

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



EFFECTO DE LAS RIZOBACTERIAS EN EL DESARROLLO VEGETATIVO Y
RENDIMIENTO DEL PEPINO (*Cucumis sativus* L.) EN INVERNADERO.

Tesis

Que presenta GEMMA LUZ MEDINA REYES

Como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS

Torreón, Coahuila

Agosto 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



EFFECTO DE LAS RIZOBACTERIAS EN EL DESARROLLO VEGETATIVO Y RENDIMIENTO DEL PEPINO (*Cucumis sativus* L.) EN INVERNADERO.

Tesis

Que presenta GEMMA LUZ MEDINA REYES
Como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS



Dr. Pedro Sano Ríos
Director (UAAAN)



Dr. Jorge Sáenz Mata
Director Externo

Torreón, Coahuila

Agosto 2020

EFFECTO DE LAS RIZOBACTERIAS EN EL DESARROLLO VEGETATIVO Y
RENDIMIENTO DEL PEPINO (*Cucumis sativus* L.) EN INVERNADERO.

Tesis

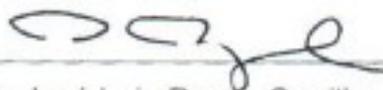
Elaborada por GEMMA LUZ MEDINA REYES como requisito parcial para
obtener el grado de Maestro en Ciencias Agrarias con la supervisión y
aprobación del Comité de Asesoría



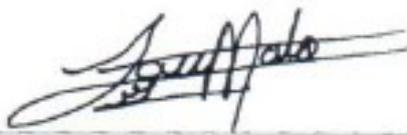
Dr. Pedro Cano Rios
Asesor Principal



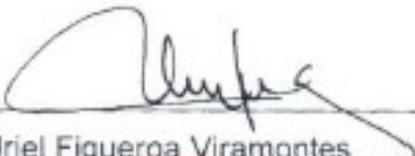
Dr. Héctor Mario Quiroga Garza
Asesor



Dr. José Luis Reyes Carrillo
Asesor



Dr. Jorge Sáenz Mata
Asesor



Dr. Uriel Figueroa Viramontes
Asesor



Dra. Leticia Romana Gaytán Alemán
Jefe del Departamento de Postgrado



Dr. Marcelino Cabrera de La Fuente
Subdirector de Postgrado

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)** por el apoyo económico otorgado para la realización de mis estudios de Maestría y lograr cumplir un objetivo más en mi desarrollo académico.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN-UL)**. Por darme la oportunidad de pertenecer a dicha institución de enorme calidad y poder realizar mis estudios de postgrado, por el apoyo y las facilidades otorgadas para el desarrollo de este trabajo.

Un especial agradecimiento a mi director de tesis el Dr. Pedro Cano Ríos un gran investigador y distinguida persona. Gracias por su tiempo, paciencia, consejos, enseñanzas brindadas y asesorías para concluir este trabajo, las cuales sin duda hicieron de mí una mejor profesionista. Por ese apoyo incondicional que siempre me ha brindado solo puedo decir, Gracias, gracias gracias.

A mis asesores, al Dr. José Luis Reyes Carrillo, Dr. Héctor Mario Quiroga Garza, Dr. Jorge Sáenz Mata y al Dr. Uriel Figueroa a ellos por ser parte de este equipo de trabajo, por la asesoría y por el apoyo brindado en las revisiones de tesis. Muchas gracias.

A Esther Peña Revuelta, por la atención brindada durante mi estancia en el postgrado. Gracias por todo su apoyo para cumplir este objetivo.

Finalmente, a todas aquellas personas, colegas y amigos que me brindaron su apoyo, tiempo e información y que contribuyeron a la realización de mi trabajo de tesis. Muchas Gracias.

DEDICATORIA

Primeramente, a mi **DIOS** por regalarme la vida, por brindarme sabiduría, salud, amor y por estar siempre a mi lado y acompañarme en cada momento.

A mis padres, Sr. Benito Medina Martínez y Sra. Ernestina Reyes Matías, por darme la vida, por estar a mi lado en cada momento, por enseñarme a ser una persona de bien y a superarme día con día. Siempre les estaré eternamente agradecida por la confianza y el gran amor puro y sincero que me han brindado. Esto es, por ustedes y para ustedes, los amo con todo mi corazón.

A mis hermanos. Juventino Medina y Brenda Esbeydi Medina quienes han sido mi inspiración para ser mejor cada día. Gracias por su apoyo incondicional para llegar a este momento. Por ser tan especiales en mi vida. Los amo.

En especial, quiero dedicar este trabajo a esa persona que siempre ha estado para mí en todo momento de mi vida, porque sin estar juntas físicamente, lo estamos de corazón y pensamiento. **Mi hermana Tere**. Eres y siempre serás mi gran amor, mi media naranja, mi mejor amiga, mi confidente. Tu cariño, tu amor y tus grandes manifestaciones de afecto, son una gran bendición de dios. Te amo y no va haber manera de devolverte tanto que me has ofrecido; no sé dónde me encontraría de no ser por tus ayudas, tu apoyo, tu compañía y tu amor. Te amo.

A mis sobrinos. Suguey, Kevin, Jonathan, Eddy y Mitzy a quienes adoro y llenan mi vida de alegrías.

Y sin dejar atrás a toda mi familia por estar a mi lado en todo momento, por su apoyo y por creer en mí. Gracias por ser parte de mi vida. Los amo

A ti. Por ser alguien muy especial en mi vida y por demostrarme que en todo momento cuento contigo. Gracias.

¡Muchas Gracias!

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	iii
DEDICATORIA	iv
ÍNDICE DE CONTENIDO	v
ÍNDICE DE CUADROS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xiii
INTRODUCCIÓN	1
I. REVISIÓN DE LITERATURA	4
1.1. El cultivo del pepino	4
1.1.1. Origen del pepino.....	4
1.1.2. Clasificación taxonómica del pepino.....	4
1.1.3. Importancia del cultivo.....	4
1.2. Morfología del cultivo de pepino	5
1.2.1. Sistema radicular.....	5
1.2.2. Tallo.....	5
1.2.3. Hoja.....	5
1.2.4. Flor.....	6
1.2.5. Fruto.....	6
1.2.6. Semilla.....	6
1.2.7. Tutor.....	6
1.3. Requerimientos del cultivo de pepino	7
1.3.1. Temperatura.....	7
1.3.2. Humedad relativa.....	7
1.3.3. pH.....	7
1.3.4. Salinidad.....	7
1.3.5. Iluminación.....	8
1.3.6. Suelo.....	8
1.4. Soluciones nutritivas	8
2.4.1. Absorción y requerimientos nutricionales del pepino.....	9
1.5. Producción del cultivo de pepino bajo condiciones de invernadero.	10
1.6. Principales plagas del cultivo de pepino	11

1.6.1.	Mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>).....	11
1.6.2.	Minador de la hoja (<i>Liriomyza</i> spp).	12
1.6.3.	Pulgón (<i>Aphis gossypii</i> y <i>Myzus persicae</i>).	12
1.6.4.	Araña roja (<i>Tetranychus urticae</i>).	13
1.6.5.	Trips (<i>Frankliniella occidentalis</i>).	14
1.7.	Principales enfermedades del pepino	14
1.7.1.	Mosaico común del pepino (<i>Cucumis virus</i>).	14
1.7.2.	Mildiu lanoso o veloso de las cucurbitáceas (<i>Pseudoperonospora cubensis</i>).....	15
1.7.3.	Mildiu polvoriento o Cenicilla (<i>Erysiphe cichoracearum</i> y <i>Sphaerotheca fuliginea</i>).....	16
1.7.4.	Antracnosis (<i>Colletotrichum orbiculare</i>).....	17
1.7.5.	Tizón foliar o mancha de la hoja (<i>Alternaria cucumerina</i>)	18
1.7.6.	Nemátodo: (<i>Meloidogyne</i> spp.)	18
1.7.7.	Pudrición de la raíz y el tallo (<i>Fusarium oxysporum</i>).	19
1.8.	Agricultura en ambiente protegidos	20
1.9.	Agricultura orgánica	21
1.10.	Rizósfera	22
1.11.	Rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal	24
1.12.	Modo de acción de las RPCV	26
1.12.1.	Mecanismos de acción directos de las RPCV.....	26
1.12.2.	Mecanismos de acción indirecta de las RPCV.....	27
1.13.	Fijación biológica de nitrógeno	29
1.14.	Biofertilización	30
II.	MATERIALES Y MÉTODOS	34
2.1.	Localización del experimento	34
2.2.	Obtención de sustratos	34
3.2.1	Arena de río.....	34
3.2.2	Perlita	34
2.3.	Llenado de macetas	34
2.4.	Riegos para desalinizar los sustratos	34
2.5.	Genotipo	35
2.6.	Siembra	35
2.7.	Rizobacterias de estudio	35
2.8.	Inóculo	35
2.8.1.	preparación del inóculo	35

2.8.2. Inoculación del cultivo	35
2.9. Tutorado	36
2.10. Riego y fertilización.....	36
2.11. Control de plagas	36
2.12. Factores estudiados.....	37
2.13. Análisis estadístico	37
2.14. Tratamientos la combinación de los tres factores con sus diferentes niveles dio origen a los 16 tratamientos que se en listan en el cuadro 1.....	38
2.15. Variables evaluadas	40
2.15.1. Altura de la planta.....	40
2.15.2. Diámetro de tallo.....	40
2.15.3. Número de hojas.....	40
2.16. Cosecha.....	40
2.17. Peso del fruto.....	40
2.18. Rendimiento.....	40
III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
3.1. Desarrollo vegetativo	41
3.1.1. Altura de las plantas.....	41
3.1.2. Diámetro de tallo	46
3.1.3. Número de hojas	51
3.2. Rendimiento	55
IV. CONCLUSIONES	58
V. LITERATURA CITADA.....	59
VI. ANEXOS.....	74

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Tratamientos establecidos con diferentes RPCV inoculadas, dosis de fertilización y variedad de pepino bajo condiciones de invernadero.	38
Cuadro 2. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> , predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.....	42
Cuadro 3. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la rizobacteria <i>Pseudomonas lini</i> , predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.....	42
Cuadro 4. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la interacción de las rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> y <i>Pseudomonas lini</i> , predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.....	43
Cuadro 5. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) sin rizobacteria, predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.....	44
Cuadro 6. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> , predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	46
Cuadro 7. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la rizobacteria <i>Pseudomonas lini</i> , predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN, 2020.....	47
Cuadro 8. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la interacción de las rizobacterias <i>Bacillus paralicheniformis</i> y <i>Pseudomonas lini</i> , predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	48
Cuadro 9. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) sin rizobacteria, predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	49
Cuadro 10. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> , para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	51
Cuadro 11. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la rizobacteria <i>Pseudomonas lini</i> , para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	52
Cuadro 12. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) con la interacción de las rizobacterias <i>Bacillus paralicheniformis</i> y	

<i>Pseudomonas lini</i> , a los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	53
Cuadro 13. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) sin rizobacteria, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.	54
Cuadro 14. Promedio general de los factores estudiados del desarrollo vegetativo en el experimento sobre “Efecto de las rizobacterias en el desarrollo vegetativo y rendimiento del pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) en invernadero. UAAAN-UL. 2020.	55
Cuadro 15. Rendimiento de pepino obtenido en el factor variedades*concentración de la solución nutritiva en invernadero.	55
Cuadro 16. Análisis de varianza para la variable rendimiento en (t·ha ⁻¹) en el experimento: Efecto de las rizobacterias en el desarrollo vegetativo y rendimiento del pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) en invernadero. UAAAN-UL. 2020.	74

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución de los tratamientos estudiados en el invernadero utilizado, con su pared humedad y extractores. UAAAN-UL, 2020.	39
Figura 2. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	41
Figura 3. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria <i>Pseudomonas lini</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	42
Figura 4. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la interacción de las rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> y <i>Pseudomonas lini</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	43
Figura 5. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento sin rizobacteria en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	44
Figura 6. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	46
Figura 7. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria <i>Pseudomonas lini</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	47
Figura 8. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la interacción de las rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> y <i>Pseudomonas lini</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	48
Figura 9. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento sin rizobacteria en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	49
Figura 10. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento con la rizobacteria <i>Bacillus paralicheniformis</i> en plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	51
Figura 11. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento con la rizobacteria <i>Pseudomonas lini</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	52
Figura 12. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento con la interacción de las rizobacterias <i>Bacillus paralicheniformis</i> y <i>Pseudomonas lini</i> en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	53
Figura 13. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento sin rizobacteria en las plantas de pepino (<i>Cucumis sativus</i> L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.	54

RESUMEN

EFFECTO DE LAS RIZOBACTERIAS EN EL DESARROLLO VEGETATIVO Y RENDIMIENTO DEL PEPINO (*Cucumis sativus* L.) EN INVERNADERO

POR: GEMMA LUZ MEDINA REYES

MAESTRÍA EN CIENCIAS AGRARIAS

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO UNIDAD LAGUNA

TORREON COAHUILA

AGOSTO 2020

Ph. D Pedro Cano Rios - Asesor

El objetivo fue conocer el efecto de Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (RPCV) en el desarrollo vegetativo y rendimiento del pepino (*Cucumis sativus* L.), se evaluaron dos: *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini*, inoculadas individual, en mezcla y sin Rizobacteria; dos variedades de pepino: número cuatro Americano e Irit Americano, con solución nutritiva (SN) al 75 y 100 %. El experimento se llevó a cabo en invernadero, durante la primavera-verano del año 2018, en la UAAAN-UL, Torreón, Coahuila, México. Las variables evaluadas fueron: altura de la planta, diámetro del tallo, número de hojas y rendimiento total. No se encontró diferencias significativas para las variables vegetativas, sin embargo, para rendimiento se encontró diferencias significativas, para variedades y la interacción variedades x dosis de fertilización. La significancia de la interacción se debió a que el genotipo

número cuatro Americano, rindiendo más ($69.3 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$) en la concentración del 100 %, mientras, que el genotipo Irit Americano fue insensible a las dosis de nutrimentos y rindió estadísticamente igual en las concentraciones. Por lo tanto, la utilización de RPCV, como medio de crecimiento y nutrición, podrían reducir la fertilización tradicional, lo cual se considera una mejora en los sistemas de producción orgánica bajo invernadero.

Palabras clave: *Bacillus paralicheniformis*, biofertilizante, solución nutritiva, RPCV.

ABSTRACT

EFFECT OF RIZOBACTERIA ON VEGETATIVE DEVELOPMENT AND YIELD OF CUCUMBER (*Cucumis sativus* L.) IN GREENHOUSE

POR: GEMMA LUZ MEDINA REYES

MASTER OF AGRICULTURAL SCIENCES

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO UNIDAD
LAGUNA

TORREON COAHUILA

AUGUST 2020

Ph. D Pedro Cano Rios - Adviser

The goal was to know the effect of plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) on plant development and yield of cucumber (*Cucumis sativus* L.), two were evaluated: *Bacillus paralicheniformis* and *Pseudomonas lini*, individually, co-inoculated and no Rizobacteria; two cucumber varieties: numero cuatro Americano and Irit Americano with two nutrient solution (NS) concentrations at 75 and 100%. The experiment was carried out in greenhouse during the 2018 spring-summer season, at UAAAN-UL, Torreon, Coahuila, Mexico. The variables evaluated were plant height, stem diameter, number of leaves and total yield. No significant differences were found for the vegetative variables, however, for total yield significant differences were found for varieties and for the interaction varieties x nutrient concentration. Interaction significance was due to that genotype cuatro Americano interact with nutrient concentration and had more yield ($69.3 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$) in the 100 % concentration, while, Irit Americano was insensible to the nutrient concentration and yield statistically equal in the concentrations. These results allow supposing that the use of PGPR as a means of growth and nutrition, could allow reducing

traditional fertilization, which is considered as an improvement in the organic production systems under greenhouse conditions.

Key words: *Bacillus paralicheniformis*, biofertilizer, nutritive solution, PGPR.

INTRODUCCIÓN

El pepino (*Cucumis sativus* L.), se encuentra dentro de las hortalizas más importantes de la familia de la cucurbitáceas (Eifediyi y Remison, 2010). Es uno de los cultivos hortícolas de producción en condiciones protegidas más populares a nivel mundial. Es una hortaliza de alto impacto económico por ser un producto de exportación que se cultiva y consume en muchas regiones del mundo, hay variedades de alto rendimiento con buenas prácticas de manejo que permiten optimizar su producción bajo invernadero (Espinoza-Robles *et al.*, 2014). Esta adaptado para desarrollarse bien durante el ciclo primavera-verano, así como en otoño-invierno y crece rápidamente con temperaturas entre 24-29 °C (Mohammadi y Mahmoud, 2010). Las bajas temperaturas disminuyen el crecimiento de las plántulas de pepino, el índice de plántulas, el contenido de clorofila y la capacidad fotosintética (Anwar *et al.*, 2018). El consumo del pepino lo ubica como la cuarta hortaliza más importante del mundo, después del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) (Abu *et al.*, 2013). México es el noveno productor mundial de pepino para el 2017 (FAOSTAT, 2018).

En la actualidad los productores están interesados en la búsqueda de nuevos sistemas de producción que logren incrementar los rendimientos y obtener productos de excelente calidad (Santiago-López *et al.*, 2016). Debido a que la aplicación de agroquímicos afecta el medio ambiente y la salud, es que se están buscando alternativas biotecnológicas no químicas para reducir el uso de agroquímicos en la agricultura (Enríquez *et al.*, 2010). Debido a lo anterior ha surgido insumos agrícolas a base de microorganismo y otros materiales de origen orgánico, como las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (RPCV) (Kloepper & Schroth 1978), es por eso que se busca una alternativa, lo que se propone, hoy en día es el uso del biofertilizantes a base de microorganismos rizosféricos, para sustituto parciales o completos de la fertilización sintética (Alarcon & Ferrera-Cerrato, 2000); tal es el caso de los biofertilizantes que pueden ayudar a reducir el deterioro ecológico, así como disminuir los costos de producción, opciones que favorecen el enfoque de la agricultura (Pretty, 2008).

Las RPCV se encuentran en la rizosfera o en las raíces de las plantas, y realizan diversos mecanismos entre ellos se destacan los mecanismos directos e indirectos: los mecanismos directos son aquellos donde los microorganismos influyen sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, a través de diversos procesos como la capacidad para secretar sustancias promotoras de crecimiento (auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno), además estimulan el aprovechamiento de los nutrientes (Ahemad & Kibret, 2013). Por otro lado, los mecanismos indirectos son aquellos donde las bacterias tienen la capacidad de controlar hongos, patógenos que afectan a las plantas, ya que tiene el potencial de producir antibióticos u otros metabolitos con efectos antagónicos hacia los fitopatógenos (Esitken *et al.*, 2010). Entre las RPCV más comunes se encuentran las cepas de los géneros, encontrados en el ecosistema del suelo y utilizados en la agricultura, son: *Aeromonas*, *Acinetobacter*, *Azoarcus*, *Azospirillum*; *Bacillus*, *Burkholderia*, *Enterobacter*, *Erwinia*, *Gluconacetobacter*, *Flavobacterium*, *Klebsiella*, *Pseudomonas*, *Rhizobium* y *Serratia* (Yadav, *et al.*, 2011; Podile & Kishore, 2007; Spaepen, *et al.*, 2009). Además de la promoción del crecimiento de las plantas, también se emplea para controlar patógenos, incrementar la calidad del fruto y mejorar la eficiencia de los fertilizantes (Kloepper *et al.*, 2004).

Bashan y de Bashan (2010) indican que los cultivos inoculados con RPCV actúan como elicitores naturales mejorando el crecimiento y rendimiento de los cultivos vegetales. El empleo de las RPCV como biofertilizantes, es una opción sustentable para favorecer la disponibilidad de los elementos nutritivos, el crecimiento de las plantas y los rendimientos (Zahid, *et al.*, 2015), por lo tanto, el empleo de biofertilizantes base RPCV, aplicados al suelo y/o plantas, podrían ser una alternativa biotecnológica para la producción de cultivos agrícola disminuyendo la aplicación de fertilizantes sintéticos y agroquímicos que deterioran el ambiente (Martinez *et al.*, 2013; Sanchez, *et al.*, 2012; Armenta-Bojórquez *et al.*, 2010). Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, pueden convertir los elementos minerales del sustrato en formas biodisponibles para que puedan ser fácilmente absorbido por las plántulas (Qin *et al.*, 2017).

El cultivo de pepino es de gran importancia económica para México y bajo este contexto las RPCV podrían ser una alternativa para la producción de pepino, por lo tanto, para la presente investigación se planteó el siguiente objetivo evaluar el efecto de dos Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (*Bacillus paralicheniformis* LBEndo1 y *Pseudomonas lini* KBecto4) y sus combinaciones sobre el desarrollo vegetativo y rendimiento de dos variedades de pepino (*Cucumis sativus* L.) con solución nutritiva al 100 % y al 75 % bajo condiciones de invernadero.

I. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1. El cultivo del pepino

1.1.1. Origen del pepino

El pepino, la especie *Cucumis sativus* L. reporta su origen en las regiones tropicales de Asia (Sur de Asia), siendo cultivado en la India desde hace más de 3000 años y de ahí introducido a Europa para posteriormente ser llevado a América a mediados del siglo XVI por Cristóbal Colón. El primer híbrido apareció en el año de 1872. Los tipos más comunes de pepino son: americano, europeo, del este medio, holandés y oriental (Barraza, 2012).

1.1.2. Clasificación taxonómica del pepino

Reino: Plantae

Nombre común: Pepino

Nombre científico: *Cucumis sativus* L:

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Curcubitales

Familia: Cucurbitaceae

Género: *Cucumis*

Especie: *sativus* L.,

1.1.3. Importancia del cultivo

El pepino, es una planta herbácea anual, pertenece a la familia de las cucurbitáceas y su nombre científico es *Cucumis sativus* L. cuyo fruto se utiliza en estado de inmadurez fisiológica. Puede consumirse crudo, como ingrediente de ensaladas, sopas frías y agua, Las hortalizas ocupan un lugar importante en la economía de México. Una de las hortalizas es el pepino (*Cucumis sativus* L.) ya que representa una alta demanda en el mercado nacional como en el internacional, propiciando que los productores implementen este cultivo en condiciones protegidas (invernadero y malla sombra), principalmente en los estados de Baja California, Sinaloa y San Luis Potosí (Avendaño & Schwentesius, 2004). En México es uno de los cultivos más rentables con un valor promedio de la producción de 1331.6 millones de

pesos (Mohammadi & Omid., 2010). El pepino es una hortaliza que presenta un amplio interés industrial por la facilidad de adaptación al procesamiento mínimo. Esta hortaliza se utiliza mucho en la elaboración de ensaladas y es conocido como uno de los vegetales de menor valor energético, siendo su contenido en fibras y vitaminas C, A, y tiamina, bajo con respecto a la media de otras hortalizas (Cortes *et al.*, 2011).

1.2. Morfología del cultivo de pepino

1.2.1. Sistema radicular

Está constituido por una raíz principal muy potente que se ramifica muy rápidamente para dar raíces secundarias y una cantidad abundante de pelos absorbentes muy finos, alargados de color blanco. Abundante y larga, alcanza de 1 - 1.2 m de longitud, se ramifica principalmente en los primeros 25 a 30 cm. El pepino posee la facultad de generar raíces adventicias por encima del cuello. (Zamudio & Félix; 2014).

1.2.2. Tallo

El tallo principal es espinoso, flexible, de sección angular, cubierta de pelos, con crecimiento indeterminado, de soporte rastrero y trepador, llegando a alcanzar de longitud hasta 3.5 metros en condiciones normales. De cada nudo parte una hoja y un zarcillo. En la axila de cada hoja se emite un brote lateral y una o varias flores, (Zamudio & Félix; 2014).

1.2.3. Hoja

Las hojas son simple, acorazonadas, alternas, pero opuestas a los zarcillos, posee de 3-5 lóbulos angulados, más o menos pronunciados, siempre el central más acentuado, dependiendo de la variedad, y a veces no se aprecian notablemente. Bordes suavemente dentados, de color verde oscuro y recubiertas de una vellosidad fina, y con nervios muy pronunciados por el envés, las hojas son de color verde claro en el has de la hoja y un color grisáceo en el envés, de epidermis con cutícula delgada, por lo que no resiste evaporación excesiva (Barraza, 2015).

1.2.4. Flor

Tiene un corto pedúnculo y sus pétalos son de color amarillos, las flores aparecen en las axilas de las hojas y pueden ser hermafroditas o unisexuales, aunque los primeros cultivares conocidos eran monoicos y solamente presentaban flores masculinas y femeninas, y en la actualidad todas las variedades comerciales que se cultivan son plantas ginoicas, es decir sólo poseen flores femeninas que se distinguen claramente de las masculinas porque son portadoras de un ovario ínfero. La productividad del cultivo dependerá en gran medida la cantidad de flores femeninas que tenga, pues estas mismas se convertirán en frutos (Barraza-Álvarez, 2015).

1.2.5. Fruto

El fruto es un pepónide de forma más o menos cilíndrica y alargada, de sección circular de peso y tamaño variable, exteriormente de color que cambia desde un verde claro, pasando por un verde oscuro hasta alcanzar un color amarillento cuando está totalmente maduro, aunque su recolección se realiza antes de su madurez fisiológica. La pulpa es acuosa, de color blanquecino, con semillas en su interior repartidas a lo largo del fruto. Los frutos maduran de los 55 a 60 días después del trasplante (Zamudio & Félix; 2014).

1.2.6. Semilla

Las semillas son de forma plana de color blanco-amarillento se presentan en cantidad variable y son ovals y miden de 8 a 10 mm, de largo con un grosor de 3.5 mm dependiendo la variedad (Zamudio & Félix; 2014).

1.2.7. Tutor

El pepino en ambiente protegido con espaldera, o tutorado, es el más recomendado. Su uso se traduce en una mejor disposición de las hojas para aprovechar la energía lumínica y una mayor ventilación (lo cual promueve una menor incidencia de plagas y enfermedades), se facilita la cosecha y permite obtener altos rendimientos de frutos de mayor calidad más sanos y limpios. La sujeción se realiza con hilo de polipropileno (rafia) fijado de un extremo de la zona basal de la planta y del otro a un alambre situado a determinada altura por encima del dosel vegetal (Zamudio & Félix; 2014).

1.3. Requerimientos del cultivo de pepino

1.3.1. Temperatura

El cultivo de pepino requiere un clima templado cálido con temperaturas diurnas óptimas de 20 a 25 °C; temperaturas nocturnas por debajo de 12 °C afectan la producción y desarrollo del cultivo (López *et al.*, 2011).

1.3.2. Humedad relativa

La humedad relativa del aire (HR) es un factor principal que contribuye al equilibrio del agua en las plantas. Se sabe que el etileno, está involucrado en la regulación de la absorción del agua de la raíz y la apertura de estomas (Calvo-Polanco *et al.*, 2017). HR óptima durante el día es de 60-70 % y en la noche de 70-90 % (Barraza, 2012). Este cultivo requiere de altas cantidades de agua, sobre todo cuando está en la etapa de producción, ya que con la falta de humedad los pepinos que se producen son pequeños y presentan deformaciones, por lo que se recomienda en sistemas hidropónicos usar 0.6 litros de agua por planta al día, a excepción del período de recolección, período en que las plantas se hace más susceptibles a algunas enfermedades fungosas, que prosperan con humedad relativa alta.

1.3.3. pH

El cultivo se adapta a un pH que oscile entre 5.5 a 6.8 logrando soportar pH hasta de 7.5; se debe evitar los suelos ácidos con pH menores de 5.5. la planta de pepino no tolera la salinidad (López *et al.*, 2011).

1.3.4. Salinidad

El pepino es una planta medianamente tolerante a la salinidad ya que si el contenido de sales es alto la planta presenta dificultad para absorber el agua de riego, provocando un crecimiento lento, el tallo se debilita y las hojas son más pequeñas y de color oscuro y frutos serán torcidos. Si la concentración de sales es baja traerá como resultado plantas muy frondosas ocasionando sensibilidad a enfermedades (Galindo *et al.*, 2014).

1.3.5. Iluminación

El pepino es una planta exigente en luminosidad que pese a todo crece, florece y fructifica con normalidad incluso en días cortos (con menos de 12 horas de luz), aunque también soporta elevadas intensidades luminosas y a mayor cantidad de radiación solar, mayor es la producción. El pepino requiere una alta intensidad de luz para que se estimule la fecundación de flores, mientras que una baja intensidad de luz la reduce (López *et al.*, 2011).

1.3.6. Suelo

El pepino se puede cultivar en una amplia gama de suelos fértiles y bien drenados; desde los arenosos hasta los franco-arcillosos, aunque los suelos francos que poseen abundante materia orgánica son los ideales para su desarrollo. Se debe contar con una profundidad efectiva mayor de 60 cm que facilite la retención del agua y el crecimiento del sistema radicular para lograr un buen desarrollo y excelentes rendimientos. Es una planta medianamente tolerante a la salinidad, de forma que si la concentración de sales en el suelo es demasiada elevada las plantas absorben con dificultad el agua de riego, el crecimiento es más lento, el tallo se debilita, las hojas son más pequeñas y de color oscuro y los frutos obtenidos serán torcidos. Si la concentración de sales es demasiada baja el resultado se invertirá, dando plantas más frondosas, que presentan mayor sensibilidad a diversas enfermedades (Martínez 2015).

1.4. Soluciones nutritivas

El pepino al igual que los demás cultivos necesitan de una serie de elementos químicos que se denominan elementos nutritivos, los cuales son indispensables para el desarrollo de su ciclo vital, la solución nutritiva es considerada como uno de los componentes principales del sistema hidropónico, dado que en ella están contenidos los nutrientes esenciales que el sustrato en casi todas las veces no aporta hacia las plantas, lo cual es necesario entregar los nutrientes mediante soluciones nutritivas (Sánchez *et al.*, 2014).

Independientemente del tipo de sistema hidropónico las plantas de pepino deben crecer sin limitaciones nutricionales y para eso la solución nutritiva debe tener un pH que este dentro de 5.5 a 6.5, la conductividad eléctrica entre 1.5 y 3 dS m⁻¹, además de que no vayan a formarse precipitados por una mala disociación de los nutrientes o por problemas de antagonismo entre ellos (Barraza, 2017).

Cada especie vegetal muestra diferencias en sus necesidades nutricionales y a la vez muestra variaciones en las concentraciones nutricionales ya que de acuerdo a su estado fenológico las plantas pueden consumir ciertos elementos en mayor proporción a los demás y luego bajar o estabilizar ese consumo para absorber otros elementos. Por lo tanto, no existe una única solución nutritiva que permita obtener rendimientos aceptables después de ser aplicada a todas las especies vegetales, para poder elevar los rendimientos es necesario brindar una concentración de nutrientes adecuada mediante la aplicación de soluciones formuladas específicamente, donde no solo se considere el cultivo, sino que también una condición determinada (Siller, 2000). Con el objetivo de mantener concentraciones ideales en la zona radical del cultivo, la solución nutritiva puede requerir de ajuste promovidos de acuerdo al estado fenológico del cultivo o por cambios en el medio ambiente, de manera que las soluciones nutritivas conocidas son solo una guía en la que pueden modificarse de acuerdo a las condiciones donde se establezca el cultivo (Tapia *et al.*, 2010).

2.4.1. Absorción y requerimientos nutricionales del pepino

El pepino es muy exigente en relación al balance nutricional debido a su débil desarrollo radicular y al rápido crecimiento y desarrollo de la planta, por lo que es necesario hacer aplicaciones frecuentes de fertilizantes. Generalmente la nutrición de las plantas es un proceso complejo, debido a que el efecto de un determinado nutriente está involucrado con uno o más nutrientes (Barraza, 2012).

Para una explotación sostenible mediante la tecnología de ambiente protegido, debe adecuarse un plan de fertilización con los nutrientes esenciales que el cultivo de pepino necesita para su crecimiento y desarrollo.

Por lo tanto, los análisis de tejido son un método importante para determinar niveles de absorción de esos nutrientes, ya que los niveles de extracción de nutrientes en el cultivo de pepino en invernadero son muy variables, debido principalmente a factores propios de cada uno de los sistemas de cultivos, entre ellos el tipo y la variedad de pepino, la densidad de plantación, época y duración de la plantación entre otros. Por otra parte, el cultivo de pepino en invernadero presenta un crecimiento más acelerado por lo que no se debe permitir la falta de agua o de nutrientes, por lo tanto, es necesario suministrar una fertilización con tasas óptimas de nutrientes durante todo el ciclo de crecimiento procurando que esta sea lo más eficiente posible (Sánchez *et al.*, 2014).

Al satisfacer la planta con el manejo de los fertilizantes se pueden lograr buenos rendimientos en el producto final, al trabajar en ambientes protegidos la producción en este tipo de sistemas incorpora ciertos componentes que se relacionan unos con otros y es ahí donde los sistemas hidropónicos juegan un papel muy importante para el desarrollo de las plantas gracias al suministro continuo de una solución nutritiva a través del sistema de riego (Barraza, 2017).

El fósforo juega un papel relevante en las etapas de enraizamiento y floración, ya que es determinante sobre la formación de raíces y sobre el tamaño de las flores. La dosis insuficiente de N, puede restringir y modificar el crecimiento de los frutos, forma y tamaño, por el contrario, un exceso de N, puede provocar amargor de fruto. El calcio es un elemento determinante en la calidad y favorece una mejor defensa de las plantas frente a enfermedades. Los microelementos van a incidir notoriamente en el color de la fruta, su calidad y la resistencia de la planta, principalmente el hierro y manganeso (Sánchez *et al.*, 2014).

1.5. Producción del cultivo de pepino bajo condiciones de invernadero.

La agricultura protegida es el sistema de producción que se realiza bajo distintas estructuras, para proteger los cultivos, minimizando los efectos que imponen los fenómenos climáticos. Este sistema tiene como características la

protección contra riesgos inherentes (climatológicos, económicos o de las limitaciones de recursos productivos: agua o de la superficie) el cual tiene como resultado muchas ventajas para los productores (Moreno, *et al.*, 2011).

Por otro lado, Galindo, *et al.*, (2014) señala que la agricultura protegida por los beneficios que ofrece (altos rendimientos y calidad, mayores niveles de sanidad e inocuidad de los productos obtenidos, seguridad en la producción con cierta independencia del clima, acceso a mejores mercados y potencial de alta rentabilidad económica), está creciendo en México.

Bajo condiciones de invernadero la producción de pepino es de 2 a 9 veces más que en campo abierto, dependiendo del nivel tecnológico, el manejo y las condiciones climatológicas, constituyendo asimismo una alternativa a la diversificación de cultivos en invernadero (López *et al.*, 2011). En el 2014 en México se sembraron 1,008 ha de pepino en invernadero, con rendimiento de $110 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ como media de producción (Lopez *et al.*, 2015).

1.6. Principales plagas del cultivo de pepino

Las **plagas** de invernadero son las mismas que se presentan al aire libre; una de las mejores formas de evitar los problemas de las plagas en los invernaderos es la práctica de saneamiento.

Antes de establecer el cultivo se debe de estar seguro de que el invernadero se encuentre libre de plagas, el cual se lograra mediante una limpieza total y fumigación del mismo. Es aconsejable que todo el suelo que se utilice en el invernadero sea esterilizado mediante vapor o productos químicos, al igual todas las plantas que se introduzcan al invernadero deben estar libres de plagas, el área que rodea al invernadero se debe de encontrar libre de malezas y otras plantas que puedan albergar plagas (López *et al.*, 2011).

Dentro de las principales plagas que atacan al cultivo del pepino se encuentran las siguientes:

1.6.1. Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*).

El ciclo de vida de la mosquita blanca está regulado por las condiciones climáticas del medio y de los hospederos. Siendo el rango óptimo para su desarrollo de 15 a 20 °C.

Las hembras ovopositan desde 60 huevecillos hasta 250 en el envés de las hojas. Pasa por cuatro estadios ninfales posteriores emergen el adulto. Las ninfas pasan todos los estadios en el envés de las hojas extrayendo los jugos de la planta. El adulto tiene mayor actividad en las primeras horas calurosas del día, desplazándose por sí solo a pequeñas distancias, con ayuda del viento invade áreas retiradas. El ciclo de vida es aproximadamente de 20 días (Samaniego *et al.*, 2018).

Daños: el tipo de daño varía según la especie, causan daños directos, debilitando la planta por la extracción de savia; los síntomas son amarillamiento, moteado y encrespamiento de las hojas, seguido por necrosis y defoliación, otro daño es la formación de fumagina, la cual reduce la eficiencia fotosintética de la hoja. En cuanto a daños indirectos son los más importantes, porque aun en bajas poblaciones transmiten enfermedades virales en el cultivo (Alonso, 2015).

1.6.2. Minador de la hoja (*Liriomyza* spp).

Ciclo biológico la duración del ciclo está influenciada por la temperatura y alimento, fundamentalmente; existiendo algunas variaciones según especies. Como valor medio puede citarse una duración de 16 días a 25 °C.

Daño: Las hembras adultas realizan las puestas dentro del tejido de las hojas jóvenes, donde comienza a desarrollarse una larva que se alimenta del parénquima foliar, ocasionando las típicas galerías que posteriormente se necrosan. Estos daños reducen la capacidad fotosintética de la planta. Una vez finalizado el desarrollo larvario, las larvas salen de las hojas para pupar, en el suelo o en las hojas, para dar lugar posteriormente a los adultos. Realizar muestreos, uso de trampas amarillas pegajosas para determinar la infestación. Esta plaga se controla bien con insectos benéficos. La población se eleva cuando se abusa de productos que matan todo (especialmente los piretroides y carbamatos) (Ortiz *et al.*, 2009).

1.6.3. Pulgón (*Aphis gossypii* y *Myzus persicae*).

Estas son las dos especies más comunes y abundantes en los invernaderos. Presentan polimorfismo, con hembras aladas y ápteras de reproducción vivípara. Las formas ápteras del primero presentan sifones negros en el

cuerpo verde o amarillento, mientras que las *Myzus* son completamente verdes (en ocasiones pardas o rosadas).

Daños: forman colonias y se distribuyen en focos que se dispersan. El daño directo lo ocasionan los adultos y las larvas al alimentarse de la savia de la planta haciendo que las hojas se enrollen y se encrespen debido a la acción de la saliva. Los ataques fuertes causan marchites de los brotes jóvenes, decoloración y caída prematura de las hojas y crecimiento retardado. Un daño indirecto que ocasionan es el desarrollo de fumagina (un hongo que impide la absorción de luz) debido a la secreción azucarada que dejan sobre las hojas durante su alimentación que fomenta el crecimiento de este hongo. Otro daño indirecto y sumamente importante es que son vectores de virus y tienen la capacidad de diseminarlo de planta en planta y de campo en campo, especialmente el virus del mosaico del pepino (CMV) (Alonso ,2015).

1.6.4. Araña roja (*Tetranychus urticae*).

Es una plaga que afecta a numerosos cultivos en todo el mundo. A pesar de su tamaño pequeño son capaces de causar daños serios en poco tiempo debido a su gran capacidad reproductiva (100 - 200.huevecillos por hembra) y su rápido desarrollo de resistencia a acaricidas e insecticidas y su corto ciclo de vida (9 a 14 días). La araña roja (*Tetranychus urticae*) es, por mucho, la especie más importante en invernaderos y en muchos cultivos a campo abierto.

Daños: la araña roja inicia su infestación en la parte media de la planta, continuando de manera ascendente hacia los brotes. Las formas móviles del acaro (larva, ninfas y adultos) se alimentan extrayendo el contenido de las células de los tejidos, las cuales adquieren coloración blanquecina, más tarde amarillenta y marrón cuando se necrosa. Los daños en las hojas se producen en el envés y se manifiestan por zonas amarillentas en el haz. Como consecuencia hay una disminución de la actividad fotosintética, aumenta la transpiración provocando reducción del crecimiento, retraso de la floración y disminución del tamaño de frutos. En pepino, un daño del 30% de la superficie foliar ya puede provocar la pérdida del cultivo (Ortiz *et al.*, 2009).

1.6.5. Trips (*Frankliniella occidentalis*).

Los adultos colonizan los cultivos realizando las posturas en hojas, frutos y preferentemente en flores (porque son florícolas), donde se localizan los mayores niveles de población de adultos y larvas nacidas de las puestas.

Daños: los trips occidentales de las flores (*Frankliniella occidentalis*) prefieren alimentarse de los tejidos vegetales en desarrollo, tales como las yemas apicales y las florales. El desarrollo posterior de los tejidos provoca una grave deformación de las hojas y flores e incluso hace que las yemas florales no se abran. Los frutos también pueden sufrir daños, incluso a bajas densidades, produciéndose malformaciones como la ondulación del fruto que a veces se observan en los cultivos de pepino (Salvador, 2014).

Observación: luego del ataque del trips aparecen las hormigas para alimentarse de las secreciones y la fumagina.

El trips occidental de las flores es el principal vector de virus de la marchitez del tomate y del virus de la necrosis apical del tomate.

1.7. Principales enfermedades del pepino

El éxito de una producción agrícola implica rendimientos óptimos por unidad de superficie bajo las condiciones deseadas al cultivo, para obtenerlos se deben cultivar variedades bien adaptadas y productivas.

Desgraciadamente, todas las plantas están propensas al desarrollo de enfermedades, que, de acuerdo a condiciones ambientales favorables, dichas enfermedades inician su desarrollo con la siguiente destrucción parcial o total del cultivo. Para disminuir este peligro es necesario establecer normas de manejo de los cultivos encaminadas a mantener continuamente altos niveles de producción (Zamudio & Félix; 2014).

Las enfermedades que afectan al cultivo de pepino atacan principalmente: raíces, tallos y hojas; las cuales pueden desarrollar principalmente durante el crecimiento del cultivo, afectando la formación del fruto. Algunas de estas enfermedades son:

1.7.1. Mosaico común del pepino (*Cucumis virus*).

También conocido como virus del mosaico del pepino (CMV).

Entre todas las enfermedades que atacan al pepino, el virus del mosaico del pepino (CMV) es la más importante. Este virus tiene una amplia distribución en el mundo y es uno de los más infecciosos y destructivos, generando pérdidas significativas en pepino y gran cantidad de hortalizas.

La transmisión del virus mosaico del pepino (CMV por sus siglas en inglés). La principal fuente de transmisión del virus es, mediante un vector, principalmente áfidos o coloquialmente llamados pulgones. Sin el adecuado manejo del vector y huésped del virus, puede causar la muerte total del cultivo de pepino en menos de un mes.

Síntoma: el característico de la enfermedad es el mosaico color verde o amarillo generando en las hojas del cultivo, color que puede continuar hasta generar clorosis generalizada y finalmente necrosis. Otros síntomas que presenta son el enanismo (disminución del desarrollo de la planta), las hojas comienzan a generar una curvatura, presentan deformación y reducen el tamaño de la lámina foliar (en casos severos solo quedan las nervaduras de la hoja). Cuando se afectan las hojas jóvenes, estas pueden presentar un acortamiento en la longitud de los entrenudos y toman la forma de una roseta. Las flores se distorsionan y presentan en algunas ocasiones pétalos verdes, al igual que disminuye su formación y por consiguiente la generación de frutos. En infecciones severas los frutos quedan pequeños, con malformaciones, de aspecto rugoso en la epidermis y sufren decoloración. (De Blas *et al.*, 1993)

No se conoce tratamiento químico preventivo, y, por lo tanto, hay que disminuir los efectos de la enfermedad procurando las mejores condiciones de vegetación para el cultivo a establecer.

1.7.2. Mildiu lanoso o velloso de las cucurbitáceas (*Pseudoperonospora cubensis*)

El mildiu velloso es causado por el hongo *Pseudoperonospora cubensis*. Es de las enfermedades foliares más importantes y las condiciones propicias para su desarrollo son cuando la humedad se mantiene por periodos prolongados de tiempo. Esta es la razón por la cual el mildiu velloso causa tanto problema ya que solo necesita el rocío de la noche para activarse y

desarrollarse. Tiene la facilidad de sobrevivir en plantas hospederas silvestres de la familia de las cucurbitáceas.

Síntomas: Los síntomas más visibles están en las hojas más viejas (5-15 días de edad) y se propagan progresivamente a las hojas jóvenes conformen estas se expanden. Los síntomas consisten en pequeñas manchas ligeramente cloróticas al inicio, que luego llegan a ser amarilla brillante en el haz de la hoja, de forma irregular y limitadas por las nervaduras. Por el envés, el color es menos marcado y las lesiones se expanden permaneciendo del mismo color o llegando a necrosarse, aparece una esporulación característica de los hongos en forma de felpa de color gris azulado (de gris a púrpura). Si el clima es favorable o cuando hay alta humedad ambiental esto constituyen las estructuras denominadas esporangióforos y esporangias. Si el ataque es muy fuerte, las lesiones se expanden y unen hasta que las hojas se ponen necróticas. Con esto, las frutas pueden quedar expuestas al sol produciéndose el quemado con la consiguiente pérdida de producción y calidad de la cosecha (Salvador, 2014).

Por sí sola, la enfermedad reduce la concentración de azúcar en la fruta (es parásito obligado).

La dispersión es cuando se secan las hojas, este hongo es transportado por el viento, lluvias, el salpique, los trabajadores y las herramientas agrícolas.

1.7.3. Mildiu polvoriento o Cenicilla (*Erysiphe cichoracearum* y *Sphaerotheca fuliginea*)

El oidio, mildiu polvoso, ceniza o cenicilla polvoriento, comprende una serie de enfermedades con síntomas similares causados por diferentes especies de hongos. Los más importantes son *Erysiphe cichoracearum* y *Sphaerotheca fuliginea* (Sf). Esta enfermedad en pepino no es tan agresiva porque este cultivo tiene un grado mayor de resistencia que las otras cucurbitáceas, pero si se le puede encontrar en ocasiones cuando las condiciones ambientales son favorables. Esta enfermedad no necesita de alta humedad ambiental para propagarse, por lo tanto, puede presentarse también en época seca (verano). La temperatura óptima es de 20 a 27 °C; y la infestación se presenta entre 10 a 32 °C.

Síntomas: Se desarrollan primero en las hojas más viejas de la planta. Se ven manchas pequeñas blanquecinas, de forma circular y aspecto polvoriento (talcoso). El hongo se desarrolla tanto en las hojas como en los peciolo y tallos. Infecciones como pequeñas manchas blanquecinas pueden verse muy ocasionalmente en los frutos. Las hojas infectadas se arrugan, secan y desprenden de la planta. Al observar las lesiones jóvenes con lupa, se puede notar una masa color blanquecino, de forma circular y aspecto polvoriento desarrollándose sobre el tejido. Estas masas se componen de micelio y estructuras de reproducción del hongo. El viento es el encargado del transporte de las esporas y de la dispersión de la enfermedad (Salvador, 2014).

1.7.4. Antracnosis (*Colletotrichum orbiculare*)

Síntomas: En las hojas de pepino comienzan manchas amarillas como áreas húmedas y se tornan en manchas marrones más o menos circulares, alcanzando aproximadamente $\frac{1}{4}$ a $\frac{1}{2}$ pulgadas de diámetro y se forma un agujero imperfecto dentro de la mancha. Las hojas pequeñas en desarrollo pueden deformarse y la presencia de manchas marrones severas pueden causar quemazones en la hoja. Los peciolo de las hojas y las lesiones en los tallos son pocos profundos, alargados y de color café claro. En condiciones húmedas, las lesiones en los frutos son más o menos circulares, hundidas llenas de agua de color marrón que se va tornando a de color negro a medida que avanza la enfermedad y contienen masas de esporas de color rosado.

El hongo depende de que haya humedad y temperaturas bastante altas, considerándose como optima la temperatura de 23 °C son condiciones ambientales favorables necesarios para el desarrollo de la enfermedad. Los conidios no germinan por debajo de los 4 °C, ni por arriba de los 30 °C y tampoco germinan cuando carecen de una película de humedad.

El hongo puede vivir durante dos años en ausencia de un huésped adecuado. El hongo puede estar en la semilla y frecuentemente esta es la fuente de inóculo primario. Las esporas dependen del agua para la propagación y la infección. Es importante lavar con agua los frutos cosechados para que estos estén limpios antes de ser empacados, se recomienda esta actividad para que

la enfermedad no pueda atacar cuando estén almacenados. Las esporas también pueden propagarse a través de los equipos de cosecha o por los trabajadores cuando el follaje está húmedo o mojado (Ortiz *et al.*, 2009).

1.7.5. Tizón foliar o mancha de la hoja (*Alternaria cucumerina*)

La mancha foliar es producida por el hongo *Alternaria cucumerina*. Síntomas: las manchas foliares aparecen en las hojas más viejas y se diseminan sobre las más jóvenes, en dirección hacia las puntas de las enredaderas. Las manchas inician como manchas amarillas intensas o pálidas; o como pecas sobre la superficie del haz. Estas pequeñas manchas pueden estar rodeadas de zonas acuosas debido a la descomposición de la pared celular ocasionada por el hongo. Con el tiempo aumenta el diámetro de las manchas, inicialmente las manchas son pequeñas, pero pueden unirse o aumentar de tamaño formando grandes áreas. Las manchas más antiguas son circulares o de forma irregular y de color pardo a negro. En ciertas ocasiones, las manchas más antiguas pueden tener anillos concéntricos. Las bandas más oscuras dentro de las manchas contienen las esporas que son dispersadas por el viento. Las manchas individuales se vuelven frágiles y pueden desgarrarse, adquiriendo apariencia deshilachada dentro del tejido negrozco. Si la enfermedad se agrava, puede dar como resultado enchinamiento de hojas, defoliación, maduración prematura, menor rendimiento, frutos deformes y disminución del dulzor. La defoliación expone los frutos a quemarse del sol (López *et al.*, 2011).

El hongo se introduce a la planta por medio de heridas que esta pueda presentar o de forma directa. Una vez que el hongo se introdujo a la planta, las lesiones se pueden presentar en hojas, tallos flores y frutos. Las primeras en manifestar los síntomas son las hojas.

La variación de la temperatura diaria de 20° a 32 °C es ideal para el desarrollo de la enfermedad.

1.7.6. Nemátodo: (*Meloidogyne* spp.)

El nemátodo más importante que afecta el cultivo de pepino es el nemátodo nodulador, *Meloidogyne* sp. Si no se controlan apropiadamente este

nemátodo pueden causar daños severos y hasta la pérdida de la cosecha. El daño a la cosecha es mayor en suelos arenosos y con buen drenaje.

Síntomas: El nemátodo *Meloidogyne* produce los típicos nódulos en las raíces que le dan el nombre común de “rosario radicular o batatilla”. Penetran en las raíces desde el suelo. Las hembras al ser fecundadas se llenan de huevos tomando un aspecto globoso dentro de las raíces. Esto unido a la hipertrofia que producen en los tejidos de las mismas, da lugar a la formación de los típicos “rosarios”.

Los daños ocasionados por esta plaga producen la obstrucción de vasos e impiden la absorción por las raíces, lo cual ocasiona un menor desarrollo de la planta y la aparición de síntomas de marchitez en verde en las horas de más calor, reducción en el tamaño y número de las hojas, clorosis y enanismo desde moderada a severa. Se transmite con facilidad por el agua de riego, con el calzado, con implementos agrícolas y con cualquier medio de transporte de tierra (Zamudio & Félix; 2014).

1.7.7. Pudrición de la raíz y el tallo (*Fusarium oxysporum*).

Síntomas: los daños directos por este hongo son estrías necróticas en los tallos, amarilleamiento de las hojas basales, decadencia radicular, marchitez y muerte de las plantas. En un corte transversal de los tallos se aprecia una coloración parda de una parte o de todo el sistema vascular. Sobre las estrías se observan frecuentemente un moho rosa anaranjado.

A veces las estrías no se forman desde la base del tallo, sino a partir del tercer o cuarto nudo, extendiéndose hacia el ápice de la planta y alcanzando a los peciolo de las hojas, pedúnculos y frutos, produciéndoles una podredumbre húmeda en la que se observa a veces el micelio del hongo.

La temperatura del suelo y del ambiente influye de manera notable en el desarrollo de la enfermedad. Con temperaturas relativamente frescas, entre los 20 y 23°C son las condiciones favorables para el desarrollo de la enfermedad (Zamudio & Félix; 2014).

1.8. Agricultura en ambiente protegidos

El ambiente protegido se define como las estructuras o construcciones cerradas con material transparentes a la radiación solar y dentro de las cuales se mantiene un microclima artificial (MAG, 2003). Además, permite aumentar al máximo la capacidad de producción de un cultivo, optimizando el ambiente, el manejo de la planta, el riego, la nutrición y la sanidad desde la germinación hasta la cosecha.

La agricultura protegida es el sistema de producción realizado bajo diversas estructuras y cubiertas, entre los que destacan los invernaderos, que tienen como características básicas la protección contra los riesgos inherentes a la producción de cultivos a libre exposición, su función principal es recrear las condiciones óptimas y apropiadas de radiación, temperatura, humedad y dióxido de carbono, para generar la reproducción, desarrollo y crecimiento de la planta, incrementando la producción en cantidad, calidad y oportunidad comercial, producir fuera del época, precocidad en los frutos, posibilidad de obtener más de un ciclo del cultivo en un año (Castañeda *et al.*, 2007; Moreno, Aguilar & Luévano, 2011).

La producción de hortalizas bajo condiciones de protegidas va en aumento, hoy en día lo que más se produce en invernadero son las hortalizas de alta rentabilidad ejemplo; el tomate, pepino, melón y pimiento, así como también ornamentales (rosas, petunias, crisantemos etc.) y plantas medicinales. (Márquez *et al.*, 2008).

En México, la producción de hortalizas bajo invernadero se ha incrementado significativamente durante los últimos años, siendo importante la producción de pepino (*Cucumis sativus L.*), ocupando el 10 % de la superficie invernada. (Ortiz *et al.*, 2009). En nuestro país se cuentan alrededor de 15300 ha (Ortega-Martínez *et al.*, 2014). La Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación menciona que en México se distribuye la agricultura protegida el 66 % corresponde a invernaderos, 11 % macro túneles, 10 % casa sombras, 5 % micro túneles, 5 % techo sombra y 3 % pabellón. Entre los estados de que producen en mayor cantidad bajo condiciones protegidas se encuentra Sinaloa 22 %, Baja California 14 %, Baja

California Sur 10 % y Jalisco con un 10 %, esto representa más del 50 % de la producción protegida (Juárez *et al.*, 2011). Pero además el cultivo bajo agricultura protegida permite controlar el suministro de agua, manejo integrado de plagas, uso de buenas prácticas agrícolas, acatamiento de los estándares fitosanitarios para exportación, entre otros como la temperatura y suministro de fertilizantes, así como también el sustrato juega un papel importante para tener un mejor cultivo (Casierra *et al.*, 2007).

1.9. Agricultura orgánica

En la actualidad, diversos factores de carácter ambiental, social, económico, cultural y político, han motivado el interés por el desarrollo de la agricultura orgánica, reconociéndose como una alternativa económicamente eficiente, socialmente justa y ecológicamente sostenible con potencial para atenuar los impactos negativos atribuidos a la agricultura convencional (Gómez *et al.*, 2010). En este sentido, la agricultura orgánica es el sistema de producción que proscribe el empleo total de plaguicida y fertilizantes se basa en la aplicación de abonos orgánicos y prácticas agrícolas que están diseñadas para restablecer y mantener un balance ecológico de la biodiversidad (Pérez & Landeros, 2009). Más que una tecnología de producción, la agricultura orgánica es una estrategia de desarrollo que se fundamenta no solamente en un mejor manejo del suelo y un fomento al uso de insumos locales, sino también en un mayor valor agregado y una cadena de comercialización más justa (Espinoza-Villavicencio *et al.*, 2007).

La producción orgánica, biológica o ecológica, es un sistema de producción basado en la utilización óptima de los recursos naturales y alternativa sustentable para atenuar dichos problemas, sin emplear productos de síntesis química (Gómez *et al.*, 2006).

La producción de alimentos orgánicos, se producen bajo un conjunto de procedimientos que tienen como objetivos la obtención de alimentos más saludables libres de agroquímicos, fertilizantes sintéticos, con alto valor nutricional. y la protección del medio ambiente a través del uso de técnicas no contaminantes (Goh, 2011). Este tipo de agricultura permite rescatar el conocimiento indígena y prácticas tradicionales. Es un sistema de producción

alternativa que evita el uso de plaguicidas y fertilizantes sintéticos, y se basa en el control biológico de plagas, rotación de cultivos, abonos verdes y compost para mantener la fertilidad del suelo (Goh, 2011).

De acuerdo al instituto de investigación de agricultura orgánica en el año 2014 habían 43.7 millones de hectáreas de tierra cultivadas orgánicamente y alrededor de 2.3 millones de productores dedicados a la producción orgánica. En el ámbito mundial, México ocupa la posición 17 respecto a la superficie producida orgánicamente con 501 364 ha, el tercero con respecto al número de productores (169,703) (Lernoud & Willer, 2016) y es el país con mayor diversidad de cultivos producidos en sistema orgánicos, con alrededor de 81 cultivos. Los principales estados productores orgánicos son Chiapas (119,240 ha, el 32 % de la superficie agrícola orgánica en México), Oaxaca (64,495 ha, el 17 %), Michoacán (48,717 ha, el 13 %), Guerrero (18,307 ha, el 5 %), Tabasco (17,305 ha, el 5 %), Veracruz (14,814 ha, el 4 %), y otros (59,732 ha, 16 %). De los 81 cultivos producidos orgánicamente, el café (*Coffea arabica* L.) es el más importante con 50 % de total de la superficie cultivada orgánicamente (185. 93 ha), en segundo lugar, se ubican las hortalizas, con el 10 % de la superficie (35,414 ha) y en tercer lugar está el aguacate (*Persea amaericana* Mill.) con 8 % de la superficie (31,572 ha), a estos cultivos le siguen las hierbas con 30,199 ha, el cacao (*Theobroma cacao* L.) con 14,796 ha, el mango (*Mangifera indica* L.) con 12,465 ha, la uva silvestre (*Vitis viifera* L.) con 12,032 ha, el agave (*Agave americana* L.) con 11,566 ha, el coco (*Cocos nucifera* L.) con 9,031 ha, y otros con 30,376 ha (Gómez *et al.*, 2010).

1.10. Rizósfera

La rizósfera es la capa de suelo que rodea las raíces de las plantas, es un hábitat muy favorable para la proliferación de microorganismos y ejerce un impacto potencial sobre la salud de las plantas y la fertilidad del suelo. La rizósfera fue descrita por Lorenzo Hiltner en el año 1904, como la estrecha zona del suelo que rodea las raíces, donde las poblaciones de microorganismos son estimulados por los exudados de las raíces de las plantas (Hartmann, Rothballer, & Schmid, 2008). El concepto original de

rizósfera se ha ampliado para incluir el suelo que rodea a la raíz en la que las propiedades físicas, químicas y biológicas se han cambiado por el crecimiento y actividad de las raíces. La rizósfera se divide en tres partes: rizoplano (microorganismos pegados a la raíz), endorizósfera (microorganismos dentro de la raíz) y ectorizósfera (microorganismos que actúan de manera circundante a la raíz). Los microorganismos presentes en las rizósfera incluyen microartrópodos, algas, protozoos, nemátodos, hongos y bacterias (Johansson *et al.*, 2004), siendo las bacterias los microorganismos más abundantes (Weston, Ryan & Watt, 2012). Se estima que la concentración de bacterias en la rizósfera es de 10 a 1000 veces mayor que en el suelo que no esta influenciado por la rizosfera (Lugtenberg & Kamilova, 2009).

Las funciones de la raíz no se limitan solo por el anclaje de la planta al suelo y a la captación de agua y nutrientes, sino que, a través de sus exudados radiculares, la planta es capaz de modificar las condiciones físico-químicas del suelo, así como de establecer una comunicación química con los microorganismos presentes en él, alterando la población microbiana de manera directa o indirecta (Dutta & Podile, 2010).

La rizósfera es muy rica en nutrimentos como azúcares, aminoácidos, ácidos orgánicos, hormonas, nucleótidos, ácidos grasos, esteroides, factores de crecimiento, enzimas, flavonoides y otras moléculas pequeñas en la parte de exudados radicales. Estos compuestos cumplen muchas funciones y que suponen un importante costo de carbono para la planta. Los microorganismos encontrados en este medio, requieren de energía para su metabolismo. Los exudados radicales también condicionan la diversidad y densidad de microorganismos en la rizósfera. Los exudados radicales pueden atraer beneficios, pero también atraen a microorganismos patógenos (Goswami *et al.*, 2016).

Los microorganismos presentes en la rizósfera muestran efectos sobre el desarrollo y rendimientos de las diversas especies de plantas ya que dichas bacterias tienen la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico, además de metabolizar compuestos indólicos (Hernández *et al.*, 2004). Además, existen diferentes tipos de interacciones en la rizósfera, incluidas: 1) interacciones

entre la raíz-microorganismos e 2) interacciones entre microorganismos. Son divididas en perjudiciales, neutrales y benéficas. En general, los beneficios de la interacción planta-microorganismo incluyen cuatro diferentes efectos: fitoestimulantes, biofertilización, biorremediación y control de microorganismo fitopatógenos (Saharan & Nehra, 2011).

Los microorganismos de la rizósfera son esenciales porque juegan un papel muy importante en el metabolismo o transformación de los nutrientes de las plantas y pueden producir fitohormonas las cuales son importantes para el desarrollo de la planta. Dentro de éstos microorganismos se encuentran las bacterias promotoras del crecimiento vegetal, y de estas las más estudiadas son las rizobacterias (López *et al.*, 2015).

1.11. Rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal

Las bacterias conocidas como rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal o PGPR (por sus siglas en inglés, que significa *Plant Growth Promoting Rhizobacteria*), fue acuñada por J. W. Kloepper y M. N. Schorth en 1978, para describir las bacterias que habitan la rizósfera y que afectan positivamente el desarrollo de las plantas (Labra-Cardón *et al.*, 2012), estas pueden ser de vida libre o asociativas, aerobias, anaerobias y son conocidas como microorganismos benéficos utilizados en lugar de productos químicos sintéticos porque son capaces de estimular el crecimiento de las plantas (Esitken *et al.*, 2010). Entre la comunidad microbiana de la rizósfera, las bacterias (rizobacterias) son las más conocidas (95 %) y las más abundantes, debido a su alta tasa de crecimiento y a la capacidad de utilizar diferentes fuentes de carbono y nitrógeno. La concentración de rizobacterias en la rizósfera puede llegar a 10^{12} UFC g^{-1} de suelo. Sin embargo, en suelos de ecosistemas estresados, la carga de rizobacterias podría ser menor a 10^4 UFC g^{-1} del suelos (Glick, 2012). Las RPCV son capaces de colonizar raíces de las plantas y mejorar el crecimiento de las plantas de manera directa e indirecta y poseen varios modos de acción complejos que interactúan entre sí para establecer relaciones benéficas (Camelo *et al.*, 2011). Por otro lado, son capaces de adaptarse, colonizar y persistir en la rizósfera de la planta (Moreno & Galvis, 2013). Donde mantienen poblaciones de individuos a un nivel que

permite su efectividad (Barea *et al.*, 2005). Las cuales pueden beneficiar a los cultivos ya que desempeñan un papel importante en la implementación de la agricultura sostenible (Ahemad & Kibret, 2013). Por Consiguiente, estos microorganismos tienen un gran impacto ecológico y económico, ya que favorece el incremento del rendimiento y reducen el uso de fertilizantes químicos (Alarcón *et al.*, 2000).

Algunas ventajas de las que se han descrito del uso de RPCV con respecto a la alternativa química son: 1) reducen tanto el daño ambiental causado por la sobre fertilización química, así como el riesgo a la salud humana disminuyendo la necesidad de aplicación de agroquímicos tóxicos, 2) Se multiplican, lo cual implica que una vez inoculado el suelo con las PGRP, pueden mantener su presencia en él. 3) Su utilización es compatible tanto en sistemas agrícolas convencionales como orgánicos (Berg, 2009). Posee capacidad de adaptación a diferencia condiciones de pH, temperatura y humedad, y se considera como un producto orgánico natural, no toxico y cuyo uso reduciría los riesgos para la salud y medio ambiente. Además, los géneros más comunes encontrados en los ecosistemas terrestre son *Agrobacterium*, *Arthrobacter*, *Azoarcus*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Alcaligenes*, *Bacillus*, *Burkholderia*, *Caulobacter*, *Chromobacterium*, *Enterobacter*, *Erwinia*, *Flavobacterium*, *Klebsiella*, *Micrococcous*, *Pantoea*, *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Serratia* entre otros (Ahemad y Kibret, 2013; Spaepen *et al.*, 2009; Beneduzi *et al.*, 2008). Aparte del crecimiento de las plantas, también se emplea para controlar patógenos, mejora la calidad del fruto y la mejora de la eficiencia de fertilizantes (Kloepper *et al.*, 2004).

Por otra parte Martínez (1996) plantea que ciertos géneros bacterianos, fijan el nitrógeno atmosférico en proporciones considerables. Goendi & Adiningsih (1995) encontraron que los géneros *Azospirillum* y *Azotobacter* producen polisacáridos extracelulares durante su crecimiento y proliferación. Estos compuestos son efectivos en la formación de agregados del suelo, lo que trae como consecuencias mejoras en el intercambio gaseoso y en la capacidad hídrica de los suelos.

Dentro del grupo de las PGPR se incluyen varios géneros bacterianos. Se destacan los géneros *Arthrobacter*, *Bacillus*, *Enterobacter*, *Azospirillum*, *Pseudomonas* y *Azotobacter*, de las cuales las últimas constituyen candidatos ideales dentro de este grupo (Bashan *et al.*, 2007).

Se ha encontrado además que las PGPR pueden suprimir enfermedades producidas por microorganismos fitopatógenos a través de la producción de sideróforos, síntesis de antibióticos, enzimas y/o compuestos fungicidas (Lugtenberg & Kamilova, 2009).

1.12. Modo de acción de las RPCV

La promoción del crecimiento de las plantas por las RPCV es un fenómeno bien conocido, y esta mejora del crecimiento se debe a ciertos mecanismos de las rizobacterias. Algunos de estos mecanismos son muy comunes entre ciertas especies bacterianas, sin embargo, otros mecanismos podrían ser específicos con algunas especies en particular. Existen varios mecanismos utilizados por las RPCV para mejorar el crecimiento y desarrollo de las plantas en diversas condiciones ambientales. En general, las RPCV funcionan como biofertilizantes, bioestimuladores, bioremediadores y biocontroladores (Nadeem, *et al.*, 2013; Tjamos *et al.*, 2010; Vessey, 2003).

Las RPCV ejercen efectos benéficos en las plantas a través de mecanismos directos e indirectos, o una combinación de ambos (Parray *et al.*, 2016).

1.12.1. Mecanismos de acción directos de las RPCV

Entre los mecanismos directos destacan: la fijación de nitrógeno (N); la síntesis de fitohormonas, vitaminas y enzimas, la solubilización de fósforo (P) inorgánico y la mineralización de fósforo orgánico, la oxidación de sulfuros, el incremento en la permeabilidad de la raíz, la producción de nitritos, la acumulación de nitratos, la reducción de la toxicidad por metales pesados y de la actividad de la enzimas ACC desaminasa, la secreción de sideróforos, la reducción de los niveles de etileno en los suelos, y el incremento de la permeabilidad de las raíces (Esquivel-Cote *et al.*, 2013; Pii *et al.*, 2015).

La promoción del crecimiento vegetal directa por las RPCV se puede derivar de la solubilización del fósforo, la producción de reguladores de crecimiento, tales como auxinas, giberelinas (GAs), citoquininas e inhibidores de etileno, mediante la obtención de las cantidades metabólicas de las raíces y/o mediante el suministro de nitrógeno fijado biológicamente (Khan, Zaidi, & Wani, 2007).

Los microorganismos actúan sobre la planta, dentro de estos encontramos la producción de promotores del crecimiento vegetal (fitohormonas) como son las auxinas, giberelinas y citoquininas estas influyen en la arquitectura del sistema radicular y el desarrollo del aéreo de la planta, jugando un papel fundamental en la absorción de agua y el mejoramiento de la nutrición al aumentar su acceso a los nutrientes en el suelo (Persello-Cartieaux, Nussaume, & Robagli, 2003); además también generan una mejor regulación de estomas, lo que evita su deterioro el cual está asociado al marchitamiento de plantas (Kloepper *et al.*, 1991).

Las bacterias le proporcionan a la planta compuestos sintetizados por ella misma, y le producen así un beneficio a la planta. Estos compuestos pueden ser nitrógeno, hormonas del crecimiento y ciertos nutrientes como hierro o fósforo, provenientes del mundo natural (Antoun & Prévost, 2006).

El mecanismo de acción directo de las RPCV por excelencia es la producción de fitohormonas. Algunas especies de los géneros *Pseudomonas*, *Azotobacter* y *Bacillus* liberan ácido indol-acético (AIA), giberelinas o citoquininas en la rizósfera de las plantas, ejerciendo un efecto estimulador del crecimiento especialmente marcado cuando éstas están en estado de plántula (Lugtenberg & Kamilova, 2009).

1.12.2. Mecanismos de acción indirecta de las RPCV

Los mecanismos indirectos se caracterizan porque las RPCV ocasionan la disminución o eliminación de microorganismos fitopatógenos, ya sea a través de la producción de sustancias antimicrobianas o de antibióticos, de enzimas líticas o una combinación de estas; por competencia de nutrientes o de espacio en el nicho ecológico, así como por estimulación de las defensas naturales de la planta mediante mecanismos de biocontrol; la inducción de

resistencia sistémica (IRS) a un amplio espectro de organismos patógenos y la producción de sideróforos, como mecanismos para secuestrar el Fe disponible en los suelos y con esto limitar el desarrollo y la presencia de dichos fitopatógenos; producción de antibióticos y cianuro de hidrogeno que impactan sobre los fitopatógenos; hidrólisis de moléculas como el ácido fusárico generado por estos para liberar 1-3-glucanasa, con la cual se inhibe el desarrollo de la pared fúngica de hongos como *Phytium ultimum* y *Rhizoctnia solani* (Esquivel-Cote *et al.*, 2013).

Las RPCV producen sideróforos los cuales pueden solubilizar y quelar el hierro de la rizósfera y así de este modo inhiben el crecimiento de microorganismo fitopatógenos (Caballero-Mellado, 2006), de igual manera son capaces de producir y secretar quitinasas las cuales se ha demostrado ser eficaces como agente de control biológico (Inbar & Chet, 1991). Las actividades positivas que ejercen las RPCV en las plantas pueden incluir aquellas que son de interés agrícolas, logrando incrementos en la producción y reducción costos y no causan daños al medio ambiente o la salud humana (Rojas-Solís *et al.*, 2016). Además, algunas RPCV tienen, también una función en la degradación de contaminantes orgánicos (Saharan & Nehra, 2011).

Las RPCV pueden funcionar como antagonicos. El microorganismo es capaz de inhibir diferentes patógenos perjudiciales para el desarrollo de las plantas causadas por los fitopatógenos. Cuando existen problemas de fitopatógenos en los cultivos se genera una competencia en espacio, nutrientes, agua, luz, oxígeno, etc. Lo que genera un grave problema para la producción de alimentos (Compant *et al.*, 2005).

Las bacterias protegen a las plantas de microorganismos fitopatógenos. Estos métodos suponen una alternativa potencial porque es un método de control biológico y su utilización como herramienta biotecnológica parece una esperanzadora realidad que reducirá los impactos adversos de agroquímicos, y permitirá una gestión más razonable y sostenible del suelo (Antoun y Prévost, 2006). Los géneros *Pseudomonas* y *Bacillus* son capaces de controlar patógenos, sobre todo hongos, sintetizando moléculas antifúngicas.

Además, existen cepas bacterianas capaces de sintetizar sustancias (antibióticos) contra otras bacterias (Whipps, 2001).

Cuando la estimulación del crecimiento es indirecta, la bacteria libera algún metabolito, que afecta a otros factores rizosféricos que revierten en una mejora o estimulación del crecimiento de la planta (Kloepper, 1992).

1.13. Fijación biológica de nitrógeno

El nitrógeno (N) es un elemento esencial para todas las formas de vida; es indispensable para la síntesis de ácidos nucleicos, proteína y otros compuestos orgánicos nitrogenados. Lamentablemente no hay especies de plantas que sea capaz de convertir el nitrógeno atmosférico (N_2) a amonio (NH_4^+) (Das, Kumar & Kumar, 2013). Por lo tanto, las plantas dependen de la fijación biológica de nitrógeno (FBN) que es la reducción enzimática de nitrógeno atmosférico (N_2) a amonio (NH_4^+), compuesto químico del nitrógeno que puede ser utilizado por las plantas, la transformación de N_2 a Nitrógeno biodisponible se consigue mediante la enzima denominada nitrogenasa (Annan, Golding, Zhao, & Dong, 2012). Se estima aproximadamente que cerca del 80% del nitrógeno fijado en el planeta se debe a la actividad del género Gram-negativo de bacterias *Rhizobium* (Sessitsch *et al.*, 2002). De hecho, la FBN representa aproximadamente dos tercios del nitrógeno fijado a nivel mundial, mientras que el resto del nitrógeno es aportado principalmente por el proceso industrial Haber-Bosch (Rubio & Ludden, 2008), el cual consiste en hacer reaccionar las sustancias elementales N_2 , e hidrógeno (H_2), a alta temperatura, alta presión y en presencia de un catalizador (Sosa, 2015). Dada la volatilidad (y la tendencia general al alza) de los precios del petróleo y los intentos mundiales de disminuir las emisiones de gases de efecto invernadero asociadas con el uso agrícola de N que contienen los fertilizantes sintéticos producidos por el proceso de Haber-Bosch, la FBN podría ser una alternativa en la sustitución de los fertilizantes inorgánicos en los sistemas de producción de cultivos no leguminosos (James & Baldani, 2012).

La fijación biológica de nitrógeno se lleva a cabo en bacterias asociadas a plantas y en bacterias de vida libre, que están ampliamente distribuidas en la naturaleza (Molina *et al.*, 2015). Las bacterias fijadoras de nitrógeno son

capaces de entrar en las raíces de la rizósfera, particularmente en la base de las raíces laterales emergentes, entre las células epidérmicas y los pelos radiculares (Cocking & Edward, 2003). Dentro de los microorganismos fijadores de nitrógeno en forma no simbiótica se reportan los géneros *Azotobacter* sp, *Azospirillum* sp, *Pseudomonas* sp, *Enterobacter* sp, *Klebsiella* sp y *Beijerinckia* sp, así como también los géneros *Sinorhizobium*, *Rizobium*, *Bradyrhizobium*, *Mesorhizobium*, *Sinorhizobium* y *Azorhizobium* y la familia Rhizobiacea, que pueden encontrarse en las raíces de las plantas, principalmente las leguminosas. Estos microorganismos son los responsables de la porción más grande del nitrógeno fijado en el mundo (los microorganismos aportan 65 % del nitrógeno disponible en la biosfera) (Ludwig *et al.*, 2004). Las bacterias que fijan el N atmosférico en amonio, biológicamente utilizable, se denomina diazotróficas. Entre los organismos diazótrofes se encuentra un amplio rango de Arqueas y bacterias que colonizan a diversas especies vegetales, en una amplia variedad de ecosistemas (Venieraki *et al.*, 2011). Durante más de un siglo, la simbiosis entre las bacterias del género *Rhizobium* y las leguminosas ha sido considerada la forma más eficiente de fijar N atmosférico, haciéndolo disponible para las plantas. Sin embargo, en décadas recientes, el estudio de la FBN por bacterias asociativas, de vida libre o asimbióticas, proceso descubierto en 1901 por Martinus Willen Beijerinck, ha cobrado mayor atención por parte de los investigadores, con el propósito de encontrar alternativas a la creciente demanda de fertilizantes sintéticos (Pazos, Hernandez, Paneque y Santander, 2000).

1.14. Biofertilización

Dentro de los procesos que inciden en el desarrollo y producción de las especies vegetales, la nutrición es considerada como esencial. Esto se debe a que los cultivos son exigentes respecto a los niveles de nutrición mineral apropiados, exigencia que se debe a sus volúmenes de producción por unidad de superficie (Chailleux *et al.*, 2014). En ese sentido, el mejoramiento de la fertilidad del suelo ha sido una de las estrategias comúnmente utilizadas para incrementar la producción agrícola. Sin embargo, a través del tiempo se ha vuelto evidente que el empleo de fertilizantes sintéticos no ha resultado ser la

panacea esperada, ya que el total de los fertilizantes aplicados solo del 10 al 40 % es asimilado por las plantas (Bhardwaj *et al.*, 2014), y además, porque la pérdida de la fertilidad de los suelos, en los sistemas intensivos, ha obligado a los productores a incrementar el uso de estos fertilizantes para mantener su producción, a costa del incremento de los costos de producción y de los impactos ambientales (Cotler, Martinez, & Etchevers., 2016). Por otro lado, a consecuencia del encarecimiento de los fertilizantes sintéticos, las escasas reservas naturales de algunos minerales, así como los grandes consumos energéticos para su producción, se ha promovido el uso de las alternativas biológicas, no solo como una necesidad en la producción agrícola, sino también en la agricultura científica de hoy en día y del futuro, sin afectar el ambiente además de una factibilidad económica (Barroso *et al.*, 2015). El uso de biofertilización en la agricultura ha aumentado considerablemente durante las últimas dos décadas (Hayat, Ali, Amara, Khalid & Ahmed, 2010), estos son a base de microorganismos aplicados al suelo y/o planta con el fin de sustituir parcial o totalmente la fertilización sintética, así como disminuir la contaminación generada por los agroquímicos (Armenta-Bojórquez *et al.*, 2010), por consiguiente, se entiende por biofertilizantes todos aquellos productos que contienen microorganismo vivos, con capacidad para colonizar la rizósfera o el interior de las plantas, que aplicados al suelo y/o a éstas, a través de la inoculación, pueden vivir asociados o en simbiosis con las especies vegetales y les ayudan a su nutrición y protección (Mishra y Dash, 2014). Varios bioinoculantes base RPCV son utilizados comercialmente. Se les llama con nombres diferentes y tienen distintos mecanismos de acción: a) bioprotectores, reducen los daños causados por patógenos; b) biofertilizantes, mejoran la adquisición de nutrientes, c) bioestimulantes, a través de la producción de fitohormonas. Los mayores avances son reportados con los bioprotectores y con los géneros bacterianos como: *Bacillus*, *Paenibacillus*, *Streptomyces*, *Pseudomonas*, *Burkholderia* y *Agrobacterium*, que se utilizan actualmente como agentes de control biológico por disminuir la incidencia de enfermedades en las plantas mediante la activación de la resistencia sistémica inducida (ISR por sus sigla en inglés “induced systemic resistance”) y la producción de sideróforos y antibióticos (Tjamos, Tjamos, & Antoniu, 2010). Algunas RPCV cuando se inoculan en las semillas antes de la siembra,

son capaces de establecerse en las raíces de los cultivos (Saharan & Nehra, 2011). Algunas RPCV mejoran la salud de las plantas mediante el proceso denominado resistencia sistémica inducida, mecanismo de defensa a un amplio rango de agentes fitopatógenos e insectos herbívoros (Pieterse *et al.*, 2014). Las RPCV logran ISR a través de la fortificación de la fuerza física y la mecánica de la pared celular, así como el cambio de la reacción fisiológica y bioquímica de la planta que conduce a la síntesis de productos químicos de defensa contra el patógeno. La inducción de la ISR es a través de las vías de señalización del ácido jasmonico y etileno (Reddy, 2014).

Aunado a lo anterior, las cepas de RPCV comercializadas incluyen *A. radiobacter*, *A. brasilense*, *A. lipoferum*, *Azotobacter chroococcum*, *Bacillus firmus*, *B. licheniformis*, *B. megaterium*, *B. mucilaginous*, *B. pumilus*, *Bacillus* spp., *B. subtilis*, *B. subtilis* var. *amyloliquefaciens*, *B. cepacia*, *Delftia acidovorans*, *Paenobacillus macerans*, *Pantoea agglomerans*, *P. aureofaciens*, *P. chlororaphis*, *P. fluorescens*, *P. solanacearum*, *Pseudomonas* spp., *P. syringae*, *S. entomophilia*, *S. griseoviridis*, *Streptomyces* spp., *S. lydicus* y varias *Rhizobia* spp. Sin embargo, los cultivos inoculados con RPCV representan solo una pequeña fracción de la practica agrícola mundial (Glick, 2012).

En trabajos experimentales y de campo el efecto de los biofertilizantes ha sido reconocido como una forma de manejo sostenible de los agro ecosistemas (Dobbelaere, Vanderleyden, & Okon, 2003), por otro lado, la razón de usar el término fertilizantes es que algunos países se facilita el registro para su uso comercial (Bashan, 1998). Además, los microorganismos aplicados deben competir con una microflora nativa mejor adaptada a condiciones ambientales adversas, incluyendo falta de humedad en el suelo, alta salinidad y pH extremos, que pueden disminuir rápidamente la población de cualquier especie microbiana introducida (Armenta-Bojórquez *et al.*, 2010). También permite incrementar el valor agregado y rendimiento de los cultivos de 17 a 50 %, mejorando la fertilidad del suelo y reduciendo las poblaciones de microorganismos nocivos para los cultivos, así comprobado que al utilizar los biofertilizantes se tienen beneficios en la calidad de los frutos se incrementan

los sólidos solubles, contenido licopeno, ácido ascórbico, azúcares totales y reductores (Bona *et al.*, 2016; Ordookhani *et al.*, 2013).

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Localización del experimento

La investigación se realizó durante el ciclo agrícola primavera-verano 2018, en un invernadero de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, Torreón, Coahuila, México. El invernadero cuenta con un área de 200 m², es de forma semicircular, con cubierta de acrílico reforzado, piso de grava y sistema de enfriamiento automático mediante pared húmeda, cuatro ventiladores de techo y extractores.

2.2. Obtención de sustratos

3.2.1 Arena de río

Este tipo de material inorgánico fue obtenido de lecho del río Nazas, el que se encuentra en la región.

3.2.2 Perlita

Es un medio inerte que tiene una finalidad de proporcionar espacio poroso con el fin de lograr un desarrollo de raíces con mayor vigor, además facilita un mejor drenado del agua.

2.3. Llenado de macetas

Como maceta se utilizaron bolsas de polietileno negro con la capacidad de 20 litros, las cuales se llenaron con 18 kg del sustrato a base de arena de río y perlita, en una concentración de 75 % arena y 25 % perlita. Las bolsas fueron colocadas en doble hilera con una separación de 1.60 m entre hileras y con arreglo en “tresbolillo”, y una separación de 0.30 m. de centro a centro de maceta. La densidad de población fue de cuatro macetas por metro cuadrado.

2.4. Riegos para desalinizar los sustratos

Una vez llenadas las macetas se realizó un lavado a cada una de las macetas donde se le aplicaron 18 litros de agua corriente previo a la siembra, para lixiviar el exceso de sales del material orgánico. Esto debido a que al sustrato a base de arena de río y perlita se le aplicó un lavado para lixiviar de acuerdo a la metodología de Cano *et al.*, (2011).

2.5. Genotipo

Se utilizó las siguientes variedades de pepino (*Cucumis sativus* L.)

- Irit Americano
- Número 4 Americano

de la empresa Origene Seeds.

2.6. Siembra

La siembra se realizó manualmente, de forma directa el 25 de mayo del 2018. Colocando una semilla en cada maceta una profundidad de 2 cm, aproximadamente

Para la ejecución del proyecto de investigación se utilizaron un total de 288 plantas

2.7. Rizobacterias de estudio

Las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (RPCV) ó PGPR utilizadas para este trabajo fueron: *Bacillus paralicheniformis* (LBEndo1) y *Pseudomonas lini* (KBecto4), se obtuvieron de la colección de rizobacterias del Laboratorio de Ecología Microbiana de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez del Estado de Durango, Gómez Palacios, Durango, México. Dichas cepas son provenientes de la Poza Salada, Valle de Sobaco, Coahuila, México. Palacio-Rodriguez, *et al.*, (2017).

2.8. Inóculo

2.8.1. preparación del inóculo

Para la preparación de los inóculos bacterianos las dos cepas fueron inoculadas individualmente en medio líquido LB (Luria Bertani) y colocadas en una incubadora durante 24 horas a 30 °C, con agitación de 200 revoluciones por minuto (Precisión Scientific 815®), las concentraciones bacterianas se ajustaron a 1×10^8 UFC mL⁻¹ con buffer fosfato salino (PBS) al 0.5x.

2.8.2. Inoculación del cultivo

La primera inoculación de las RPCV se realizó el día 5 de junio del 2018, siete días después de la emergencia de las plántulas, cuando las plántulas

presentaban la primera hoja verdadera. La inoculación se realizó con una micropipeta, dejando caer 3 ml de la solución bacteriana a una concentración de 1×10^8 UFC mL⁻¹, en la parte basal del tallo de la plántula para que penetre directamente en la raíz. La segunda inoculación se realizó el día 4 de julio del 2018 a los 40 días después de la siembra. Al tratamiento testigo solo se le aplicó agua destilada.

2.9. Tutorado

El tutorado se comenzó a los 20 días después de la siembra (dds). La sujeción se realizó con hilo de polipropileno (rafia) sujeto de uno de sus extremos a la zona basal de la planta (liado) y de otro a un alambre por encima de la planta. Conforme la planta fue creciendo se fue guiando su crecimiento rodeando progresivamente al hilo de sujeción con el ápice principal.

2.10. Riego y fertilización

El volumen de agua de riego a las macetas se aplicó de acuerdo a las etapas fenológicas del cultivo, se inició con $\frac{1}{2}$ litro diario y después se le fue aumentando según las etapas y necesidades del cultivo. Para la preparación de la solución nutritiva Steiner(SN) al 75 y 100%. Las SNs fueron preparadas a partir de nitrato de calcio [Ca(NO₃)₂ 4H₂O], nitrato de potasio (KNO₃), sulfato de magnesio (MgSO₄ 7H₂O), sulfato de potasio (K₂SO₄), mas micronutrientes (Maxiquel®). El pH de las soluciones se ajustó a 5.5 con ácido fosfórico (H₃PO₄). La necesidad hídrica del cultivo se cubrió aplicando riegos de forma manual considerando las etapas fenológicas del cultivo.

2.11. Control de plagas

Para la identificación de plagas y enfermedades se colocaron trampas amarillas a una distancia de un metro de abajo hacia arriba según el crecimiento de la planta, entre más altas las plantas las trampas se subían más esto se llevó acabo como atrayente de mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) y pulgón. Durante el ciclo se presentaron estas dos plagas las cuales se controlaron con insecticida orgánico como es el extracto de neem (CYR® Cinna-Neem CE), cuya dosis fue 40 ml en 20 litros de agua aplicándose en las mañanas en intervalos de 4 días.

2.12. Factores estudiados

Factor A:

Bacterias: A1 = LBEndo1 (*Bacillus paralicheniformis.*)

A2 = KBecto4 (*Pseudomonas lini*)

A3 = Co-inoculante: inoculación LBEndo1 (*Bacillus paralicheniformis.*) + KBecto4 (*Pseudomonas lini*).

A4 = Sin RPCV

Factor B:

Variedades de pepino: B1 = Número cuatro Americano

B2 = Irit Americano

Factor C:

Dosis de fertilización: C1 = 100%

C2 = 75%

2.13. Análisis estadístico

Para el presente trabajo los datos fueron analizados bajo un diseño experimental de bloques al azar con tres bloques con arreglo factorial en los tratamientos, 4 x 2 x 2 con 6 repeticiones, en donde el factor A fueron las PGPR, el factor B las variedades de pepino y el factor C las dosis de fertilización, para el análisis de los resultados se utilizó el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System). En la figura 1 se presenta el croquis del experimento.

2.14. Tratamientos la combinación de los tres factores con sus diferentes niveles dio origen a los 16 tratamientos que se en listan en el cuadro 1.

Cuadro 1. Tratamientos establecidos con diferentes RPCV inoculadas, dosis de fertilización y variedad de pepino bajo condiciones de invernadero.

Tratamiento	RPCV inoculadas	Variedad	Dosis de fertilización
T1	LBEcto1 (<i>Bacillus</i> sp.)	#4 americano	100%
T2	LBEcto1 (<i>Bacillus</i> sp.)	#4 americano	75%
T3	LBEcto1 (<i>Bacillus</i> sp.)	Irit americano	100%
T4	LBEcto1 (<i>Bacillus</i> sp.)	Irit americano	75%
T5	KBecto4 (<i>Pseudomonas lini</i>)	#4 americano	100%
T6	KBecto4 (<i>Pseudomonas lini</i>)	#4 americano	75%
T7	KBecto4 (<i>Pseudomonas lini</i>)	Irit americano	100%
T8	KBecto4 (<i>Pseudomonas lini</i>)	Irit americano	75%
T9	Co-inoculante	#4 americano	100%
T10	Co-inoculante	#4 americano	75%
T11	Co-inoculante	Irit americano	100%
T12	Co-inoculante	Irit americano	75%
T13	Sin RPCV	#4 americano	100%
T14	Sin RPCV	#4 americano	75%
T15	Sin RPCV	Irit americano	100%
T16	Sin RPCV	Irit americano	75%

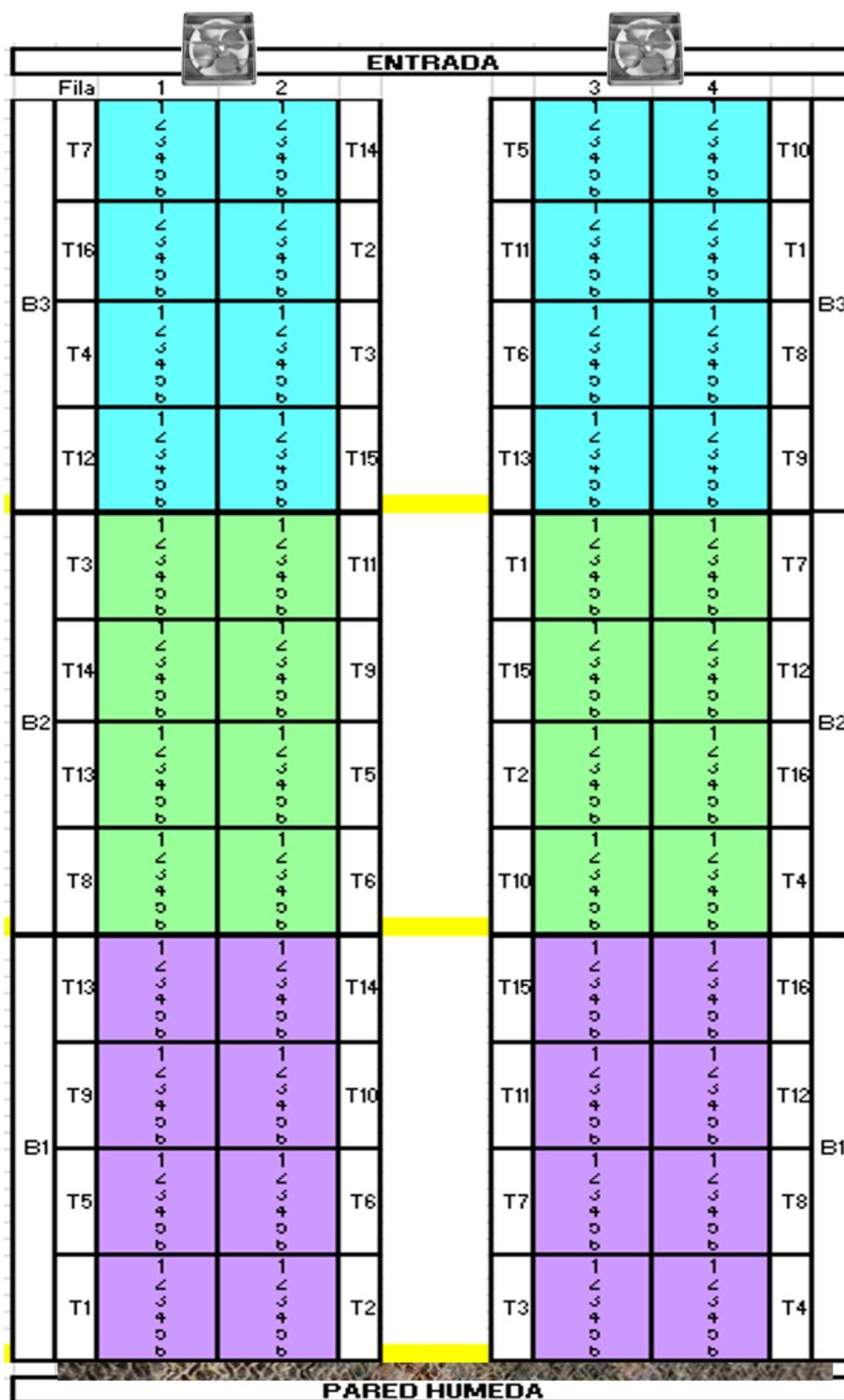


Figura 1. Distribución de los tratamientos estudiados en el invernadero utilizado, con su pared humedad y extractores. UAAAN-UL. 2020.

2.15. Variables evaluadas

Se evaluaron las variables agronómicas en el desarrollo de la planta, así como su rendimiento. La toma de datos se recabó cada semana.

2.15.1. Altura de la planta.

Para la medición de esta variable se utilizó un flexómetro (Truper®, México) de 5 metros, registrando la altura en centímetros y se procedió a medir desde la base del tallo hasta la yema apical de la planta. A los 12, 19, 26, 33, 40, 54, 68, 82, 96 y 103 días después de la siembra (DDS).

2.15.2. Diámetro de tallo.

La medición se tomó en la base del tallo a un 1 cm de la planta, para esto se utilizó un vernier digital de la marca (Truper®, México) CALDI-6MP, se midió en mm, a los 19, 33, 47, 61, 75, 89 y 103 días después de la siembra (DDS).

2.15.3. Número de hojas

Se contó el número de hojas por planta, a los 19 días después de la siembra y culminó hasta que terminó de la cosecha.

2.16. Cosecha

Se realizaron tres cosechas. Cosecha 1: cosecha 2: y cosecha 3. Cuando los frutos estaban listos para la cosecha con el desprendimiento de la flor o ausencia de espinas

2.17. Peso del fruto.

Los frutos que presentaron madurez fisiológica durante el estadio de producción se cortaron en forma individual se le determinó el peso, para esta variable se utilizó una báscula digital con capacidad de 5 kg. Los datos se registraron en gramos.

2.18. Rendimiento

El rendimiento se calculó tomando el número de frutos listos para cosecharse por cada repetición para determinar el peso promedio y rendimiento por hectárea.

III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente capítulo se presentan los resultados obtenidos del experimento, indicando las características para cada una de las variables evaluadas.

3.1. Desarrollo vegetativo

3.1.1. Altura de las plantas

La dinámica de crecimiento de altura de las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) en los tratamientos evaluados se ajustó a técnicas de regresión lineal, siendo la variable dependiente (y) es altura (cm) y la variable independiente (x) días después de la siembra (DDS). De acuerdo con las ecuaciones de regresión obtenidas el ajuste lineal para todos los tratamientos fue aceptable ya que el R^2 fluctuó de 94 a 97 % en la variable altura. En las figuras 2, 3, 4 y 5, se puede observar la dinámica de crecimiento.

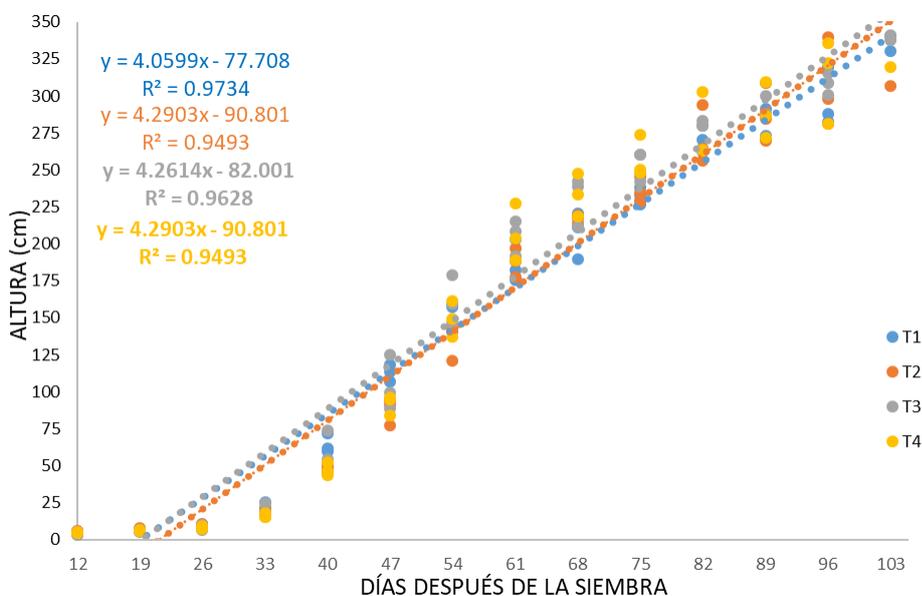


Figura 2. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria *Bacillus paralicheniformis* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 2. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la rizobacteria *Bacillus paralicheniformis*, predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A1	B1	C1	$y = -77.70 + 4.05x$.97	43.8	165.3	286.8
A1	B1	C2	$y = -90.80 + 4.29x$.94	37.9	166.6	295.3
A1	B2	C1	$y = -82.00 + 4.26x$.96	45.8	173.6	301.4
A1	B2	C2	$y = -90.80 + 4.29x$.94	37.9	166.6	295.3

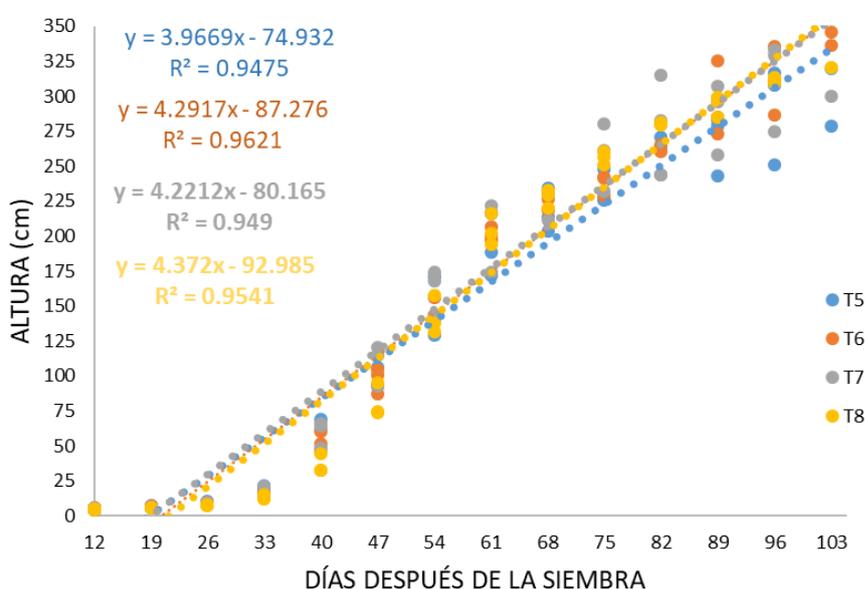


Figura 3. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria *Pseudomonas lini* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 3. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la rizobacteria *Pseudomonas lini*, predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A2	B1	C1	$y = -74.93 + 3.96x$.94	43.9	162.67	281.47
A2	B1	C2	$y = -87.27 + 4.29x$.96	41.4	170.13	298.83
A2	B2	C1	$y = -80.16 + 4.22x$.94	46.4	173.04	299.64
A2	B2	C2	$y = -92.98 + 4.37x$.95	38.1	169.22	300.32

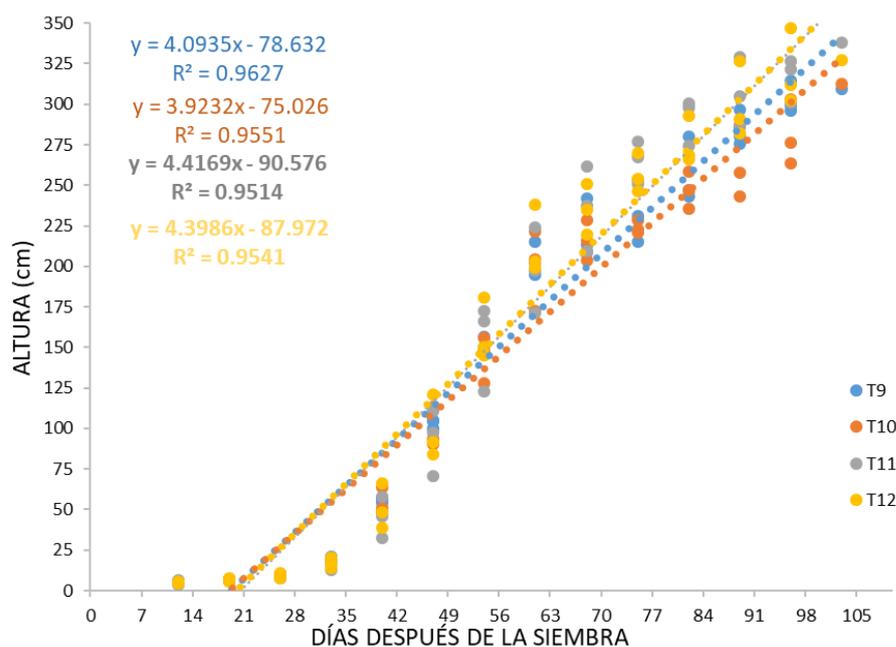


Figura 4. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la interacción de las rizobacteria *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 4. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la interacción de las rizobacteria *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini*, predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A3	B1	C1	$y = -78.63 + 4.09x$.96	44.07	166.77	289.47
A3	B1	C2	$y = -75.02 + 3.92x$.95	42.58	160.18	277.78
A3	B2	C1	$y = -90.57 + 4.41x$.95	41.73	174.03	306.33
A3	B2	C2	$y = -87.97 + 4.39x$.95	43.73	175.43	307.13

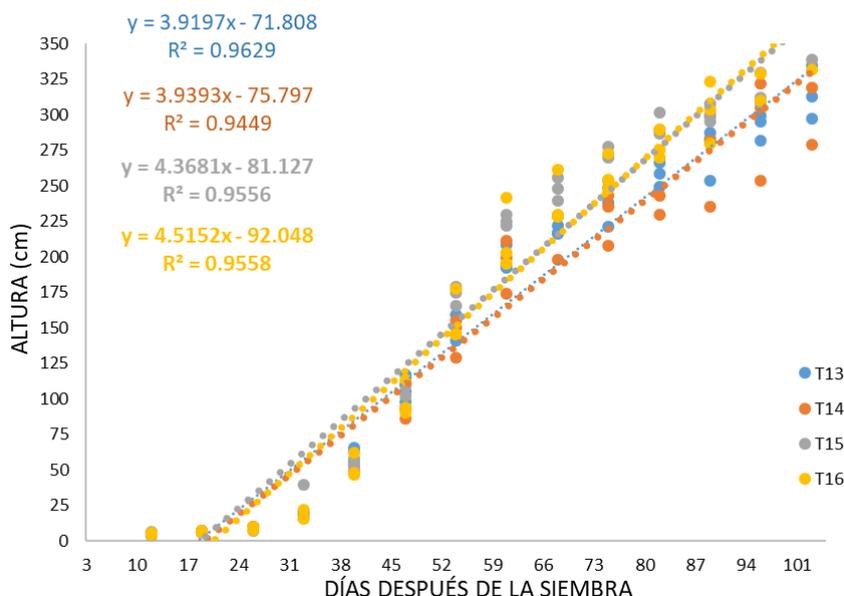


Figura 5. Dinámica de crecimiento en altura desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento sin rizobacteria en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 5. Altura de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) sin rizobacteria, predicciones expresadas en cm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A4	B1	C1	y= -71.80+3.91x	.96	45.5	162.8	280.1
A4	B1	C2	y= -75.79+3.93x	.94	42.11	160.01	277.91
A4	B2	C1	y= -81.12+4.36x	.95	49.68	180.48	311.28
A4	B2	C2	y= -92.04+4.51x	.95	43.26	178.56	313.86

El crecimiento de planta fue prácticamente el mismo para las Rizobacterias (Factor A), su interacción (A3) y sin Rizobacterias (A4), a los 90 días después de la siembra dado que el promedio de las rizobacterias para el factor (A1) reporta que alcanzó una altura de 294.7 cm, para (A2) 295.0 cm, seguido (A3) de 295.1 cm, y para (A4) es de 295.7 cm. Al igual no se encontraron diferencias para las dosis de fertilización (Factor C) a los 90 días después de la siembra dado que la altura promedio de la planta para (C1) fue de 294.5 cm, y para (C2) 295.8 cm (Cuadro 14).

La mayor altura a los 90 días después de la siembra registrada de planta se encontró en la variedad (Factor B), Irit Americano(B1), presentó 304.4 cm de altura superando por 18.5 cm al cultivar núm. 4 Americano (B2) que presentó un promedio de 285.9 cm (Cuadro 14).

En el estudio realizado por Galindo *et al.*, (2014), reportó que el tratamiento testigo alcanzó la mayor altura (211 cm), superando por 26 cm al tratamiento de vermicompost que alcanzó un valor de 185 cm. En otro estudio realizado en Irán sobre los efectos de fertilizantes orgánicos en el cultivo de pepino obtuvieron en el tratamiento que utilizaron, una media en la altura de planta de 143 cm (Ghasem, *et al.*, 2014). Asimismo, en otro ensayo realizado por Ramírez-Vargas (2019), se encontraron rangos de crecimiento de los genotipos de 270.03 a 287.92 y 221.72 a 278.28 cm de altura máxima. Todos estos resultados son inferiores a los obtenidos en el presente en ensayo lo cual demuestra que se obtuvo una mayor altura comparando con los resultados de los autores antes mencionados.

En cuanto a la inoculación con rizobacterias en el cultivo de pepino no expresa los mismos resultados obtenidos por Gonzalez *et al.*, (2017), donde observaron que la inoculación de rizobacterias promueve el crecimiento de plántulas de chile poblano, con lo que se obtienen ejemplares de mayor calidad. Al respecto en la investigación realizada por Angulo-Castro *et al.*, (2018) indican que las RPCV incrementaron el crecimiento de plántulas de chile jalapeño.

3.1.2. Diámetro de tallo

La dinámica de crecimiento del diámetro de tallo de las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) en los tratamientos evaluados se ajustó a técnicas de regresión lineal, siendo la variable dependiente (y) diámetro y la variable independiente (x) los días después de la siembra (DDS). De acuerdo con las ecuaciones de regresión obtenidas el ajuste lineal para todos los tratamientos fue aceptable ya que la R^2 fluctuó de 77 a 93 % del diámetro. En las figuras 6, 7, 8 y 9 se puede observar la dinámica de crecimiento.

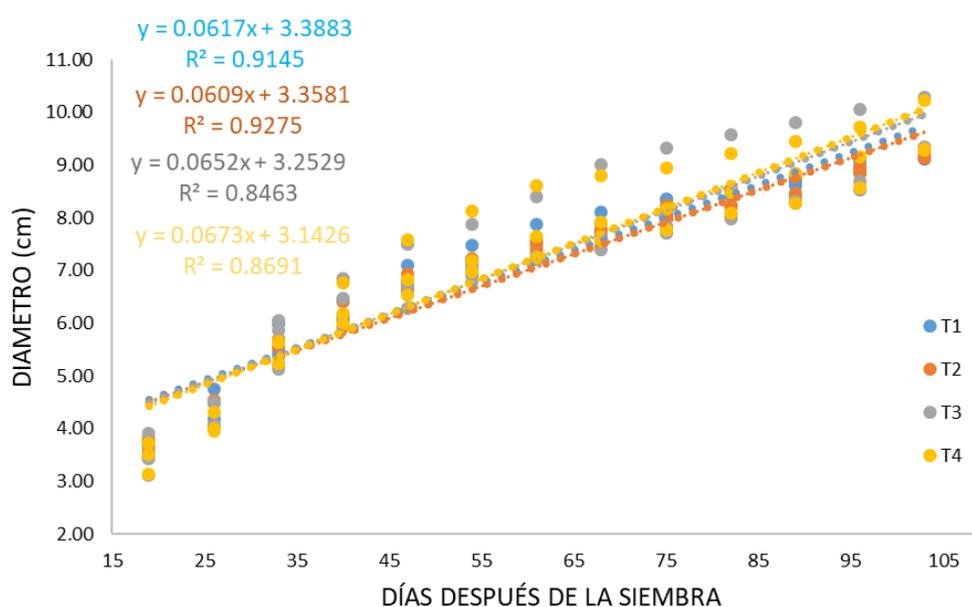


Figura 6. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria *Bacillus paralicheniformis* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 6. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la rizobacteria *Bacillus paralicheniformis*, predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R^2	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A1	B1	C1	$y = 3.38 + 0.061x$.91	5.21	7.04	8.87
A1	B1	C2	$y = 3.35 + 0.060x$.92	5.15	6.95	8.75
A1	B2	C1	$y = 3.25 + 0.065x$.84	5.2	7.15	9.1
A1	B2	C2	$y = 3.14 + 0.067x$.86	5.15	7.16	9.17

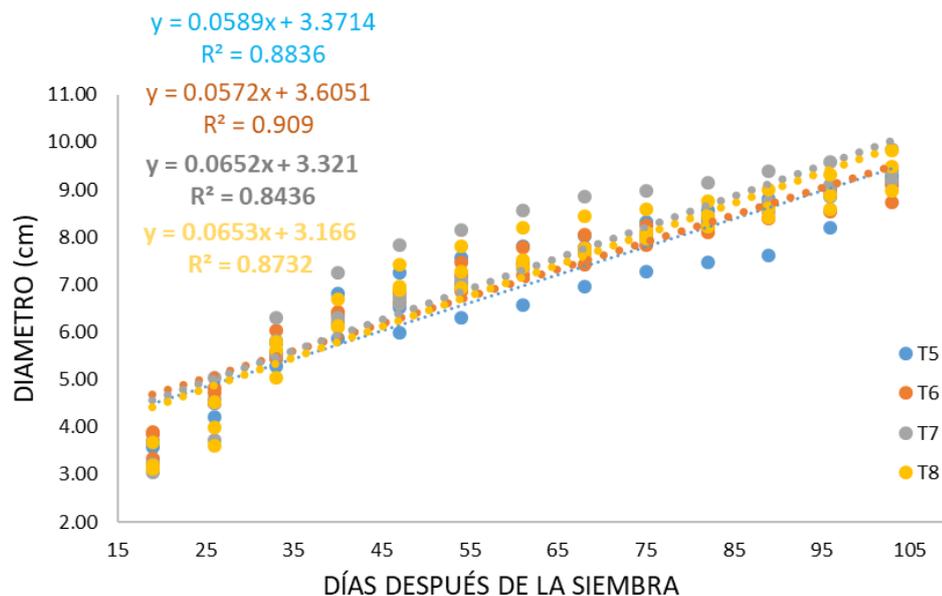


Figura 7. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la rizobacteria *Pseudomonas lini* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 7. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la rizobacteria *Pseudomonas lini*, predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A2	B1	C1	$y = 3.37 + 0.058x$.88	5.11	6.85	8.59
A2	B1	C2	$y = 3.60 + 0.057x$.90	5.31	7.02	8.73
A2	B2	C1	$y = 3.32 + 0.065x$.84	5.27	7.22	9.17
A2	B2	C2	$y = 3.16 + 0.065x$.87	5.11	7.06	9.01

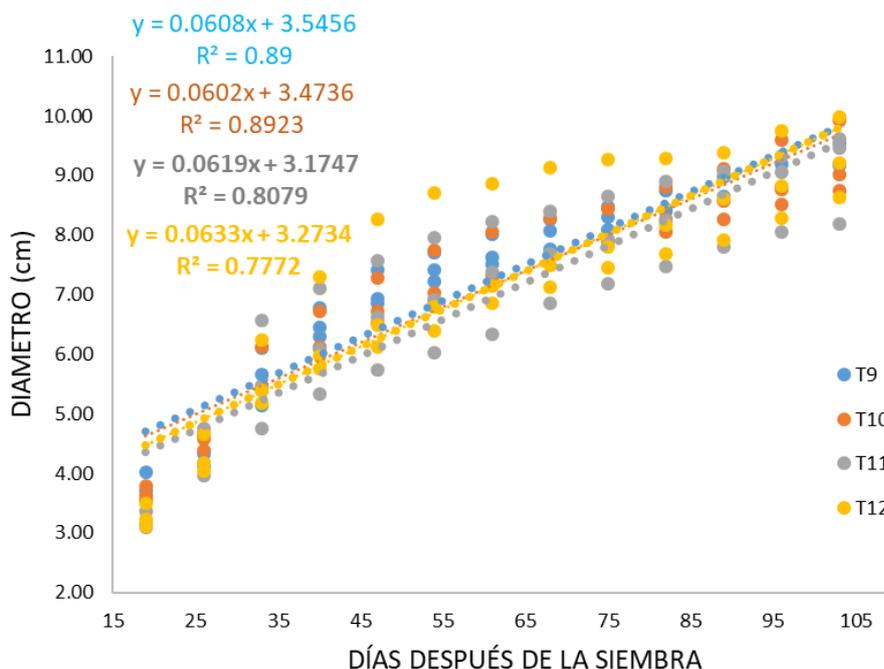


Figura 8. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento con la interacción de las rizobacteria *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 8. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la interacción de las rizobacterias *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini*, predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A3	B1	C1	y= 3.54+0.060x	.89	5.34	7.14	8.94
A3	B1	C2	y= 3.47+0.060x	.89	5.27	7.07	8.87
A3	B2	C1	y= 3.17+0.061x	.80	5	6.83	8.66
A3	B2	C2	y= 3.27+0.063x	.77	5.16	7.05	8.94

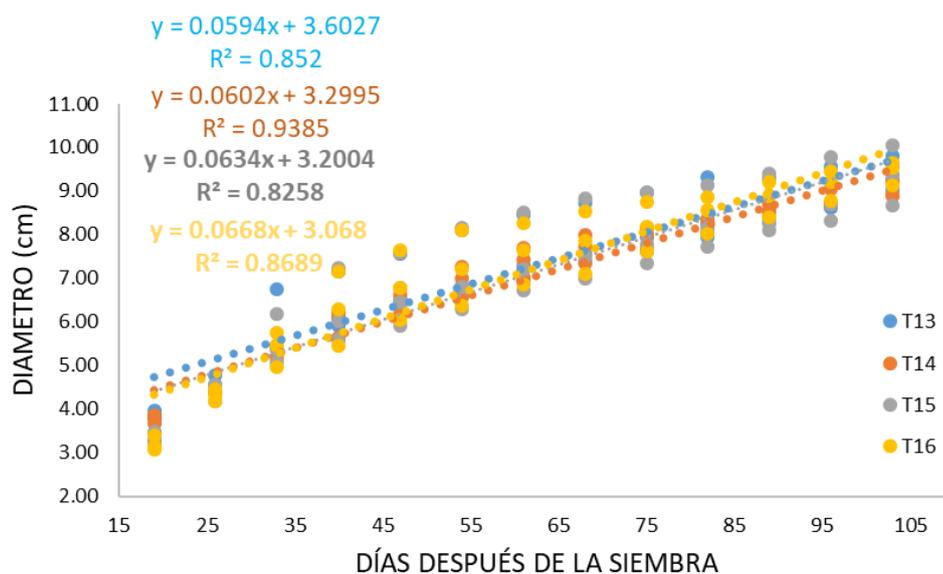


Figura 9. Respuesta del diámetro del tallo desde los 19 hasta los 103 (DDS) en el tratamiento sin rizobacteria en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 9. Diámetro del tallo de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) sin rizobacteria, predicciones expresadas en mm, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A4	B1	C1	$y = 3.60 + 0.059x$.85	5.37	7.14	8.91
A4	B1	C2	$y = 3.29 + 0.060x$.93	5.09	6.89	8.69
A4	B2	C1	$y = 3.20 + 0.063x$.82	5.09	6.98	8.87
A4	B2	C2	$y = 3.06 + 0.066x$.86	5.04	7.02	9

El crecimiento del diámetro de tallo fue prácticamente el mismo para el (Factor A) Rizobacterias, (Factor B) variedades y (Factor C) dosis de fertilización, a los 90 días después de la siembra dado que el promedio del para el factor (A1) reporta que alcanzó un diámetro de 8.9 mm, para (A2) 8.8 mm, seguido (A3) de 8.8 mm, y para (A4) es de 8.8 mm. Al igual no se encontraron diferencias para (Factor B) B1 obtuvo un diámetro de 8.7 y B2 8.9 mm. Lo mismo para (Factor C) C1 con un diámetro de 8.8 al igual para C2 8.8 mm. (Cuadro 14).

De acuerdo con Reyes-Ramírez *et al.*, (2014), en su estudio de evaluar el efecto de los inoculantes microbianos en el crecimiento y la productividad del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq) en condiciones de invernadero. Los resultados obtenidos, fueron que las plantas tratadas con *Pseudomonas* spp. fueron significativamente más altas y mostraron mayor diámetro de tallo. Al respecto López-Elías *et al.*, (2015) en su trabajo de evaluar la producción y calidad del pepino (*Cucumis sativus* L.), híbrido Modán, en función de la densidad de plantación en condiciones de invernadero reportan un diámetro de tallo de (11.2 mm). En esta investigación se obtuvo el diámetro de tallo valores más alto con una media de 8.9 mm quedando ligeramente por debajo de los obtenido por los autores mencionados.

Sin embargo, en la investigación realizada por Cereceres *et al.*, (2009), evaluaron cuatro genotipos de pepino en invernadero donde obtuvieron un diámetro del tallo que osciló entre 6.7 y 7 mm. Este dato es inferior a los obtenidos en la presente investigación.

3.1.3. Número de hojas

La dinámica de crecimiento de número de hojas en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) en los tratamientos evaluados se ajustó a técnicas de regresión lineal, siendo la variable dependiente (y) número de hojas y la variable independiente (x) los días después de la siembra (DDS). De acuerdo con las ecuaciones de regresión obtenidas el ajuste lineal para todos los tratamientos fue aceptable ya que la R^2 fluctuó entre 93 a 99 %.



Figura 10. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento con la rizobacteria *Bacillus paralicheniformis* en plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 10. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la rizobacteria *Bacillus paralicheniformis*, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R^2	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A1	B1	C1	$y = -20.40 + 0.73x$.97	1.5	23.4	45.3
A1	B1	C2	$y = -19.92 + 0.71x$.95	1.8	22.68	43.98
A1	B2	C1	$y = -19.99 + 0.74x$.99	2.21	24.41	46.61
A1	B2	C2	$y = -17.54 + 0.68x$.97	2.86	23.26	43.66

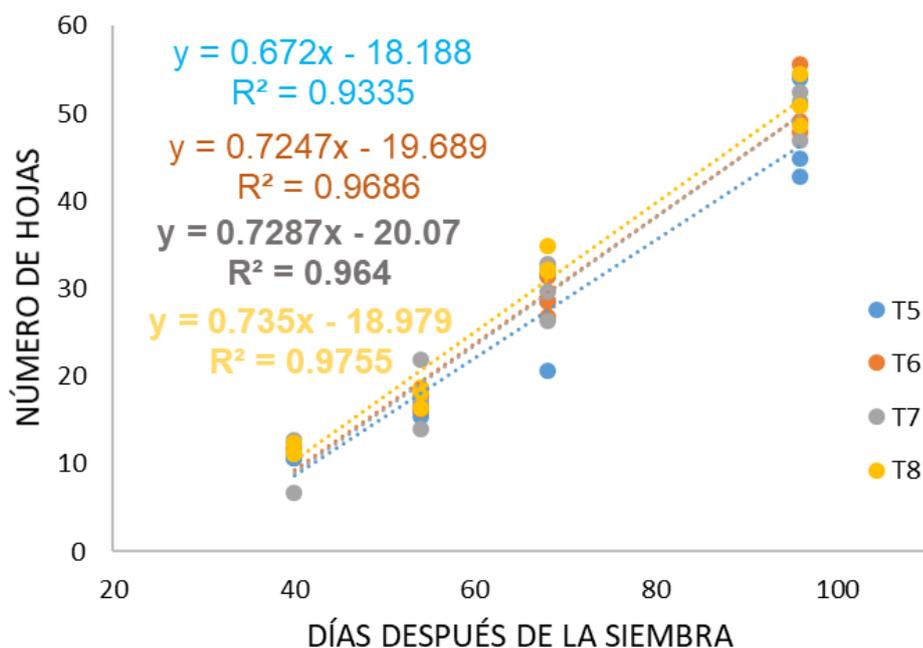


Figura 11. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento con la rizobacteria *Pseudomonas lini* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 11. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la rizobacteria *Pseudomonas lini*, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A2	B1	C1	y= -18.18+0.67x	.93	1.92	22.02	42.12
A2	B1	C2	y= -19.68+0.72x	.96	1.92	23.52	45.12
A2	B2	C1	y= -20.07+0.72x	.96	1.53	23.13	44.73
A2	B2	C2	y= -18.97+0.73x	.97	2.93	24.83	46.73

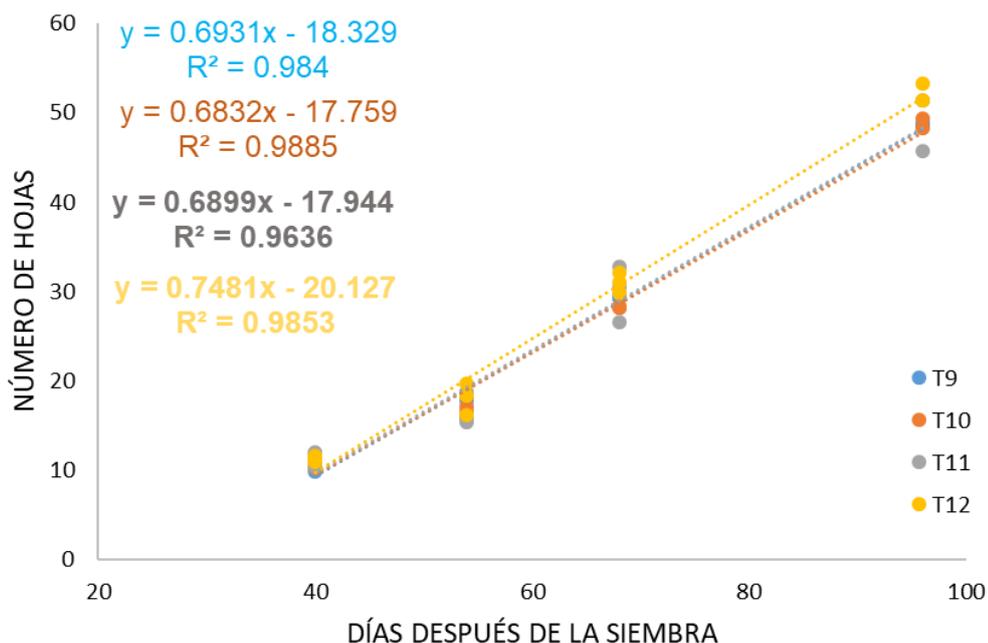


Figura 12. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento con la interacción de las rizobacterias *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini* en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 12. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) con la interacción de las rizobacterias *Bacillus paralicheniformis* y *Pseudomonas lini*, a los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A3	B1	C1	y= -18.32+0.69x	.98	2.38	23.08	43.78
A3	B1	C2	y= -17.75+0.68x	.98	2.65	23.05	43.45
A3	B2	C1	y= -17.94+0.68x	.96	2.46	22.86	43.26
A3	B2	C2	y= -20.12+0.74x	.98	2.08	24.28	46.48

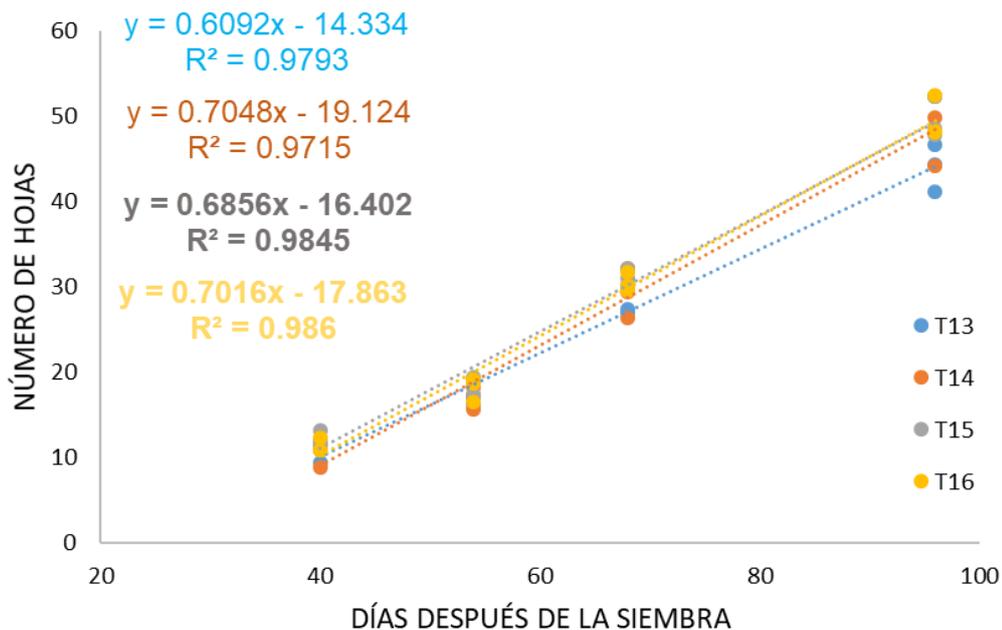


Figura 13. Respuesta del número de las hojas en el tratamiento sin rizobacteria en las plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.) analizadas. UAAAN-UL, 2020.

Cuadro 13. Número de hojas de las plantas de los genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) sin rizobacteria, para los 30, 60 y 90 días, después de la siembra, con los dos genotipos y los dos niveles de fertilización, bajo condiciones de invernadero. UAAAN-UL, 2020.

BACTERIA	Genotipo	Fertilización	Ecuación	R ²	DÍAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA		
					30	60	90
A4	B1	C1	$y = -14.33 + 0.60x$.97	3.67	21.67	39.67
A4	B1	C2	$y = -19.12 + 0.70x$.97	1.88	22.88	43.88
A4	B2	C1	$y = -16.40 + 0.68x$.98	4	24.4	44.8
A4	B2	C2	$y = -17.86 + 0.70x$.98	3.14	24.14	45.14

El crecimiento de número de hojas fue el mismo para el (Factor A) Rizobacterias, (Factor B) variedades y (Factor C) dosis de fertilización, en esta investigación se obtuvo un número de hoja más alto con una media de 45 hojas a los 90 días después de la siembra (Cuadro 14). Para esta variable no se han reportado resultados sobre el número de hojas en pepino (*Cucumis sativus* L.) inoculadas con rizobacteria promotoras de crecimiento vegetal.

Cuadro 14. Promedio general de los factores estudiados del desarrollo vegetativo en el experimento sobre “Efecto de las rizobacterias en el desarrollo vegetativo y rendimiento del pepino (*Cucumis sativus* L.) en invernadero. UAAAN-UL. 2020.

	Altura de planta (cm)	Diámetro de tallo (mm)	Número de hojas
Bacterias (Factor A)			
<i>Bacillus paralicheniformis</i> (A1)	294.7	8.9	45
<i>Pseudomonas lini</i> (A2)	295.0	8.8	45
<i>Bacillus* Pseudomonas</i> (A3)	295.1	8.8	44
Sin/Bacteria(A4)	295.7	8.8	43
Variedades (Factor B)			
Núm. 4 Americano (B1)	285.9	8.7	43
Irit Americano (B2)	304.4	8.9	45
Dosis (Factor C)			
100% (C1)	294.5	8.8	44
75% (C2)	295.8	8.8	45

3.2. Rendimiento

En base a los resultados obtenidos en el (Cuadro 16), se efectuó el análisis de varianza para la variable rendimiento, observándose que no se encontraron valores estadísticamente significativos, excepto para la interacción variedad por concentración que fue significativo.

Cuadro 15. Rendimiento de pepino obtenido en el factor variedades*concentración de la solución nutritiva en invernadero.

Concentración de la solución	Variedades	
	Número 4 Americano (B1)	Irit Americano (B2)
100% (C1)	69.3 a	55.0 a
75%(C2)	63.6 b	55.4 a
Media	66.4 a	55.2 b

Letras distintas en la misma fila indican diferencia significativa, según prueba Tukey ($P \leq 0.05$).

En el cuadro 16 se puede observar que existieron diferencias altamente significativas en el rendimiento para el factor variedades ($p < .0001$) y para la interacción variedades*concentración ($p = 0.0476$), el mayor rendimiento se obtuvo con el genotipo (B1) y la solución al 100 % con 69.3 t ha^{-1} y diferente

estadísticamente con 75 % para el mismo genotipo. Mientras que para el genotipo B2 el rendimiento fue estadísticamente igual para ambas concentraciones (Cuadro 15).

Los datos obtenidos en el presente trabajo son similares a los encontrados en otras investigaciones, sobre producción de pepino en invernadero. En Colombia se evaluaron cinco genotipos a una densidad de 1,4 plantas/m², y se obtuvo un rango de producción total entre 6.0 y 6.5 kg/m² (Monsalve *et al.*, 2012). Además, en la investigación realizada por Ghasem *et al.*, (2014) reportaron un rendimiento de 6, 461.00 kg·ha⁻¹. Asimismo, en otro ensayo realizada por Rahil & Qanadillo (2015), se obtuvo un rendimiento que osciló entre 4.51 y 5.95 kg/m². En la investigación realizada por Ayala-Tofayo *et al.*, (2018), establecen sus mejores rendimientos de pepino: selecto (22.4 t * ha⁻¹) y súper selecto (53.6 t*ha⁻¹). Estos valores fueron superados por el genotipo (B1) donde se obtuvo 69.3 t * ha⁻¹ evaluado en esta investigación, de lo obtenido por los autores mencionados.

En el estudio realizado por Chacón-Padilla y Monge-Pérez (2017), evaluaron tres genotipos de pepino en invernadero y obtuvieron un rango de rendimiento entre 15.73 y 21.13 kg/m². Además, en otra investigación realizado Galindo *et al.*, (2014), obtuvo una producción de 9.87 kg/m². De igual forma, el estudio realizado por Lopez *et al.*, (2011), en Sonora Mexico, obtuvieron un rendimiento entre 15.8 y 17.3 kg/m², a una densidad de 3.3 plantas/m². Por otra parte, otro ensayo realizado por Barraza (2012), encontró un rango de rendimiento total entre 21.2 y 27.3 kg/m². Los resultados obtenidos en el presente trabajo fueron inferiores a los encontrados por los investigadores antes mencionados, puede ser debido a que se trata de experimentos con otros híbridos, diferentes condiciones de clima y probablemente a que se utilizó diferente densidad de población.

Sin embargo, es un trabajo realizado por Sarbadhikary y Mandal (2017) reportaron incrementos significativos en el rendimiento de tomate al utilizar cepas *B licheniformes* y *B subtilis* respectivamente. Por otra parte, Rodríguez *et al.*, (2010) encontraron mayores rendimientos por hectárea en plantas de aji (*Capsicum* spp) al aplicar biofertilizantes (rizobacterias y micorrizas).

Asímismo Gonzalez *et al.*, (2018), reporta incrementos significativos en el rendimiento del cultivo de tomate inoculado con *Bacillus* sp. Además, en otra investigación realizada por Abraham-Juárez *et al.*, (2018), evaluó cepas de *Bacillus subtilis* inoculado en el cultivo melón (*Cucumis melo* L.) cultivado en invernadero, observó mayor rendimiento en las plantas inoculadas.

IV. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente experimento se llegó a las siguientes conclusiones.

En lo que se refiere al desarrollo vegetativo, los cuales comprende altura de planta, diámetro de tallo y número de hojas, los tratamientos para las plantas de pepino que tuvieron mejor desarrollo fueron con el genotipo Irit americano alcanzando la mayor altura (304.4 cm) superando por 18.5 cm al genotipo número cuatro Americano que alcanzó un valor de 285.9 cm. Para el diámetro del tallo no mostró diferencia en ninguno de los factores obteniendo un diámetro de 8.9 mm. Asimismo para el número de hojas no se encontraron diferencias siendo 45 el mayor número de hojas. Es importante mencionar que los datos son a los 90 DDS.

En este experimento el rendimiento por hectárea no presentó diferencias significativas entre las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal, sin embargo, el rendimiento entre variedades y la interacción de variedades*dosis de fertilización mostraron diferencia, siendo el genotipo número cuatro Americano con una fertilización al 100 % el que presentó el mayor rendimiento de $69.3 \text{ t} * \text{ha}^{-1}$. Por otra parte, el genotipo Irit americano una producción total de $55.2 \text{ t} * \text{ha}^{-1}$, este resultado fue el mismo con las dosis al 100 y 75 %, de acuerdo a este resultado se concluye que respondió favorablemente a la fertilización 75 % + la aplicación de biofertilizantes en la variedad Irit americano, porque mostró rendimiento similar a la de la fertilización 100%.

Las PGPR's y la fertilización inorgánica al 75 %, es una alternativa para reducir el uso de los fertilizantes sintéticos, debido a que aumenta el rendimiento. Por lo tanto, es posible reducir la cantidad de fertilización inorgánica, con la aplicación de rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal, disminuir la contaminación del medio ambiente, es una opción viable con el cual se ayuda a minimizar la dependencia hacia los fertilizantes convencionales y sus efectos negativos sobre el medio ambiente y la salud humana.

V. LITERATURA CITADA

- Abraham-Juárez, Ma. del R., Isidro, E.-V., Rafael, G.-M., Olalde-Portugal, V., Ruiz-Aguila, G., García-Hernández, J. L., & Núñez-Palenius, H. G. (2018). Development, yield, and quality of melon fruit (*Cucumis melo* L.) inoculated with mexican native strains of *Bacillus subtilis* (Ehrenberg). *Agrociencia*, 52(1), 91–102.
- Abu, S., M. Suwwan & E. Al. (2013). The influence of plant growth regulators on callus induction from hypocotyls of cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Adv. Environ. Biol.* 7(2), 339-343.
- Ahemad, M., & Kibret, M. (2013). Mechanisms and applications of plant growth promoting rhizobacteria: Current perspective. *Journal of King Saud University - Science*, 26(1), 1-20. doi: 10.1016/j.jksus.2013.05.001
- Alarcón, A., & Ferrera-Cerrato, R. (2000). Biofertilizantes: importancia y utilización en la agricultura. *Agricultura Técnica en México*, 26(2), 191-203.
- Alonso, B. D. (2015). Integration of physical, chemical and biological tactics against insect pests and virus diseases in horticultural crops. tesis doctoral. Universidad Politécnica de Madrid. Departamento de producción vegetal: botánica y protección vegetal. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos.
- Angulo-Castro, A., Ferrera-Cerrato, R., Alarcón, A., Almaraz-Suárez, J. J., Delgadillo-Martínez, J., Jiménez-Fernández, M., & García-Barradas, O. (2018). Crecimiento y eficiencia fotoquímica del fotosistema ii en plántulas de 2 variedades de *Capsicum annuum* L. inoculadas con rizobacterias u hongos micorrícicos arbusculares. *Revista Argentina de Microbiología*, 50(2), 178–188.
- Annan, H., Golding, A. L., Zhao, Y., & Dong, Z. (2012). Choice of hydrogen uptake (Hup) status in legume-rhizobia symbioses. *Ecology and Evolution*, 2(9), 2285-2290. doi: 10.1002/ece3.325
- Antoun H, & Presvost D. (2006). *Ecology of Plant growth promoting rhizobacteria*. In PGPR: biocontrol and biofertilization. Springer. Netherlands. pp 1-38.

- Anwar, A., Bai, L., Miao, L., Liu, Y., Li, S., Yu., X., & Li, Y. (2018). 24-Epibrassinolide Ameliorates Endogenous Hormone Levels to Enhance Low-Temperature Stress Tolerance in *Cucumber Seedlings*. *Int J Mol Sci*, 19 (9). doi: 10.3390/ijms1909249.
- Armenta-Bojórquez, A. D., García-Gutiérrez, C., Camacho-Báez, J. R., Apodaca-Sánchez, M. Á., Gerardo-Montoya, L., & Nava-Pérez, E. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, 6(1), 51-56.
- Avendaño, R. & Schwentesius, B. (2004). Factores de competitividad en la producción y exportación de hortalizas: El caso del Valle de Mexicali, B.C., México. *Revista latinoamericana de economía*.1: 165-192 Pág.
- Ayala-Tafoya, F., Alfonso López-Orona, C., Gilberto Yáñez-Juárez, M., Tomás Díaz-Valdez, De Jesús Velázquez-Alcaraz, T., Martín, J., & Delgado, P. (2018). Densidad de plantas y poda de tallos en la producción de pepino en invernadero. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* Vol. 10, pp. 79–90.
- Barea, J. M., Pozo, M. J., Azcon, R., & Azcon-Aguilar, C. (2005). Microbial co-operation in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, 56(417), 1761-1778. doi: 10.1093/jxb/eri197
- Barraza, A. F. V. (2012). Acumulación de materia seca del cultivo de pepino (*Cucumis sativus* L.) en invernadero. *Temas agrarios*. Vol. 17 n°2, 18–29 Pág.
- Barraza, F. V. (2017). Absorción de N, P, K, Ca y Mg en cultivo de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo sistema hidropónico. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(2), 343–350.
- Barraza-Álvarez, F. (2015). Calidad morfológica y fisiológica de pepinos cultivados en diferentes concentraciones nutrimentales. *Revista Colombiana De Ciencias Hortícolas*, 9(1), 60-71.
- Barroso, F. L., Abad, M. M., Rodríguez, H. P. y Jerez, M. E. (2015). Aplicación de Fitomas-E y Ecomic® para la reducción del consumo de fertilizante mineral en la producción de posturas de cafeto. *Cultivos Tropicales*, 36(4), 158-167.
- Bashan de, L. H., G.; Glick, B. R.; Bashan, Y. (2007). Bacterias promotoras de crecimiento en plantas para propósitos agrícolas y ambientales. en

- Microbiología agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico, planta-microorganismo. (Eds) Ferrera-Cerrato, R. y Alarcón, A. Trillas, México. 177-224.
- Bashan, Y. (1998). Inoculants of plant growth-promoting bacteria for use in agriculture. *Biotechnology Advances*, 16(4), 729-770.
- Bashan, Y., & de-Bashan, L. E. (2010). How the plant growth-promoting bacterium *Azospirillum* promotes plant growth - A critical assessment. *Advances in Agronomy*, 108, 77-136. doi: 10.1016/s0065-2113(10)08002-8
- Beneduzi, A., Peres, D., Vargas, L. K., Bodanese-Zanettini, M. H., & Passaglia, L. M. P. (2008). Evaluation of genetic diversity and plant growth promoting activities of nitrogen-fixing *bacilli* isolated from rice fields in South Brazil. *Applied Soil Ecology*, 39(3), 311-320. doi: 10.1016/j.apsoil.2008.01.006
- Berg, G. (2009). Plant-microbe interactions promoting plant growth and health: perspectives for controlled use of microorganisms in agriculture. *Applied microbiology and biotechnology*, 84(1), 11-18. doi: 10.1007/s00253-009-2092-7.
- Bhardwaj, D., Ansari, M. W., Sahoo, R. K. & Tuteja, N. (2014). Biofertilizers function as key player in sustainable agriculture by improving soil fertility, plant tolerance and crop productivity. *Microbial Cell Factories*, 13(66), 1-10.
- Bona, E., Cantamessa, S., Massa, N., Manassero, P., Marsano, F., Copetta, A. & Berta, G. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting pseudomonads improve yield, quality and nutritional value of tomato: a field study. *Mycorrhiza*, 1(1), 1-11. doi: 10.1007/s00572-016-0727-y
- Caballero-Mellado, J. (2006). Microbiología agrícola e interacciones microbianas con plantas. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 48(2), 154-161.
- Calvo-Polanco, M., Ibort, P., Molina, S., Ruiz-Lozano, J. M., Zamarreño, A. M., García-Mina, J. M., & Aroca, R. (2017). Ethylene sensitivity and relative air humidity regulate root hydraulic properties in tomato plants. *Planta*, 246(5), 987–997.

- Camelo, R. M., Vera, M. S. P., & Bonilla, B. R. R. (2011). Mecanismos de acción de las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal. *Revista Corpoica- Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 12(2), 159-166.
- Cano, R. P., Figueroa, V. U., Cruz, M. J. M., Araiza, E. I. A., & Moreno, R. A. (2011). Determinación del requerimiento de lavado y fitotoxicidad en composta y sustratos para la producción en invernadero. pp. 320-334. *En: M. Fortis, E. Salazar, J. Dimas y P. Preciado (eds.). Agricultura Orgánica. Cuarta parte. Universidad Juárez del Estado de Durango. México.*
- Casierra, P. F., Constanza, C. M., & Cárdenas, H. J. F. (2007). Análisis del crecimiento en frutos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivados bajo invernadero. *Agronomía Colombiana*, 25(2), 2009-2305.
- Castañeda, M. R., Ventura, R. E. J., Peniche, V. R. d. R., & Herrera, R. G. (2007). Análisis y simulación del modelo físico de un invernadero bajo condiciones climáticas de la región central de México. *Agrociencia*, 41(3), 317-335.
- Cereceres, J. O., del Castillo, F. S., Mendoza Castillo, M. del C., & García, A. T. (2009). Características deseables de plantas de pepino crecidas en invernadero e hidroponía en altas densidades de población. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 32(4), 289-294.
- Chacón-Padilla, K., & Monge-Pérez, J. E. (2017). Evaluación de rendimiento y calidad de tres genotipos de pepino (*Cucumis sativus* L.) cultivados bajo invernadero en Costa Rica, durante la época seca. *Revista Tecnología En Marcha*, 30(1), 14.
- Chailleux, A., Mohl, E. K., Teixeira-Alves, M., Messelink, G. J. & Desneux, N. (2014). Natural enemy-mediated indirect interactions among prey species: potential for enhancing biocontrol services in agroecosystems. *Pest Manag Sci*, 70(12), 1769-1779. doi:10.1002/ps.3916.
- Cocking, C., Edward. (2003). Endophytic colonization of plant roots by nitrogen-fixing bacteria. *Plant and Soil*, 252, 169-175.
- Compant, S., Duffy, B., Nowak, J., Clement, C., & Barka, E. A. (2005). Use of plant growth-promoting bacteria for biocontrol of plant diseases: principles, mechanisms of action, and future prospects. *Applied and*

- Environmental Microbiology*, 71(9), 4951-4959. doi: 10.1128/AEM.71.9.4951-4959.2005
- Cortes, M., Johan, M.Y., & Rodríguez, E. (2011). Valoración de atributos de calidad en pepino (*Cucumis sativus* L.) fortificado con vitamina E. *Bioteología en el sector Agropecuario y Agroindustrial*. 9: 24-34 Pág.
- Cotler, H., Martínez, M. & Etchevers, J. (2016). Carbono orgánico en suelos agrícolas de México: Investigación y políticas públicas. *Terra Latinoamericana*, 34(1), 125-138.
- Das, A. J., Kumar, M., & Kumar, R. (2013). Plant growth promoting rhizobacteria (PGPR): An alternative of chemical fertilizer for sustainable, environment friendly agriculture. *Research Journal of Agriculture and Forestry Sciences*, 1(4), 21-23.
- De Blas C., G. Carazo, S. Castro & J. Romero. 1993. Estudios epidemiológicos sobre el virus del mosaico del pepino en diferentes cultivos y provincias españolas: identificación serológica de los subgrupos DTL y ToRS. *Boletín de Sanidad Vegetal y Plagas*. 19(1): 345-353.
- Dobbelaere, S., Vanderleyden, J., & Okon, Y. (2003). Plant Growth-Promoting Effects of Diazotrophs in the Rhizosphere. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 22(2), 107-149. doi: 10.1080/713610853
- Dutta, S., & Podile, A. R. (2010). Plant growth promoting rhizobacteria (PGPR): the bugs to debug the root zone. *Critical Reviews in Microbiology*, 36(3), 232-244. doi: 10.3109/10408411003766806
- Eifediyi, E.K. & S.U. Remison. (2010). Growth and yield of cucumber (*Cucumis sativus* L.) as influenced by farmyard manure and inorganic fertilizer. *J. Plant Breed. Crop Sci.* 2(7), 216-220.
- Enríquez, M.; Suquilanda, M.; & Tulcan, M.L. (2010). Respuesta del pepinillo (*Cucumis sativus* L.) a tres métodos de desinfección de suelo. Tumbaco, Pichincha. XII Congreso Ecuatoriano de la Ciencia del Suelo, pp. 1-9.
- Esitken, A., Hilal, E. Y., Ercisli, S., Donmez, F. M., Turan, M., & Gunes, A. (2010). Effects of plant growth promoting bacteria (PGPB) on yield, growth and nutrient contents of organically grown strawberry. *Scientia Horticulturae*, 124(1), 62-66. doi: 10.1016/j.scienta.2009.12.012

- Espinoza-Robles, P, Colinas-León, M. T, Rodríguez-Pérez, J. Sahagún-Castellanos, J, Hernández-González, Z. (2014). Efecto del patrón en el rendimiento y tamaño de fruto en pepino injertado *Revista Fitotecnia Mexicana*. Vol. 37 núm. (1).
- Espinoza-Villavicencio, J. L., Palacios-Espinosa, A., Ávila-Serrano, N., Guillén-Trujillo, A., Luna-de la Peña, R., Ortega-Pérez, R., & Murillo-Amador, B. (2007). La ganadería orgánica, una alternativa de desarrollo pecuario para algunas regiones de México: una revisión. *Interciencia*, 32(6), 385-390.
- Esquivel-Cote, R., Gavilanes-Ruiz, M., Cruz-Ortega, R. & Huante, P. (2013). Importancia agrobiotecnológica de la enzima ACC desaminasa en rizobacterias, una revisión. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 36(3), 251-258.
- FAOSTAT. 2018. Cultivos. En: <http://www.fao.org/faostat/en/#home>; consultado: mayo de 2018.
- Galindo Pardo, F. V., Fortis Hernández, M., Preciado Rangel, P., Trejo Valencia, R., Segura Castruita, M. Á., & Orozco Vidal, J. A. (2014). Caracterización físico-química de sustratos orgánicos para producción de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo sistema protegido. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(7), p. 1219- 1232.
- Ghasem, S., Maryam, T., & Azimzadeh, S. (2014). Effect of organic fertilizers on cucumber (*Cucumis sativus* L.) yield. *International Journal of Agriculture and Crop Sciences.*, 3(2003), 808–814.
- Glick, B. R. (2012). Plant growth-promoting bacteria: mechanisms and applications. *Scientifica (Cairo)*, 2012, 963401. doi: 10.6064/2012/963401
- Goendi, D. S., H.; Adiningsih, A (1995). Nutrient solubilizing and aggregate stabilizing microbes isolated from selected humid tropical soil. Menara-perkebunan (Indonesia). 63(2): 60-66.
- Goh, K.M. (2011). Greater Mitigation of Climate Change by Organic than Conventional Agriculture: A Review. *Biological Agriculture and Horticulture* 1: 205–230 pág.
- Gómez C. M. Á., Schwentesius R. R., Gómez T. L. & Lobato G. A. J. (2006). Agricultura orgánica en México. Un panorama verde III Encuentro

- mesoamericano y del Caribe de productores experimentadores e investigadores en producción orgánica. 3-5 de octubre. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, México. p.8
- Gómez, C. M. Á., Schwentesius, R. R., Ortigoza, R. J., & Gómez, T. L. (2010). Situación y desafíos del sector orgánico de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrarias*, 1(4), 593-608.
- González Mancilla, A., Almaraz Suárez, J. J., Ferrera Cerrato, R., Rodríguez Guzmán, M. del P., Taboada Gaytán, O. R., Trinidad Santos, A., & Arteaga Garibay, R. I. (2017). Caracterización y selección de rizobacterias promotoras de crecimiento en plántulas de chile poblano (*capsicum annuum* L.). *Revista Internacional de Contaminacion Ambiental*, 33(3), 463–474.
- González Rodríguez, G., Espinosa Palomeque, B., Cano Ríos, P., Leos Escobedo, L., Sánchez Galván, H., & Sáenz Mata, J. (2018). Influencia de rizobacterias en la producción y calidad nutraceutica de tomate bajo condiciones de invernadero. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(2), 367–379.
- Hartmann, A., Rothballer, M., & Schmid, M. (2008). Lorenz Hiltner, a pioneer in rhizosphere microbial ecology and soil bacteriology research. *Plant Soil*, 312, 7-14. doi: 10.1007/s11104-007-9514-z
- Hayat, R., Ali, S., Amara, U., Khalid, R., & Ahmed, I. (2010). Soil beneficial bacteria and their role in plant growth promotion: a review. *Annals of Microbiology*, 60(4), 579-598. doi: 10.1007/s13213-010-0117-1
- Hernández, A., Rives, N., Caballero, A., Hernández, A. N., & Heydrich, M. (2004). Caracterización de rizobacterias asociadas al cultivo del maíz en la producción de metabolitos del tipo AIA, sideróforos y ácido salicílico. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 6(1), 6-13.
- Inbar, J., & Chet, I. (1991). Evidence that chitinase produced by *Aeromonas caviae* is involved in the biological control of soil-borne plant pathogens by this bacterium. *Soil Biology and Biochemistry*, 23(10), 973-978.
- James, E. K., & Baldani, J. I. (2012). The role of biological nitrogen fixation by non-legumes in the sustainable production of food and biofuels. *Plant and Soil*, 356(1-2), 1-3. doi: 10.1007/s11104-012-1317-1

- Johansson F, Paul L, Finlay R (2004) Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiology Ecology*, 48: 1-13.
- Juárez, L. P., Bugarin, m. R., Castro, B. R., Sanchez, M. A. L., Cruz, C. E., Juárez, R. C. R., . . . Balois, M. R. (2011). Estructuras utilizadas en la agricultura protegida. *Fuente* 3(8), 21-27.
- Khan, M. S., Zaidi, A., & Wani, P. A. (2007). Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture - A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 27(1), 29-43. doi: 10.1051/agro:2006011
- Kloepper JW, Schippers B, & Bakker PAHM. (1992). Proposed elimination of the term endorhizosphere. *Phytopathology*, 82: 726-727.
- Kloepper, J. W., & Schroth, M. N. (1978). Plant growth promoting rhizobacteria on radishes. In Gilbert-Clorey (Ed.), *Proceeding of the 4th International Conference on Plant Pathogenic Bacteria* (Vol. 2, pp. 879-882). France.
- Kloepper, J. W., Gutierrez-Estrada, A., & McInroy, J. A. (2007). Photoperiod regulates elicitation of growth promotion but not induced resistance by plant growth-promoting rhizobacteria. *Canadian Journal Microbiology*, 53(2), 159-167. doi: 10.1139/w06-114
- Kloepper, J. W., Reddy, M. S., Kenney, D. S., Vavrina, C. S., Kokalis-Burelle, N., Rodríguez-Kabana, R., & Martínez-Ochoa, N. (2004). Application for rhizobacteria in transplant production and yield enhancement. *Acta Horticulturae*, (Vol. 631, pp. 217-229). Acta Hortic.
- Kloepper, J. W., Zablotowicz, R. M., Tipping, E. M., & Lifshitz, R. (1991). Plant growth promotin mediated by bacterial rhizosphere colonizers. En: D. I. Keister & P. B. Cregan (Eds.). *The rhizosphere and plant growth* (pp. 315-326). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Labra-Cardón, D., Guerrero-Zúñiga, L. A., Rodríguez-Tovae, A. V., Montes-Villafán, S., Pérez-Jiménez, S. & Rodríguez-Dorantes, A. (2012). Respuesta de crecimiento y tolerancia a metales pesados de *Cyperus elegans* y *Echinochloa polystachya* inoculadas con una rizobacteria aislada de un suelo contaminado con hidrocarburos deriva-dos del

- petróleo. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 28(1), 7-16.
- Lernoud, J., & Willer, H. (2016). *Current statistics on organic agriculture worldwide: area, producers, markets, and selected crops*. Ackerstrasse 113, 5070 Frick Switzerland: Research Institute of Organic Agriculture (FiBL), Frick, and IFOAM - Organics International, Bonn.
- López, E. J., Rodríguez, J.C., Huez, L. M. A., Garza, O. S., Jiménez, L. J., Leyva, E. E.I. (2011). Producción y calidad de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo condiciones de invernadero usando dos sistemas de poda. *Scielo*, vol. 29, nº2, 21-27 pag.
- López, L. V., Cruz, H. M. A., Fernández, D. S., & Mendoza, H. A. (2015). Diversidad bacteriana en raíces de maíz híbrido convencional y genéticamente modificado. *Revista Internacional de Botánica Experimental* 85, 233-243.
- López-Elias, J., Garza Ortega, S., Huez López, M. A., Jiménez León, J., Rueda Puente, E. O., & Murillo Amador, B. (2015). Produccion De Pepino (*Cucumis Sativus* L.) En Funcion De La Densidad De Plantacion En Condiciones De Invernadero. *European Scientific Journal*, 11(24), 25–36.
- Ludwig, F., Dawson, T. E., Prins, H. H. T., Berendse, F., & Kroon, H. (2004). Below-ground competition between trees and grasses may overwhelm the facilitative effects of hydraulic lift. *Ecology Letters*, 7(8), 623-631. doi: 10.1111/j.1461-0248.2004.00615.x
- Lugtenberg, B., & Kamilova, F. (2009). Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 63, 541-556. doi: 10.1146/annurev.micro.62.081307.162918.
- MAG. (2003). *Propuesta de estrategia nacional para la Producción en Ambientes Protegidos*. San José, Costa Rica.
- MAG. (2006). *Criterios y expectativas de Del Monte Costa Rica. hacia la exportación de tomate y pimiento*. San José, Costa Rica. Recuperado de <http://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/pronap06-criteriodelmonte.pdf>
- Márquez, H. C., Cano, R. P., & Rodríguez, D. N. (2008). Uso de sustratos orgánicos para la producción de tomate en invernadero. *Agricultura Técnica en México*, 34(1), 69-74.

- Martínez, C. (2015). Efectos de enmiendas de biochar sobre el desarrollo en *Cucumis sativus* L. Var. SMR-58. *Red de Revistas Científicas de América Latina, Volumen 34, Numero3*.
- Martínez, L. L., Martínez, P. R. A., Hernández, I. M., Arvizu, M. S. M., & Pacheco, A. J. R. (2013). Caracterización de rizobacterias aisladas de tomate y su efecto en el crecimiento de tomate y pimiento. *Revista Fitotecnia Mexicana* 36(1), 63-69.
- Martínez, R. D., B (1996). Los biofertilizantes como pilares básicos de la agricultura sostenible. En: INIFAT. Curso-taller "Gestión medio ambiental del desarrollo rural", Cuba INIFAT. 63-81.
- Mishra, P. & Dash, D. (2014). Rejuvenation of Biofertilizer for Sustainable Agriculture Economic Development Consilience. *Journal of Sustainable Development*, 11(1), 41-61.
- Mohammadi, A., and O. Mahmoud. 2010. Economical analysis and relation between energy inputs and yield of greenhouse cucumber production in Iran. *Appl. Energy* 87:191-196.
- Molina, R. D., Bustillos, C. M. d. R., Rodríguez, A. O., Morales, G. Y. E., Santiago, S. Y., Castañeda, L. M., & Muñoz, R. J. (2015). Mecanismos de fitoestimulación por rizobacterias, aislamientos en América y potencial biotecnológico. *Revista de la DES Ciencias Biológicas Agropecuarias*, 17(2), 24-34.
- Monsalve, O. I., Casilimas, H. A., & Bojacá, C. R. (2012). Evaluación técnica y económica del pepino y el pimentón como alternativas al tomate bajo invernadero. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, vol. 5, nº 1, pp 69–82.
- Moreno, L. Y., & Galvis, F. (2013). Potencial biofertilizante de bacterias diazótropas aisladas de muestras de suelo rizosférico. *Pastos y Forrajes*, 36(1), 33-37.
- Moreno, R. A., Aguilar, D. J., & Luévano, G. A. (2011). Características de la agricultura protegida y su entorno en México. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 15(29), 763- 774.
- Nadeem, S. M., Naveed, M., Zahir, Z. A., & Asghar, H. N. (2013). Plant-microbe interactions for sustainable agriculture: fundamentals and

- recent advances. In Arora N. K. (Ed.), *Plant Microbe Symbiosis: Fundamentals and Advances* (pp. 51-103). India: Springer.
- Ordookhani, K., Moezi, A., Khavazi, K., & Rejali, F. (2013). Effect of plant growth promoting *rhizobacteria* and *mycorrhiza* on tomato fruit quality. *In Southeast Asia Symposium on Quality Management in Postharvest Systems and Asia Pacific Symposium on Postharvest Quality*, 989(1), 91-96.
- Ortega-Martínez, L. D., Ocampo-Mendoza, J., Sandoval-Castro, E., Martínez-Valenzuela, C., Huerta-De La Peña, A., & Jaramillo-Villanueva, J. L. (2014). Caracterización y funcionalidad de invernaderos en Chignahuapan Puebla, México. *Bio Ciencia*, 2(4), 261-270.
- Ortiz, C.J., Sánchez, del C.F., Mendoza, C.M. del C. & Torres, G. A. (2009). Características deseables de plantas de pepino crecidas en invernadero e hidroponía en altas densidades de población. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 32: 289-294 Pág.
- Palacio-Rodríguez, R., Coria-Arellano, J. L., López-Bucio, J., Sánchez-Salas, J., Muro-Pérez, G., Castañeda-Gaytán, G., & Sáenz-Mata, J. (2017). Halophilic rhizobacteria from *Distichlis spicata* promote growth and improve salt tolerance in heterologous plant hosts. *Symbiosis*, 73, 179–189.
- Parray, J. A., Jan, S., Kamili, A. N., Qadri, R. A., Egamber-dieva, D. & Ahmad, P. (2016). Current Perspectives on Plant Growth-Promoting Rhizobacteria. *Journal of Plant Growth Regulation*, 35(3), 877-902. doi:10.1007/s00344-016-9583-4.
- Pazos, M., Hernández, A., Paneque, M. & Santander, J. L. (2000). Caracterización de cepas del género *Azospirillum* aisladas de dos tipos de suelos de la localidad de San Nicolás de Bari. *Cultivos Tropicales*, 21(3), 19-23.
- Pérez, V. A., & Landeros, S. C. (2009). Agricultura y deterioro ambiental. *Elementos*, 73, 19-25.
- Persello-Cartieaux, F., Nussaume, L., & Robagli, C. (2003). Tales from the underground: molecular plant–rhizobacteria interactions. *Plant Cell and Environment*, 26, 189–199.

- Pieterse, C. M., Zamioudis, C., Berendsen, R. L., Weller, D. M., Van Wees, S. C., & Bakker, P. A. (2014). Induced systemic resistance by beneficial microbes. *Annu Rev Phytopathol*, 52, 347-375. doi: 10.1146/annurev-phyto-082712-102340
- Pii, Y., Mimmo, T., Tomasi, N., Terzano, R., Cesco, S., & Crecchio, C. (2015). Microbial interactions in the rhizosphere: beneficial influences of plant growth-promoting rhizobacteria on nutrient acquisition process. A review. *Biology and Fertility of Soils*, 51(4), 403-415. doi: 10.1007/s00374-015-0996-1
- Podile, A. R., & Kishore, G. K. (2007). Plant growth-promoting rhizobacteria. In Gnanamanickam S. S. (Ed.), *Plant-associated bacteria* (pp. 195-230). Netherlands: Springer.
- Pretty, J. (2008). Agricultural sustainability: concepts, principles and evidence. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B, Biological Sciences*, 363(1491), 447-465. doi: 10.1098/rstb.2007.2163
- Qin, Y., Shang, Q., Zhang, Y., Li, P., y Chai, Y. (2017). *Bacillus amyloliquefaciens* L-S60 Reforms the rhizosphere bacterial Community and Improves Growth Conditions in Cucumber Plug Seedling. *Front Microbiol*, 8, 2620. doi: 10.3389/fmicb.2017.02620.
- Rahil, M. H., & Qanadillo, A. (2015). Effects of different irrigation regimes on yield and water use efficiency of cucumber crop. *Agricultural Water Management*, vol. 148, pp 10–15.
- Ramírez-Vargas, C. (2019). Extracción de nutrientes, crecimiento y producción del cultivo de Pepino bajo sistema de cultivo protegido hidropónico. *Revista Tecnología En Marcha*. <https://doi.org/10.18845/tm.v32i1.4122>.
- Reddy, P. P. (2014). Plant growth promoting rhizobacteria for horticultural crop protection. Bangalore, Karnataka, India: Springer.
- Reyes-Ramírez, A., López-Arcos, M., Ruiz-Sánchez, E., Latournerie-Moreno, L., Pérez-Gutiérrez, A., Lozano-Contreras, M. G., & Zavala-León, M. J. (2014). Efectividad de inoculantes microbianos en el crecimiento y productividad de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). *Agrociencia*, 48(3), 285–294.

- Rodriguez, E., A. Bolaños, M., B; Menjivar J (2010). Efecto de la fertilización en la nutrición y rendimiento de ají (*Capsicum spp.*) en el Valle del Cauca, Colombia. (2010). *Acta Agronómica*, 59(1), 55–64.
- Rojas-Solís, D., Hernández-Pacheco, C. E., & Santoyo, G. (2016). Evaluation of *Bacillus* and *Pseudomonas* to colonize the rhizosphere and their effect on growth promotion in tomato (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm.). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 22(1), 45-57. doi: 10.5154/r.rchsh.2015.06.009
- Rubio, L. M., & Ludden, P. W. (2008). Biosynthesis of the iron-molybdenum cofactor of nitrogenase. *Annual Review of Microbiology*, 62, 93-111. doi: 10.1146/annurev.micro.62.081307.162737
- Saharan, B. S., & Nehra, V. (2011). Plant growth promoting rhizobacteria: A critical review. *Life Sciences and Medicine Research*, 21, 1-30.
- Salvador, F. J. (2014). Gestión Integrada de plagas en pepino bajo invernadero. *Documentos Técnicos*. Núm. 08. Cajamar Caja Rural. Pp. 32.
- Samaniego Gaxiola, J. A., Amaya Carrillo, J. E., & Puente Manríquez, J. L. (2018). Evaluación de ácido acético como fumigante de mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) en laboratorio y campo. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(3), 413–426.
- Sánchez, F.; Gonzales, L. Moreno, E. Pineda, J. & Reyes, E. (2014). Dinámica nutrimental y rendimiento de pepino cultivado en hidroponía con y sin recirculación de la solución nutritiva. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 37(3): 261-269.
- Sánchez, L. D. B., Gómez, V. R. M., Garrido, R. M. F., & Bonilla, B. R. R. (2012). Inoculación con bacterias de crecimiento vegetal en tomate bajo condiciones de invernadero. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(7), 1401-1415.
- Santiago-López, G., Preciado-Rangel, P., Sánchez-Chavez, E., Esparza-Rivera, J., Fortis-Hernández, M., & Moreno-Reséndez, A. (2016). Organic nutrient solutions in production and antioxidant capacity of cucumber fruits. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 28(7), 518-521. doi: 10.9755/ejfa.2016-01-083.

- Sarbadhikary, S. B., & Mandal, N. C. (2017). Field application of two plant growth promoting rhizobacteria with potent antifungal properties. *Rhizosphere*, 3, 170–175.
- Sessitsch, A., Howieson, J. G., Perret, X., Antoun, H., & Martínez-Romero, E. (2002). Advances in Rhizobium Research. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 21(4), 323-378.
- Siller, J. 2000. Análisis de la horticultura en México. Productores de Hortalizas. 10: 8-12.
- Sosa, P. (2015). El largo y sinuoso camino de la Química. *Educación Química*, 26(4), 263-266. doi: 10.1016/j.eq.2015.09.006.
- Spaepen, S., Vanderleyden, J., & Okon, Y. (2009). Plant growth-promoting actions of rhizobacteria. *Advances in Botanical Research*, 51, 283-320. doi: 10.1016/s0065-2296(09)51007-5
- Tapia, V. L. M., Rico, P. H. R., Larios, G. A., Vidales, F. I., Pedraza & S. M. E. (2010). Manejo nutrimental en relación con la calidad de fruto y estado nutricional del melón cantaloupe. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 16: 49-55 Pág.
- Tjamos, E. C., Tjamos, S. E., & Antoniu, P. P. (2010). Biological management of plant diseases: Highlights on research and application. *Journal of Plant Pathology*, 92(4), 17-21.
- Venieraki, A., Dimou, M., Pergalis, P., Kefalogianni, I., Chatzipavlidis, I. & Katinakis, P. (2011). The genetic diversity of culturable nitrogen-fixing bacteria in the rhizosphere of wheat. *Microb Ecol*, 61(2), 277-285. doi:10.1007/s00248-010-9747-x.
- Vessey, K. J. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255, 571-586.
- Weston, L. A., Ryan, P. R., & Watt, M. (2012). Mechanisms for cellular transport and release of allelochemicals from plant roots into the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany* 63(9), 3445-3454. doi: 10.1093/jxb/ers054.
- Whipps, M. J. (2001). Microbial Interaction and biocontrol in the rhizosphere. *journal of Experimental Botany*, 52(1), 487-511.

- Yadav, S., Kaushik, R., Saxena, A. K., & Arora, D. K. (2011). Diversity and phylogeny of plant growth-promoting bacilli from moderately acidic soil. *J. Basic Microbiol.*, 51(1), 98-106. doi: 10.1002/jobm.201000098
- Zahid M., S. Hameed., N. Rahim. & M.K. Abbasi. (2015). Isolation and identification of indigenous plant growth promoting rhizobacteria from Himalayan region of Kashmir and their effect on improving growth and nutrient contents of maize (*Zea mays* L.). *Frontiers in Microbiology*. 6 (207). 1-10.
- Zamudio González B. & Félix Reyes A. (2014). Producción de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo invernadero en valles altos del estado de México. Metepec, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, pág.4-7.

VI. ANEXOS

Cuadro 16. Análisis de varianza para la variable rendimiento en (t * ha-1) en el experimento: Efecto de las rizobacterias en el desarrollo vegetativo y rendimiento del pepino (*Cucumis sativus* L.) en invernadero. UAAAN-UL. 2020.

Fuente de variación	G:L.	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	F.Calculada	Pr > F
Bloque	2	436.745967	218.372983	8.32	0.0013
Bacteria	3	137.940656	45.980219	1.75	0.1778
Variedad	1	1524.595511	1524.595511	58.07	<.0001
Concentración	1	85.091673	85.091673	3.24	0.0819
Bacteria*variedad	3	42.853219	14.284406	0.54	0.6559
Bacteria*concentracion	3	146.436497	48.812166	1.86	0.1578
Variedad*concentración	1	112.056823	112.056823	4.27	0.0476
Bacteria*variedad*concentracion	3	10.156179	3.385393	0.13	0.9422
Error Experimental	30	787.643678	26.254789		
Total	47	3283.520204			