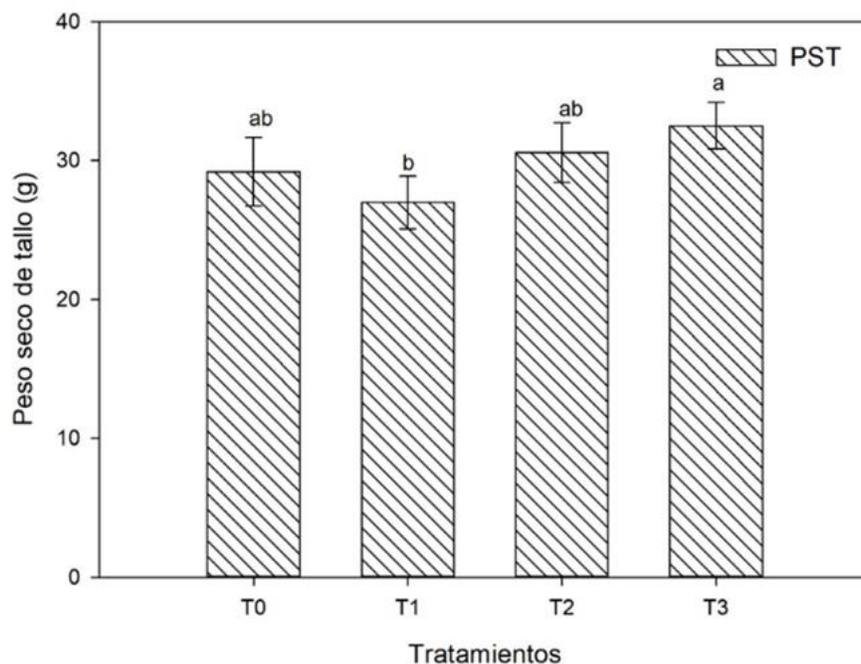


Figura 9. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso seco de tallo (PST). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.1.5. Peso fresco de raíz

En relación a la variable Peso fresco de raíz, se observan diferencias significativas entre tratamientos (Figura 11), siendo el testigo el que obtuvo los valores estadísticos más significativos en comparación con los tratamientos evaluados con 62.05 g.pta^{-1} , seguido del Tratamiento 1 ($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$) con 45.22 g.pta^{-1} , mientras que el Tratamiento 2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$) y el Tratamiento 3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$) arrojaron los siguientes valores respectivamente 38.78 y 41.25 g.pta^{-1} . Los valores

Sin embargo, los resultados presentes en esta investigación referentes al PFR contrastan con los obtenidos por Zetina-Tena, (2013) la cual reporta un incremento en el peso fresco de raíz en plantas de cebada (*Hordeum vulgare*) inoculadas con *Azospirillum brasilense* y *Glomus intrardices*, en comparación con el testigo.

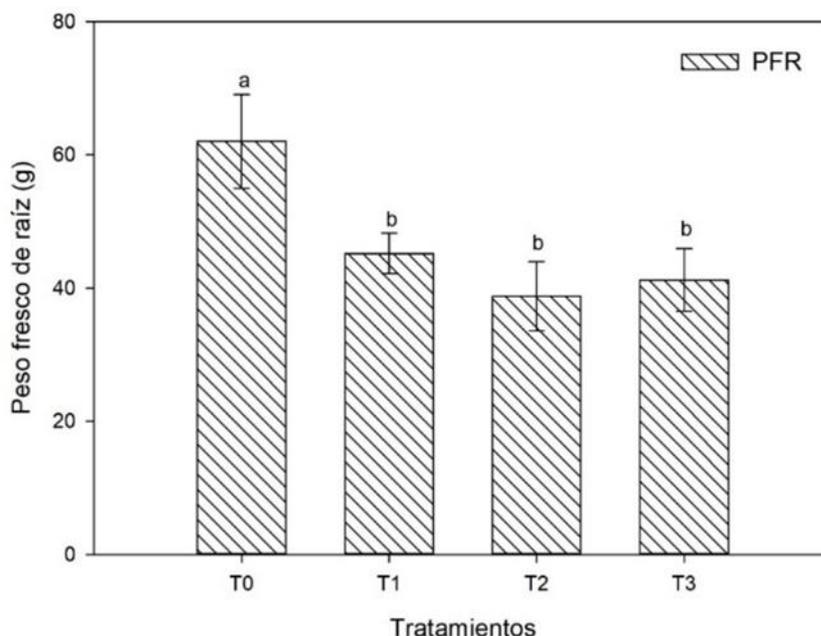


Figura 10. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso fresco de raíz (PFR). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.1.6. Peso seco de raíz

Estadísticamente existen diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con la figura 12, en el cual se muestran diferencias entre el testigo y los tratamientos evaluados, quedando estos últimos por debajo de los valores obtenidos por el testigo (T0), siendo para este último 8.97 g.pta^{-1} . El Tratamiento 3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$) presenta los valores más altos después del testigo con 6.94 g.pta^{-1} para la variable peso seco de raíz.

Los resultados son contrarios a los reportados por Bahmaniyán *et al.*, (2019) quienes argumentan que las plantas de cilantro inoculadas con *Glomus intraradices* presentan mayor altura y longitud de raíces, siguiendo la misma tendencia en el caso del peso seco de raíces aumenta un 11% respecto a los tratamientos evaluados.

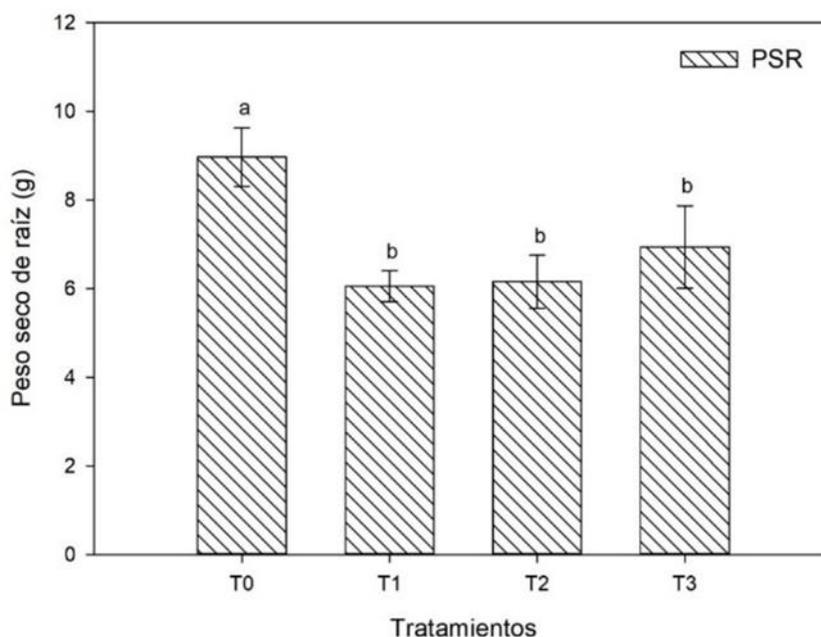


Figura 11. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso seco de raíz (PSR). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

Los biofertilizantes en general se ha demostrado que favorecen, diversos procesos que aumentan la absorción de agua y nutrientes, concentrándose estos en el desarrollo de la parte aérea de plantas tratadas, así como el área radicular (Pantoja-Guerra *et al.*, 2016; Veobides-Amador *et al.*, 2018).

Las variaciones en los resultados pueden ser atribuidas a las concentraciones utilizadas y el tipo de biofertilizante utilizado. Quiñones *et al.*, (2015) mencionan que la aplicación de biofertilizantes a base de bacterias promotoras de crecimiento vegetal presenta diferencias poco significativas entre tratamientos debido a que el tiempo de vida de ciertas bacterias se ve disminuido al cambiar las condiciones físicas y químicas del suelo o sustrato utilizado (Bashan *et al.*, 1995; Zetina-Tena, 2013).

4.2. Variables de rendimiento

4.2.1. Diámetro polar de fruto (DPF).

Para la variable DPF se presentaron diferencias significativas entre tratamientos (Figura 13), siendo el Tratamiento 1 ($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), el mejor de los tratamientos con un incremento del 7%, con respecto al testigo (figura).

Los resultados obtenidos coinciden con los reportados por Pérez-Velasco *et al.*, (2019), en los cuales las plantas inoculadas con el complejo formado por $AZ10^6 + G50$, aumentaron el diámetro polar en los frutos de pimiento morrón var. Lambourgini en un 35% en comparación con el control.

Hay que mencionar, además que, Diaz *et al.*, (2007), reportaron un aumento en el tamaño, peso y número de granos de plantas de sorgo inoculadas con *Glomus intraradices*, atribuyendo dicho resultado a la simbiosis que presentan las micorrizas con la planta lo que permite una mayor absorción de macro y micronutrientes, desplazando estos a los frutos.

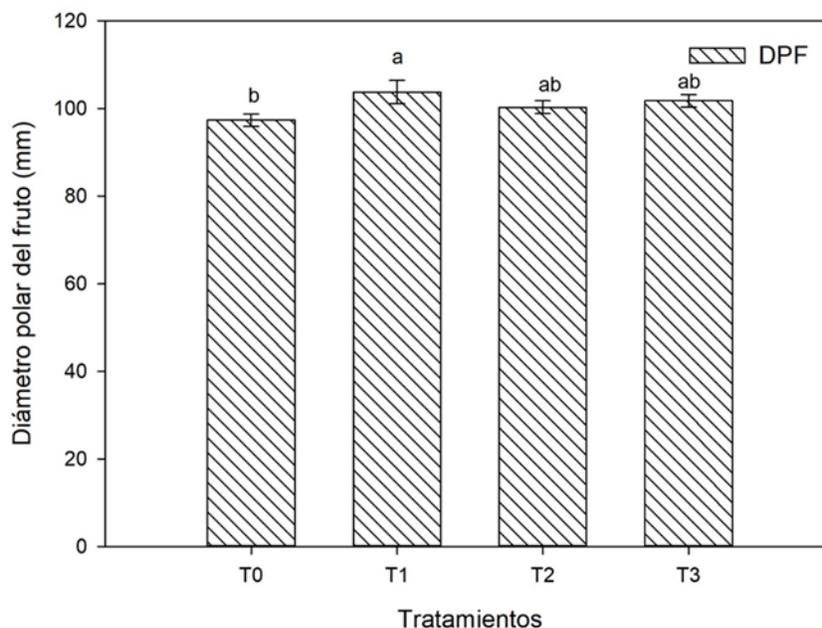


Figura 12. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Diámetro polar del fruto (DPF). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.2.2. Diámetro ecuatorial de fruto (DEF).

La variable DEF no presentó diferencias estadísticas significativas entre tratamientos como se muestra en la Figura 14 con letra igual, sin embargo, el Tratamiento 1 ($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), promovió un incremento de 0.4% con respecto al testigo.

Los resultados convergen con los expuestos por Rizzardi, (2017), en los cuales no se encontraron diferencias significativas para esta variable en frutos de tomate obtenidos de plantas inoculadas con micorrizas arbusculares (*Glomus intrardices*) y bacterias promotoras de crecimiento vegetal. Villagra *et al.*, (2021) obtuvieron

resultados similares al inocular *Azospirillum brasilense* en plantas de fresa (*Fragaria x ananassa* Duch.) no se reportaron diferencias significativas entre tratamientos.

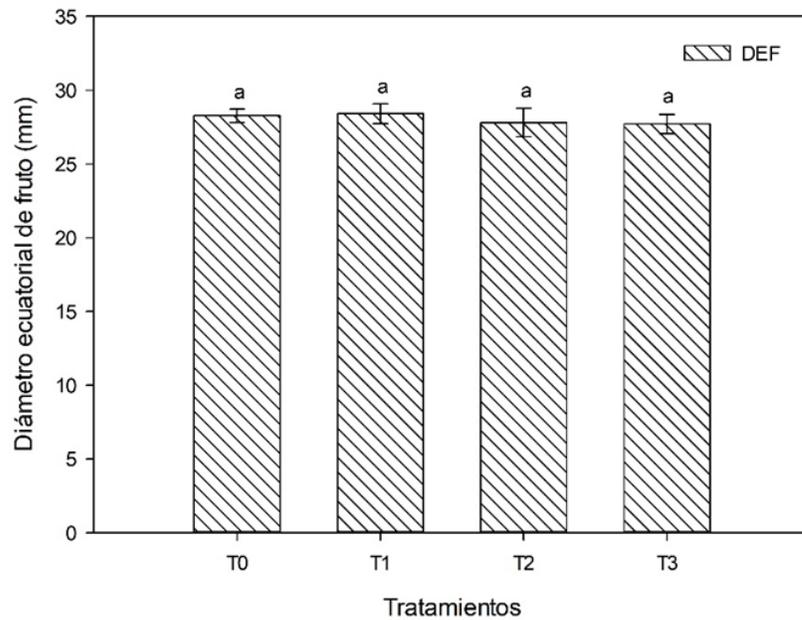


Figura 13. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Diámetro ecuatorial del fruto (DEF). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.2.3. Peso promedio de fruto (PPF).

La variable peso promedio de fruto no presenta diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo a los resultados del análisis estadístico (Figura 15), no obstante, el Tratamiento 1 ($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), tuvo efecto positivo sobre dicha variable al presentar un incremento de 5% en peso del fruto en comparación con el testigo (T0).

Los resultados coinciden con los reportados por Ley-Rivas *et al.*, (2015) en donde la inoculación de *Glomus intraradices* en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L. Var., *Amalia*) incrementan un 33% el peso de los frutos cosechados en comparación con el testigo. Salazar *et al.*, (2011) notificaron el aumento en el peso

de frutos de fresa (*Fragaria ananassa* Duch.) inoculadas con la cepa PEC5 de *Azospirillum brasilense* en un 15% en comparación con el testigo evaluado.

Se argumenta que esto es debido a que el micelio externo del hongo constituye extensiones finas de la raíz ampliando su alcance en el suelo, en consecuencia del efecto multiplicador del área radicular de la planta se tiene mayor absorción de nutrientes, agua y fósforo indispensables para el desarrollo de la planta, al mismo tiempo que la bacteria es considerada promotora de crecimiento vegetal impactando directamente en el desarrollo y producción de frutos en plantas (Koide y Kabir, 2000; Salazar *et al.*, 2011).

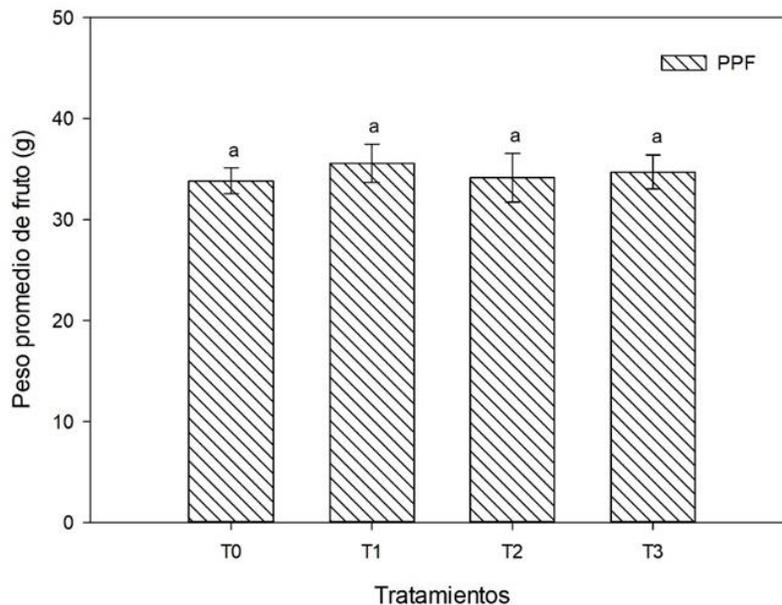


Figura 14. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en la variable Peso promedio de fruto (PPF). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.3. Pigmentos de la hoja

4.3.1. Clorofila A de hoja

Los resultados expuestos muestran que para la variable Clorofila A de hoja existen diferencias significativas entre tratamientos, tomando como referente el testigo, el cual presentó valores superiores en comparación con los tratamientos evaluados. En ese sentido el Tratamiento 1 ($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), presenta valores por debajo del testigo con un 44% de decremento (Figura 16).

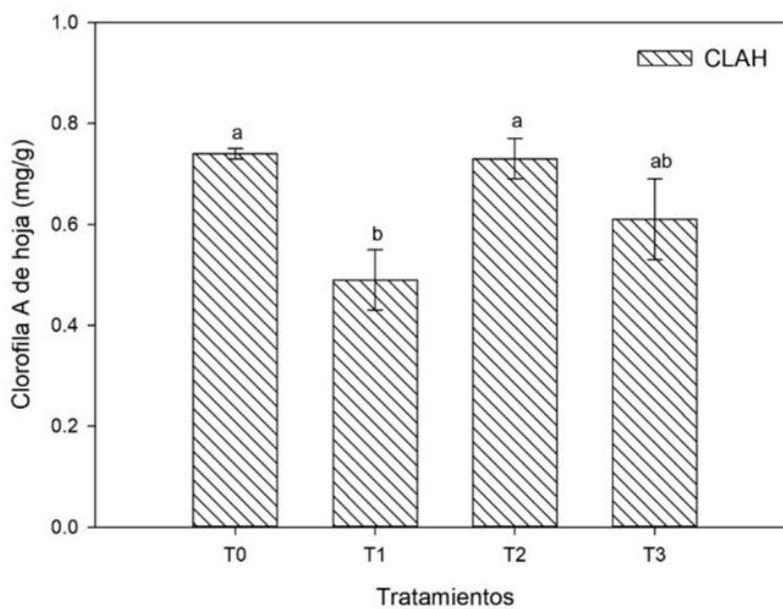


Figura 15. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en el contenido de Clorofila A de hoja (CLAH). T0 (testigo), T1 ($G10e + AZ1 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 \text{ UFC ml}^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

Latef *et al.*, (2020), informaron un incremento en el contenido de clorofila A con la aplicación de *Azospirillum* en el cultivo de maíz en relación con el testigo en una dosis de $6 \times 10^6 \text{ UFC}$, mientras que para la clorofila B no se encontraron diferencias significativas. Autores mencionan que el aumento en el contenido de clorofila A se puede atribuir a que la aplicación de bacterias rizosféricas ayudo en la producción

de auxinas impactando de manera positiva en el crecimiento de las plantas, la producción de auxinas, tiende a favorecer el desarrollo de raíces en plantas, por consiguiente la absorción agua y nutrientes permite la traslocación de estos a las partes vegetativas y por lo tanto un aumentó en la cantidad de producción de pigmento, facilitando así la transferencia de materiales fotosintéticos en la planta (Ahmed y Hasnain 2014; Fasciglione *et al.*,2015).

4.3.2. Clorofila B de hoja

El contenido Clorofila B de hoja no presentó diferencias estadísticas entre tratamientos (Figura 17), sin embargo, el Tratamiento 1($G10e + AZ1 * 10^6$ UFC ml^{-1}) mostro efecto positivo en esta variable al presentar un incremento de 8% en el contenido de Clorofila B en las hojas en comparación con los resultados del testigo (T0).

Contrario a esto Kahromi y Najafi, (2020) mencionan que en contenido de clorofilas es mayor en plantas de alfalfa inoculadas con *Glomus intraradices*, al aumentar el contenido de P con la simbiosis la tasa fotosintética se eleva permitiendo el almacenamiento y exportación de fotosintatos a la planta.

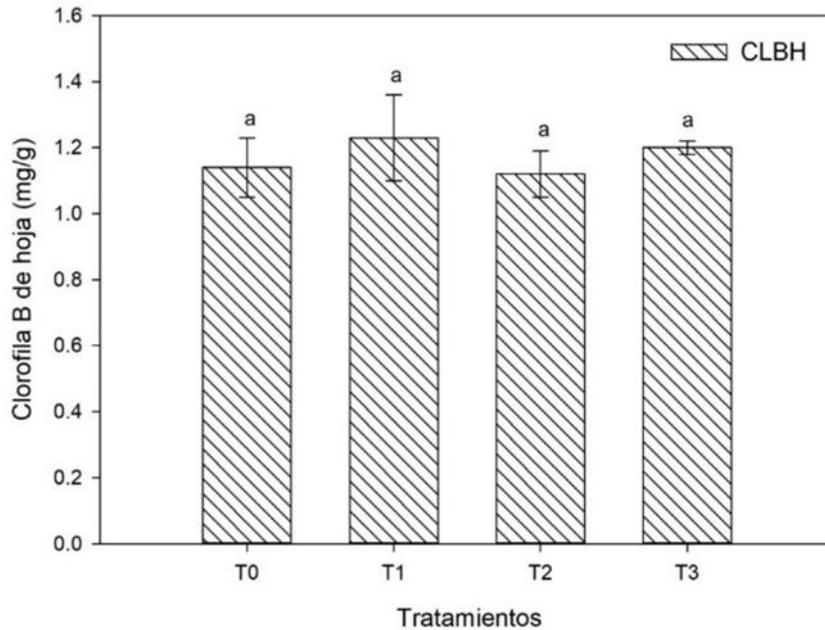


Figura 16. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en el contenido de Clorofila B de hoja (CLBH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.3.3. Clorofila total de hoja

Así mismo en cuanto al contenido de clorofila total de hoja no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos en cuestiones estadísticas, sin embargo, existen diferencias numéricas visibles en la figura 18, mostrando que el testigo es superior a los tratamientos evaluados. Tomando en cuenta esto el Tratamiento 1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$) con 8 puntos porcentuales presenta el decremento más alto en comparación con los tratamientos evaluados.

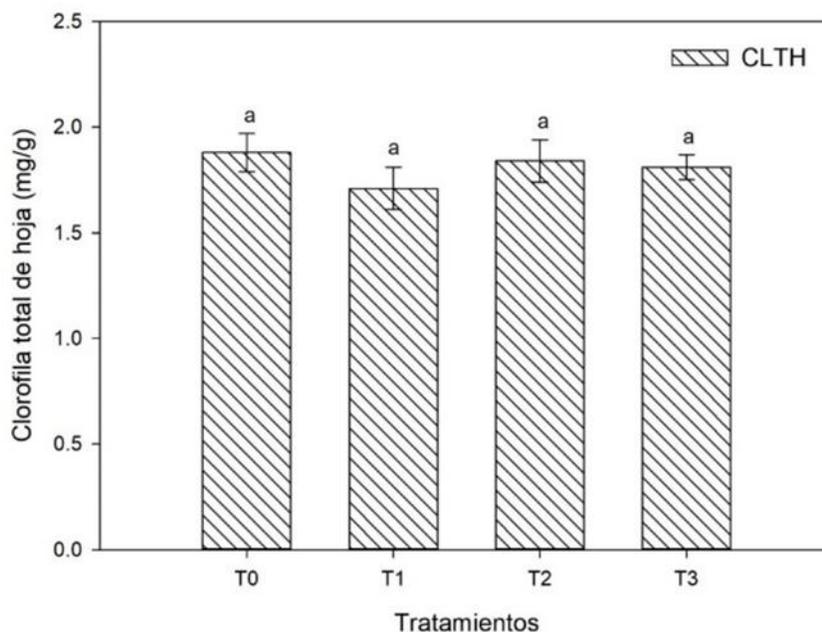


Figura 17. Efecto de la aplicación de tres diferentes dosis de microorganismos en el contenido de Clorofila total de hoja (CLTH). T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

Los resultados expuestos contrastan con los señalados por Khalid *et al.*, (2020), los cuales plantean que hay un mayor contenido de clorofila total de hoja en plantas de berenjena inoculadas con *Purpureocillium lilacium* PLSAU-1 y *Glomus* sp. superando a los tratamientos evaluados. Aunado a esto se tienen reportes de Velasco-Velasco *et al.*, (2001), en los que se destaca el aumento en el área foliar fotosintéticamente activa en plantas de tomate de cascara lo cual afecta positivamente el proceso de fotosíntesis y la producción de clorofila, al fijar nitrógeno, componente estructural principal de la clorofila. Los resultados contrarios en el presente pudieron deberse a la dosis utilizada que fue tres veces menor en un rango $1-2 \times 10^6$.

No obstante, se debe mencionar que Lemus-Soriano *et al.*, (2021) manifiestan que no se encontraron diferencias significativas en el contenido de clorofila en hojas de plantas de aguacate tratadas con biofertilizantes radiculares.

Los resultados planteados con anterioridad referentes al contenido de clorofilas A, B y total, pueden deberse a que la aplicación de biofertilizantes a base de microorganismos rizosfericos tienen una mayor efectividad al ser aplicados junto con otro tipo de biofertilizantes como ácidos orgánicos para favorecer la simbiosis y aumentar la arquitectura radicular, viéndose reflejado dicho efecto en la asimilación de nutrientes y por ende el contenido de clorofilas (Zare-Maivan *et al.*, 2017; Leal-Almanza *et al.*, 2018; Dey y Sengupta, 2020).

4.4. % de colonización de *Glomus intraradices*.

Los resultados obtenidos para el porcentaje de colonización presentan diferencias significativas entre tratamientos, siendo el T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), el tratamiento con mayor % de Col, este tratamiento supero el 28 % de fragmentos de raíces colonizadas en comparación con el testigo y los otros dos tratamientos evaluados. Lo resultados mostraron eficiencia en la colonización de la rizosfera de las plantas (Figura 19).

Salgado-Barreiro *et al.*, (2012), reportan resultados similares en cuanto a porcentaje de colonización de *Glomus intraradices*, los cuales mostraron presencia de estructuras fúngicas en raíces de plantas de fresa inoculadas, sin embargo, se observaron disminución en el porcentaje de colonización en plantas en donde la concentración de nitratos suministrados en la fertilización aumentó.

La diferencia en el porcentaje de colonización de las raíces se puede asociar al manejo en la periodicidad de los riegos haciéndose esta más frecuente, lo cual es corroborado con lo establecido por Vázquez *et al.*, (2010).

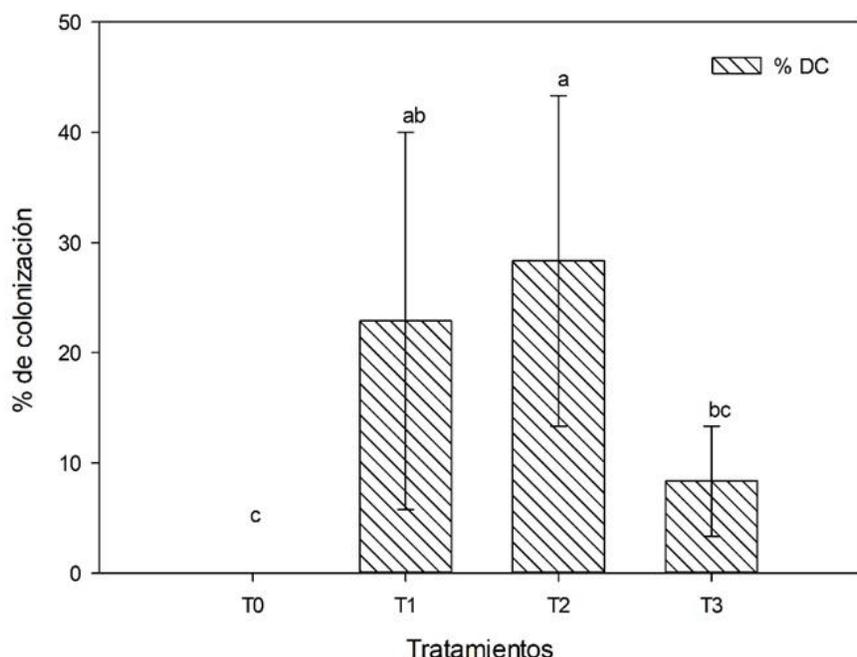


Figura 18. Porcentaje de colonización de *Glomus intraradices* en raíces de chile jalapeño. T0 (testigo), T1($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$), T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$). Las barras verticales muestran el error estándar. las letras diferentes sobre las barras indican una diferencia significativa entre tratamientos LSD Fisher.

4.5. Presencia de *Azospirillum brasilense*

La presencia de la bacteria *Azospirillum brasilense* se vio reflejada en las pruebas realizadas para la observación de la bacteria en la que se observan diferencias entre los tratamientos (Figura 20), siendo el Tratamiento 2 ($G15e + AZ1.5 * 10^6 UFC ml^{-1}$) en el que se observaron una mayor cantidad de estos microorganismos en comparación con el testigo donde la presencia fue casi nula.

Azospirillum brasilense como bacteria colonizadora de la rizosfera tiene un tiempo de supervivencia relativamente corto, en ausencia de suelo natural, alteraciones en la composición química y física del suelo provoca una disminución drástica de las colonias de las bacterias (Bashan *et al.*, 1995).

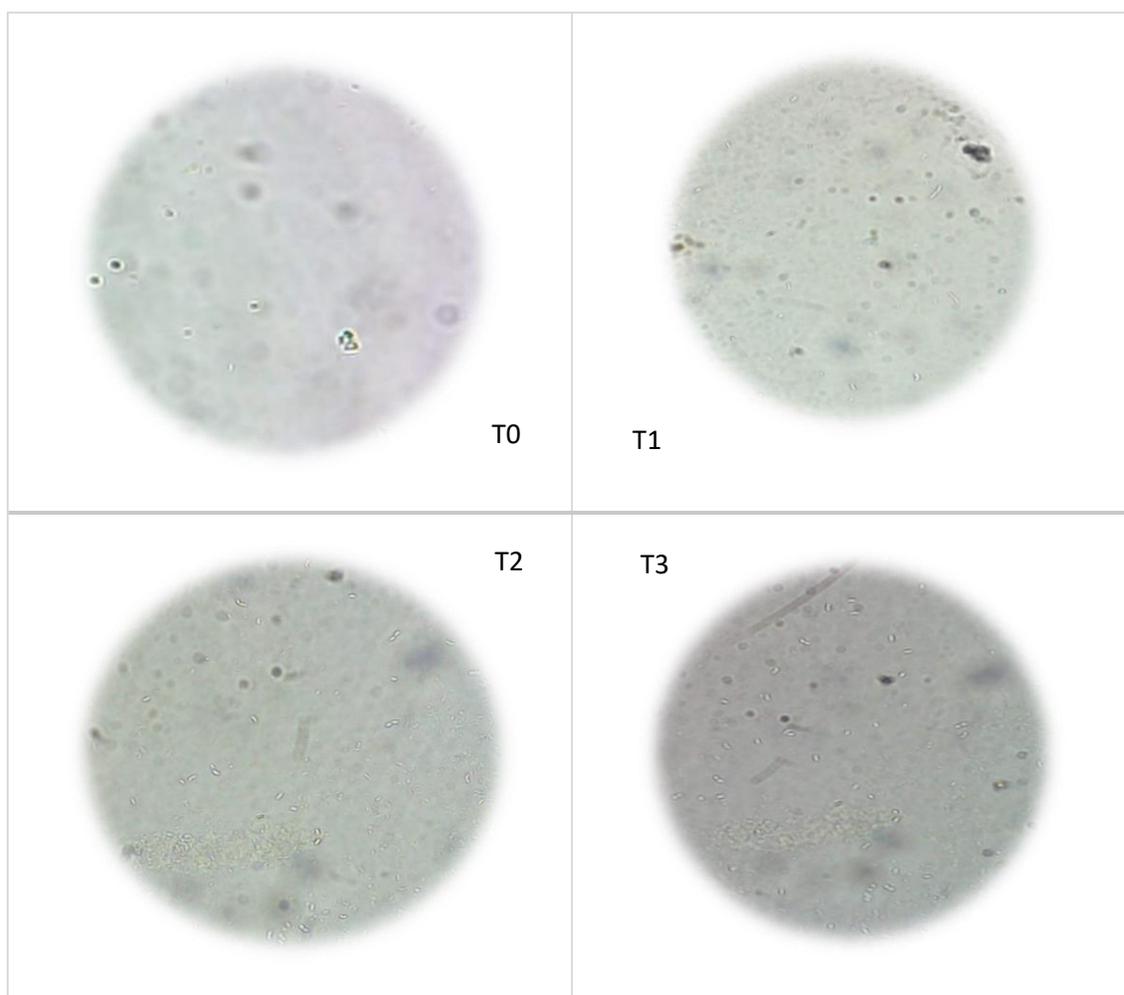


Figura 19. Presencia de *Azospirillum brasilense* en muestras de raíces de chile jalapeño. UAAAN 2022.

5. CONCLUSIONES

El producto biofertilizante a base de microorganismos (*Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*) mostró beneficios en el crecimiento de las plantas de chile jalapeño, los efectos positivos se reflejaron principalmente en el peso fresco y seco de área foliar, además de contribuir en el desarrollo radicular de las mismas atribuidas al T3 ($G20e + AZ2 * 10^6 UFC ml^{-1}$).

La aplicación de microorganismos rizosféricos en las plantas de Chile jalapeño únicamente el T1 ($G10e + AZ1 * 10^6 UFC ml^{-1}$) promovió un ligero incremento en el Diámetro polar del fruto y en el peso promedio de fruto, además del contenido de clorofila A.

Los microorganismos (*Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*) presentaron un bajo porcentaje de colonización en la rizosfera de las plantas de chile jalapeño.

Los resultados encontrados en este trabajo sugieren que las concentraciones utilizadas no fueron las óptimas para lograr un impacto significativo en el crecimiento, rendimiento y contenido de clorofilas en el cultivo de chile jalapeño.

6. LITERATURA CITADA

- Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., López-López, P., Latournerie-Moreno, L., Ramírez-Meraz, M., Villalón-Mendoza, H., y Aguilar-Castillo, A. J. (2010). Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, ITConkal, UANL, UAN. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 114 p.
- Aguirre-Hernández, E., y Muñoz-Ocotoero, V. (2015). El chile como alimento. *Ciencia*, 16-23.
- Aguirre-Medina, J. F., y Espinosa-Moreno, J. A., (2016). Crecimiento y rendimiento de *Capsicum annum* L. inoculado con endomicorriza y rizobacterias. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 7(7), 1539-1550. Recuperado en 09 de diciembre de 2021, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342016000701539&lng=es&tlng=es.
- Ahmed, A., & Hasnain, S. (2014). Auxins as one of the factors of plant growth improvement by plant growth promoting rhizobacteria. *Polish journal of microbiology*, 63(3), 261.
- Alarcón, A., & Ferrera-Cerrato, R. (1999). Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra Latinoamericana*, 17(3), 179-191.
- AOAC. (1980). Official Methods of Analysis of the Association of Official Agricultural Chemist (13th Ed.). Washington, DC, USA p 1000-1050.
- Aseri, G. K., Jain, N., Panwar, J., Rao, A. V., & Meghwal, P. R. (2008). *Biofertilizers improve plant growth, fruit yield, nutrition, metabolism and rhizosphere enzyme activities of Pomegranate (Punica granatum L.) in Indian Thar Desert. Scientia Horticulturae*, 117(2), 130–135. doi:10.1016/j.scienta.2008.03.014
- Bahmaniyán, H., Nadian- Ghomsheh, H., & Zan-Rang, N. (2019). The interaction effect of mycorrhiza (*Glomus intraradices*) and filtercake on coriander (*Coriandrum sativum* L.) production. *Journal of Agricultural Engineering* 42(2), 143-161.

- Barca, J. M., Pozo, M. J., & Azcón-Aguilar, C. (2016). Micorrizas en la agricultura. *Revista Agropecuaria: Agricultura*.
http://www.revistaagricultura.com/sanidadvegetal/sanidad-y-nutricion/micorrizas-en-agricultura_8838_119_10945_0_1_in.html
- Bashan, Y., Puente, M. E., Rodríguez-Mendoza, M. N., Toledo, G., Holguín, G., Ferrera-Cerrato, R., & Pedrin, S. (1995). Survival of *Azospirillum brasilense* in the bulk soil and rhizosphere of 23 soil types. *Applied and Environmental Microbiology*, 61(5), 1938-1945.
- Basu, S., & Kumar, G. (2020). Stress signalling in the phytomicrobiome: breadth and potential. *Springer*, 245-268.
- Bécquer, C. J., Puentes, A. B., Cabrera, A., Hernández, M., & Sánchez, A. (2021). Effect of inoculation with beneficial microorganisms on agroproductive variables of *Morus alba*. *Cuban Journal of Agricultural Science*, 55(2), 1-15.
- Berreto-Berreto, A. P. (2006). Estudio de algunos componentes del comportamiento reproductivo en chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.). [Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro].
- Biogea. (2019). Inoculante: Micorriza líquida. Recuperado 26/01/2022
<https://www.biogea.mx/copy-of-biogea-plantek>
- Blanco, F. A., & Salas, E. A. (1997). Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 21(1), 55-67.
- Bolandnazar, S., Karimi, K., & Sarikhani, M. R., (2019). Effect of plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) and arbuscular mycorrhiza fungi (AMF) on physiological traits of tareh Irani (*Allium ampeloprasum* L.). *Journal of AGRICULTURAL SCIENCE AND SUSTAINABLE PRODUCTION*. 93(8). 121-136.
- Bona, E., Todeschini, V., Cantamessa, S., Cesaro, P., Copetta, A., Lingua, G., ... Massa, N. (2018). Combined bacterial and mycorrhizal inocula improve tomato quality at reduced fertilization. *Scientia Horticulturae*, 234, 160–165. doi: 10.1016/j.scienta.2018.02.026

- Calero-Hurtado, A., Pérez-Díaz, Y., Peña-Calzada, K., Quintero-Rodríguez, E., y Olivera-Viciedo, D. (2019). Efecto de tres biofertilizantes en el comportamiento morfológico y productivo del cultivo del rábano (*Raphanus sativus* L.). *Revista de la facultad de Agronomía, Universidad del Zulia*, 36(1), 54-73.
- Callisaya-Quispe, Y., & Fernández-Chávez, C. M. (2017). Evaluación del efecto que tienen los microorganismos eficientes (EM), en el cultivo de pepinillo (*Cucumis sativus* L.), municipio de Achocalla. *Apthapi*, 3(3), 652-666. <http://ojs.agro.umsa.bo/index.php/ATP/article/view/161>
- Cruz-Cárdenas, C. I., Zelaya-Molina, L. X., Sandoval-Cancino, G., De los Santos-Villalobos, S., Rojas-Anaya, E., Chávez-Díaz, I. F., y Ruíz-Ramírez, S. (2021). Utilización de microorganismos para una agricultura sostenible en México: consideraciones y retos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(5), 899-913.
- Dantán-González, E., y Peréz-Martínez, R. (2020). Plantas y bacterias, un vínculo para la vida. *Inventio: La génesis de la cultura universitaria en morelos*, 16(39), 1-7.
- Dey, S., y Sengupta, S. (2020). Role of rizospheric organic compounds on soil behavioral changes. *Agriculture & Food*, 2(5). 221-225.
- Döbereiner J (1992). The genera *Azospirillum* and *Herbaspirillum*. En: The prokaryotes. A handbook on the biology of bacteria: ecophysiology, isolation, identification, applications. Vol III. (Eds. Balows A., Trüper HG, Dworkin M, Harder W y Schleifer KH), p. 2236-2253. Springer Verlag. New York, USA
- Döbereiner J, Day JM (1976). Associative symbioses in tropical grasses: characterization of microorganisms and dinitrogen-fixing sites. En: International Symposium on Nitrogen fixation (Ed. Newton WE y Nyman CJN), pp. 518-538. Washington State University Press, Pullman, Washington, USA.
- Domingues-Duarte, C. F., Cecato, U., Trento-Biserra, T., Mamédio, D., y Gilbeiro, S. (2020). *Azospirillum* spp. en gramíneas y forrajeras. Revisión. *Revista Mexicana de Ciencia Pecuaria*, 11(1), 223-240.

- Fasciglione, G., Casanovas, E.M., Quillehauquy, V., Yommi A.K., Goñi M.G., Roura S.I., Barassi, C.A., (2015). Azospirillum inoculation effects on growth, product quality and storage life of lettuce plants grown under salt stress. *Sci Horti* 195:154–162
- Filion, M., St-Arnaud, M., & Fortin, J. A. (1999). Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and different rhizosphere microorganisms. *New Phytologist*, 141(3), 525–533. doi:10.1046/j.1469-8137.1999.00366.x
- Grageda-Cabrera, O. A., Díaz-Franco, A., Peña-Cabriales, J. J., y Vera-Nuñez, J. A. (2012). Impacto de los biofertilizantes en la agricultura. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(6), 1261-1274.
- Hernández-Castellano, M., Terry-Espinosa, C., y Almogoea-Fernández, M. (2015). Uso de *Azospirillum* en la agricultura. *Agroecosistemas*, 3(1), 401-413.
- Kahromi, S., & Najafi, F. (2020). Growth and some physiological characteristics of alfalfa (*Medicago sativa* L.) in response to lead stress and *Glomus intraradices* symbiosis. *Journal of plant process and fuction*, 9(37), 1-12.
- Khalid, H., Aminuzzaman, F. M., Amit, K., Faria, A. A., Mitu, A. I., Chowdhury, M. S. M., ... Khan, M. A. (2020). *Evaluation of the combined application of Purpureocillium lilacinum PLSAU-1 and Glomus sp. against Meloidogyne incognita: implications for arsenic phytotoxicity on eggplant. European Journal of Plant Pathology.* doi:10.1007/s10658-020-02150-2
- Koide, R. T., y Kabir, Z. (2000). *Extraradical hyphae of the mycorrhizal fungus Glomus intraradices can hydrolyse organic phosphate.* *New Phytologist*, 148(3), 511–517. doi:10.1046/j.1469-8137.2000.00776.x
- Latef, A. A. H. A., Alhmad, M. F. A., Kordrostami, M., Abo-Baker, A. B. A. E., & Zakir, A. (2020). Inoculation with *Azospirillum lipoferum* or *Azotobacter chroococcum* reinforces maize growth by improving physiological activities under saline conditions. *Journal of Plant Growth Regulation*, 39(3), 1293-1306.
- Leal-Almanza, J., Gutiérrez-Coronado, M. A., Lares-Villa, F., Cortes-Jiménez, J. M., y De los Santos-Villalobos, S. (2018). Microorganismos promotores de

- crecimiento vegetal con yeso agrícola en papa (*Solanum tuberosum* L.) bajo casa sombra. *Agrociencia*, 52(8), 1149-1159.
- Lemus-Soriano, B. A., Venegas-González, E., y Pérez-López, M. A. (2021). Efecto de biofertilizantes radiculares sobre el crecimiento en plantas de aguacate. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(6), 1139-1144.
- Ley-Rivas, J. F., Sánchez, J. A., Ricardo, N. E., y Collazo, E. (2015). Efecto de cuatro especies de hongos micorrizógenos arbusculares en la producción de frutos de tomate. *Agronomía Costarricense*, 39(1), 47-59.
- Maroto-Borrego, J. V. (1983). Horticultura herbácea especial. Ediciones MUNDI-PRENSA. Madrid, España.
- Martínez-Alcántara, B., y Quiñones, A. (2017). Principales biofertilizantes y efectos en el cultivo de los cítricos: sustancias y microorganismos que pueden ser utilizados para la mejora del cultivo. *Revista vida rural*. 56-60.
- Morocho, M. T., y Leiva-Mora, M. (2019). Microorganismos eficientes, propiedades funcionales y aplicaciones agrícolas. *Centro Agrícola*, 46(2), 93-103. <http://scielo.sld.cu/pdf/cag/v46n2/0253-5785-cag-46-02-93.pdf>
- Núñez-Viñals, F., Costa-García, J., y Gil-Ortega, R. (2003). El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. Editorial Mundi-Prensa. 586.
- Palazón, P. A. (2014). Biofertilizantes e inductores de resistencia en el control de las enfermedades de madera. *Jornada Técnica WINETech Plus" Enfermedades de Madera en el Viñedo*.
- Pantoja-Guerra, M., Almanza-Pérez, Y., y Velero-Velero, N. (2016). Evaluación del efecto auxin-like de ácidos húmicos en maíz mediante análisis digital de imágenes. *Revista U. D. C. A Actualidad & Divulgación Científica*, 19(2). 361-369.
- Pazos-Rojas, L. A., Marín-Cevada, V., Morales-García, Y. E., Baez, A., Villalobos-López, M. A., Pérez-Santos, M., & Muñoz-Rojas, J. (2016). Uso de microorganismos para reducir los daños causados por la revolución verde. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 3(7), 72-85. https://www.researchgate.net/profile/Jesus-Munoz-Rojas/publication/311900407_Uso_de_microorganismos_beneficos_para_r

educir_los_danos_causados_por_la_revolucion_verde/links/5af6f6f3aca2720af9c79f30/Uso-de-microorganismos-beneficos-para-reducir-los-danos-causados-por-la-revolucion-verde.pdf

- Pérez-Castañeda, L. M., Castañón-Nájera, G., Ramírez-Meraz, M., y Mayek- Pérez, N. (2015). Avances y perspectivas sobre el estudio del origen y la diversidad genética de *Capsicum* spp. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 2(4), 117-128.
- Pérez-Velasco, E. A., Mendoza-Villarreal, R., Sandoval-Rangel, A., Cabrera-de la fuente, M., Robledo-Torres, V., y Valdez-Aguilar, L. A. (2019). Evaluación del uso de endomicorrizas y *Azospirillum* sp. En la productividad y calidad nutracéutica de chile morrón (*Capsicum annum*) en invernadero. *ITEA-Inf. Tec. Econ. Agr*, 115, 18-30.
- Pimienta-Barrios, E., Zañudo-Hernández, J., & López-Alcocer, E. (2009). Efecto de las micorrizas arbusculares en el crecimiento, fotosíntesis y anatomía foliar de plantas jóvenes de *Agave tequilana*. *Acta Botánica Mexicana*, 89, 63-78.
- Quiñones, A., Martínez-Alcántara, B., y Del Val, R. (2015). Bacterias biofertilizantes del crecimiento y la mejora del estado nutritivo de la planta. *Vida Rural*.
- Reyes-Jaramillo, I. (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizosfera: comunidad microbiológica dinámica del suelo. *Revista Contactos* 81, 17-23.
- Rivas-García, T., González-Gómez, L. G., Boicet-Fabré, T., Jiménez-Arteaga, M. C., Falcón-Rodríguez, A. B., y Terrero-Soler, J. C. (2021). Respuesta agronómica de dos variedades de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) a la aplicación del bioestimulante con quitosano. *Terra Latinoamericana*, 39, 1-9.
- Rizzardi, M. V. (2017). Efectos de la inoculación con hongos micorrícicos (*Glomus intraradices*) y bacteria BPCV (*Pseudomonas fluorescens*) sobre el cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en vivero y en cultivo bajo invernadero. [Tesis de Maestría. Universidad Nacional del Litoral].
- Rodríguez-Larramendi, L. A., Guevara-Hernández, F., La O-Arias, M. A., Reyes-Muro, L., Campos-Saldaña, R. A., & Salas-Marina, M. Á., (2020). Leaf growth and biomass accumulation in radish (*Raphanus sativus* L.) inoculated with rhizosphere microorganisms. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*.

Universidad Nacional de Cuyo, 52(2), 78-87. Recuperado en 09 de diciembre de 2021, de http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1853-86652020000200008&lng=es&tlng=en.

- Rueda-Puente, E. O., Villegas-Espinoza, J. A., Gerlach-Barrera, L. E., Tarazón-Herrera, M. A., Murillo-Amador, B., García-Hernández, J. L., Troyo-Diéguez, E., y Preciado-Rangel, P., (2009). Efecto de la inoculación de bacterias promotoras de crecimiento vegetal sobre la germinación de *Salicornia bigelovii*. *Terra Latinoamericana*, 27(4), 345-354.
- Ruiz-Sánchez, E., Chan-Escalante, Z. F., Ballina-Gómez, H. S., Fernández-Herrera, M. A., y Góngora-Gamboa, C. J. (2022). Efecto de biofertilizantes en el crecimiento, características foliares y densidad poblacional de *Bemisia tabaco* en chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 25(1),
- Saborío, F. (2002). Biofertilizantes en fertilización foliar. Fertilización foliar: principios y aplicaciones. 107-124.
http://www.nutricaoeplantas.agr.br/site/downloads/unesp_jaboticabal/Memoria_CursoFertilizacionFoliar.pdf#page=110
- Salazar, S. M., Toffoli, L. M., Tortora, M. L., Kirschbaum, D. S., y Pedraza, R. O. (2011). Efecto de la inoculación con *Azospirillum brasilense* en la producción de frutilla (*Fragaria ananassa* Duch.). *Ciencia*, 6(22), 103-111.
- Salgado-Barreiro, C. S., Bravo-Patino, A., Wang, E.T., y Cárdenas-Navarro, R., (2012). Efecto de la inoculación con *Glomus intraradices* y de la fertilización nitrogenada en el crecimiento de plantas de fresa. *Scientia Agropecuaria*, 3(2), 171-179.
- SIAP. 2020. Panorama agroalimentario 2020. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera.
- Sofo, A., Nuzzaci, M., Vitti, A., Tataranni, G., & Scopa, A. (2013). *Control of Biotic and Abiotic Stresses in Cultivated Plants by the Use of Biostimulant Microorganisms. Improvement of Crops in the Era of Climatic Changes*, 107–117. doi:10.1007/978-1-4614-8830-9_5

- Soto, G., & Muschler, R. (2001). Genesis, fundamentos y situación actual de la agricultura orgánica. *Manejo integrado de plagas*, 62. 101-105. <http://201.207.189.89/bitstream/handle/11554/6341/A2122e.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Terry, E., Leyva, A., y Díaz, M. M. (2005). Uso combinado de microorganismos benéficos y productos bioactivos como alternativa para la producción de tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). *Cultivos Tropicales*, 26(3), 77-81.
- Vázquez, B., Rivera, R, Fernández, Kalyanne, & Rodríguez, Yakelín. (2010). CARACTERIZACIÓN DEL COMPORTAMIENTO MICORRÍZICO EN *Brachiaria decumbens* INOCULADA CON *Glomus hoi-like*. *Cultivos Tropicales*, 31(3),
- Velasco-Velasco, J., Ferrera-Cerrato, R., y Almaraz-Suárez, J. J. (2001). Vermicomposta, micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara. *Terra Latinoamericana*, 19(3),241-248.
- Veobides-Amador, H., Guridi-Izquierdo, F., y Vázquez-Padrón, V. (2018). Revisión bibliográfica: Las sustancias húmicas como biofertilizantes de plantas bajo condiciones de estrés ambiental. *Cultivos Tropicales*, 39(4). 102-109.
- Yan, W., Lin, X., Yao, Q., Zhao, C., Zhang, Z., & Xu, H. (2021). Arbuscular mycorrhizal fungi improve uptake and control efficacy of carbofuran on *Spodoptera frugiperda* in maize plants. *Pest Management Science*, 77(6), 2812-2819.
- Zare-Maivan, H., Khanpour-Ardestani, N., & Ghanati, F. (2017). Influence of mycorrhizal fungi on growth, chlorophyll content, and potassium and magnesium uptake in maize. *Journal of Plant Nutrition*, 40(14), 2026–2032.
- Zetina-Tena, E., (2013). *Glomus intraradices* y *Azospirillum Brasilense*: efectos locales y sistémicos en plantas de cebada (*Hordeum vulgare* L.) [Tesis de maestría. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo].