

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO



Germinación y Vigor en Semillas de Chile Habanero (*Capsicum chinense* L.)

Aplicando *Azospirillum* sp. y AG₃ en Laboratorio e Invernadero

Por:

ALFONSO CORTÉS SÁNCHEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila, México

Marzo 2014

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Germinación y Vigor en Semillas de Chile Habanero (*Capsicum chinense* L.)

Aplicando *Azospirillum* sp. y AG₃ en Laboratorio e Invernadero

Por:

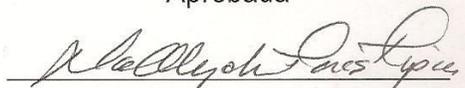
ALFONSO CORTÉS SÁNCHEZ

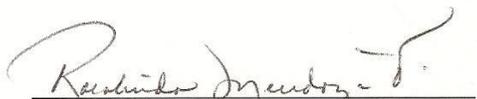
TESIS

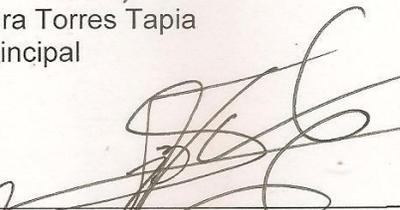
Presenta como requisito parcial para obtener el título de:

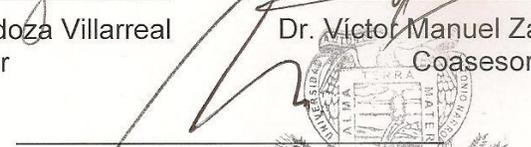
INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada


M.P. María Alejandra Torres Tapia
Asesor Principal


Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal
Coasesor


Dr. Víctor Manuel Zamora Villa
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía
Coordinación
División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.

Marzo 2014

DEDICATORIAS

Este trabajo lo dedico principalmente a nuestro señor **Dios**, porque sin el nada de esto hubiera sido posible, gracias por haber presentado esta oportunidad para poder superarme y ayudarme a concluirla, siendo un logro no solo para mí sino para toda mi familia.

A mis padres

Filimon Cortés Solórzano y Trinidad Sánchez Sánchez

Estas personas tan especiales en mi vida que me han brindado tanto amor y cariño, más del que les podré ofrecer.

Por haberme mostrado el camino para hacer siempre lo correcto, además de sacrificar todo para que saliera adelante, al apoyarme en mis estudios, brindándome palabras de ánimo para poder continuar en esos momentos de debilidad, mostrándome que con dedicación y esfuerzo todo se puede lograr, tienen todo mi amor y respeto, les estoy profundamente agradecido por darme la mejor herencia, una formación profesional.

A mí hermana **Zuri Saday Cortés Sánchez** por su cariño apoyo y comprensión, por los momentos de felicidad que hemos vivido juntos y los disgustos que hemos pasado (en los cuales tú comienzas, pero sabes que no hay problema y te disculpo, y si, lo sé, me amas) eres muy especial e importante para mí y sabes que siempre podrás contar conmigo así como yo contigo.

Y a mí hermano **Benjamín Cortés Sánchez**, esa persona con quien he pasado momentos muy felices y divertidos; en los cuales nos has enseñado mucho aun a tu corta edad, haciendo que los momentos que pasamos contigo sean más agradables, tienes todo mi apoyo en un gran camino por recorrer, animo que si se puede.

Para mis Abuelos y Tíos, personas a quienes aprecio, admiro y respeto, me enseñan mucho de lo que sé, que siempre me han apoyado, brindándome palabras de ánimo para no darme por vencido.

Mis primos con quienes he convivido a lo largo de toda mi vida compartiendo momentos muy agradables y divertidos, Etelberto (Tolomeo), Eslit (La licra), Gustavo (El panda), Rubén (La ruffi), Fernando (La geñis), German (La mancha), junto con todos los primos de quienes no me olvido, porque son parte especial y muy importante, ha echarle ganas y demostrar que si se puede, porque en el momento que nos propongamos en algo y estemos de acuerdo, podremos llegar muy lejos y realizar grandes cosas.

Amigos y compañeros a quienes conocí en la UAAAN a lo largo de nuestra estancia, con quienes compartí momentos muy agradables, haciendo que la dificultad de estar lejos de nuestros hogares fuera menos pesado para todos, recuerden que siempre tendrán un amigo con quien contar, por el momento nos despedimos pero al encontrarnos en el ámbito profesional, que agradable será saludarlos con un apretón de manos, les deseo suerte y éxito en su vida.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, mi alma terra mater, por haberme abrigado en su seno durante esta etapa de mi vida, al contribuir en mi formación, alcanzando y culminando una meta, mi formación profesional.

Mi más sincero agradecimiento a la M. P. María Alejandra Torres Tapia por todo el tiempo, apoyo, paciencia y los conocimientos brindados al resolver tantas dudas durante la elaboración y corrección de este trabajo de tesis.

Al Dr. Víctor Manuel Zamora Villa, por su valiosa colaboración durante la elaboración y revisión del presente trabajo.

A la Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal, le agradezco al haber contribuido con las cepas de *Azospirillum* y durante el desarrollo del experimento, así como en la revisión de este trabajo.

Al Dr. Ricardo Requéjo López, por su amistad, atención y palabras de ánimo durante gran tiempo de mi estancia en la Universidad.

A todos los profesores quienes desinteresadamente brindaron de sus conocimientos al contribuir en mi formación profesional.

Y a todas aquellas personas quienes de una u otra manera participaron para la culminación de mi carrera y la elaboración del presente trabajo.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vii
RESUMEN.....	ix
INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivo General.....	3
Objetivo específico.....	3
Hipótesis.....	3
REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
Origen del cultivo Chile habanero.....	4
Características botánicas del chile habanero.....	5
Requerimientos agroecológicos del cultivo.....	7
Fertilización de chile habanero.....	9
Cosecha.....	10
Manejo post-cosecha.....	11
Producción de semillas.....	12
Fisiología de la semilla (latencia).....	13
Bacteria (<i>Azospirillum sp.</i>).....	14
Condiciones de adaptación del género <i>Azospirillum</i>	15
Beneficios sobre el uso de la bacteria <i>Azospirillum</i>	17
Asociación de la bacteria <i>Azospirillum sp.</i> con chile habanero.....	19
Ácido giberélico.....	21
Funciones del Ácido giberélico.....	21
Aplicación de giberelinas en las plantas.....	22
MATERIALES Y MÉTODOS.....	24
Ubicación del experimento.....	24
Material genético.....	24
Tratamientos.....	25
Metodología.....	26
Variables evaluadas.....	30
Diseño Experimental.....	37
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	38
Etapa: Laboratorio.....	38
Capacidad de germinación.....	38
Vigor.....	45
Etapa: Invernadero.....	54
Capacidad de germinación.....	54
Vigor.....	60
CONCLUSIONES.....	73
LITERATURA CITADA.....	74

ÍNDICE DE CUADROS

No. de Cuadro		Página
3.1	Identificación de tratamientos en la germinación y vigor en semilla de Chile Habanero (<i>Capsicum chinense</i> L.) aplicando <i>Azospirillum sp.</i> y Ácido giberelico (AG ₃) Bajo dos Condiciones.....	26
4.1	Resultados de pruebas físicas y el coeficiente de variación de muestras de las variedades de semillas de chile habanero en laboratorio, 2013.....	38
4.2	Cuadros medios y significancias en la prueba de capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en laboratorio, 2013.....	39
4.3	Comparación de medias entre variedades (colores) en la capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en laboratorio, 2013.....	40
4.4	Comparación de medias en capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con <i>Azospirillum sp.</i> originarias de nopal o tomate más AG ₃ en laboratorio, 2013...	42
4.5	Cuadros medios y significancias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en laboratorio, 2013.....	45
4.6	Comparación de medias entre variedades (colores) en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en laboratorio, 2013.....	47
4.7	Comparación de medias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con <i>Azospirillum sp.</i> originarias de nopal o tomate más AG ₃ en laboratorio, 2013.....	49
4.8	Cuadros medios y significancias en la prueba de capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en invernadero, 2013....	55
4.9	Comparación de medias entre variedades (colores) en la capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en invernadero, 2013.....	56
4.10	Comparación de medias en capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con <i>Azospirillum sp.</i> originarias de nopal o tomate más AG ₃ en invernadero, 2013.....	58
4.11	Cuadros medios y significancias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en invernadero, 2013.....	61
4.12	Comparación de medias entre variedades (colores) en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de <i>Azospirillum sp.</i> más AG ₃ en invernadero, 2013.....	62

4.13	Comparación de medias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con <i>Azospirillum</i> sp. originarias de nopal o tomate más AG ₃ en invernadero, 2013.....	66
------	--	----

ÍNDICE DE FIGURAS

No. de Figuras		Página
3.1	Vista aérea de la universidad, donde se muestra la ubicación del laboratorio y el invernadero donde se realizó el experimento.....	24
3.2	Semillas de chile habanero con la cual se trabajó en el experimento, a la izquierda (a) variedad de frutos amarillos y a la derecha (b) variedad de frutos rojos.....	25
3.3	Se retiró la semilla de los frutos por variedad (amarillo y rojo).....	26
3.4	Acondicionamiento, se realizó la separación por aire para las semillas pesadas de las ligeras utilizando un soplador “South Dakota”.....	27
3.5	Aplicación de los 10 tratamientos a la semilla de chile habanero.....	29
3.6	Evaluación en la prueba de capacidad de germinación clasificando: a) plántulas normales, b) plántulas anormales y c) semillas sin germinar en condiciones de laboratorio.....	31
3.7	Evaluación de vigor mediante longitud media de hipocótilo y radícula en las plántulas normales en condiciones de laboratorio.....	32
3.8	Evaluación de vigor mediante peso seco de plántulas normales en condiciones de laboratorio.....	32
3.9	Evaluación en la prueba de capacidad de germinación en plántulas normales en condiciones de invernadero.....	33
3.10	Evaluación en la prueba de capacidad de germinación en plántulas anormales en condiciones de invernadero.....	34
3.11	Evaluación en la prueba de capacidad de germinación en semillas sin germinar en condiciones de invernadero.....	34
3.12	Evaluación de vigor mediante plántulas normales en condiciones de invernadero.....	35
3.13	Evaluación de vigor mediante longitud media de hipocótilo y radícula en plántulas normales en condiciones de invernadero.....	36
3.14	Evaluación de vigor mediante Peso Fresco y Seco en plántulas normales en condiciones de invernadero.....	36
4.1	Respuesta de capacidad de germinación en la interacción variedad (A = amarillo, R = rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en laboratorio, 2013.....	44

4.2	Respuesta de vigor mediante índice de velocidad de emergencia en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en laboratorio, 2013.....	51
4.3	Respuesta de vigor mediante longitud media de hipocótilo en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en laboratorio, 2013.....	52
4.4	Respuesta de vigor mediante longitud media de radícula en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en laboratorio, 2013.....	53
4.5	Respuesta de vigor mediante peso seco en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en laboratorio, 2013.....	54
4.6	Respuesta de la capacidad de germinación en la interacción variedad (A = Amarillo, R = Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en invernadero, 2013.....	59
4.7	Respuesta de vigor mediante índice de velocidad de emergencia en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en invernadero, 2013.....	68
4.8	Respuesta de vigor mediante longitud media de hipocótilo en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en invernadero, 2013.....	69
4.9	Respuesta de vigor mediante longitud media de radícula en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en invernadero, 2013.....	70
4.10	Respuesta de vigor mediante peso fresco en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en invernadero, 2013.....	71
4.11	Respuesta de vigor mediante peso seco en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con <i>Azospirillum sp.</i> en invernadero, 2013.....	72

RESUMEN

A nivel mundial, el chile habanero ha incrementado su importancia económica debido al número de agricultores que lo producen, por ello se ha buscado un sistema sustentable y orgánico, reduciendo las aplicaciones de fertilizantes, debido a ello, es conveniente contar con metodologías o aplicaciones de origen natural que ayuden a la germinación y desarrollo de los cultivos. Por tal motivo, se planteó el determinar el efecto de la germinación y vigor de la semilla de chile habanero (*Capsicum chinense* L.) aplicando cepas de *Azospirillum sp.* de origen nopal y tomate más AG₃ bajo dos condiciones, laboratorio e invernadero. Partiendo de semillas obtenidas de frutos de dos variedades, amarillo y rojo, aplicando 10 tratamientos por variedad, utilizando ambas cepas de *Azospirillum sp.* en dos concentraciones 10⁶ y 10⁸ UFC/mL, haciendo una combinación con AG₃ a 500 ppm y un testigo con agua, en tres repeticiones por tratamiento, se determinó la capacidad de germinación y vigor. Los datos registrados se analizaron a través de un diseño completamente al azar con arreglo factorial; en laboratorio la germinación y vigor con respecto a variedades, obtuvieron mejores valores en la variedad de frutos rojos; entre tratamientos, el 7 y 9, arrojaron resultados positivos en PN con (69.5 %) y (58.9 %), SSG (17.2 %) y (20.0 %), IVE (14.5 plántulas/día) y (12.5 plántulas/día), LMH (2.1 cm) y (1.9 cm), y PS (7.0 mg/plántula) (6 mg/plántula); así como en la interacción variedad por tratamiento sobresaliendo los frutos rojos en los tratamientos 5, 7 y 9, en las mismas variables. En invernadero, la variedad de color rojo fue mejor en capacidad de germinación y vigor; entre tratamientos, el 8 y 9 tuvieron mejores resultados en las variables PN con (89.2 %) y (82.5 %), PA (7.5 %) y (1.7 %), SSG (3.3 %) y (15.8 %), IVE (7.9 plántulas/día) y (6.7 plántulas/día), LMH (4.0 cm) y (4.1 cm), PF (74.8 mg/plántula) y (80.3 mg/plántula) y PS (12.3 mg/plántula) y (15.8 mg/plántula); y en la interacción se comportó mejor la variedad de frutos de color rojo en combinación con los tratamientos 8 y 9 en las variables PN, PA, SSG, IVE, LMH y PF. La

aplicación de cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en semillas de chile habanero (*Capsicum chinense* L.) de las dos variedades, tienen un efecto en la capacidad de germinación y vigor, sobresaliendo la variedad de frutos rojos en las condiciones de laboratorio e invernadero, la cepa de nopal con 10⁶ UFC/mL + 500 ppm, y 10⁸ UFC/mL + 500 ppm y Tomate 10⁶ UFC/mL + 500 ppm; así mismo la aplicación de ácido giberélico a las semillas de chile habanero (*Capsicum chinense* L.) de ambas variedades promueve al rompimiento de latencia en ambas condiciones.

Palabras clave: *Capsicum chinense* L., *Azospirillum sp.*, ácido giberélico, germinación, vigor, semilla.

INTRODUCCIÓN

A nivel mundial, los chiles se han convertido en la hortaliza de mayor crecimiento en los últimos años; dentro de éstos está el chile habanero que ha aumentado su importancia económica debido al número de agricultores que lo producen, así mismo y muy conocido debido a la gran cantidad de capseisina que aporta lo que le da su gran picor, siendo así muy apreciado por los consumidores a quien les agrada esta característica, lo que lleva a tener gran demanda en el mercado local, nacional e internacional (Ramírez y Vásquez, 2007).

La superficie mundial sembrada de chiles asciende a 1'696'891 hectáreas, con una producción de 25'015'498 toneladas, con un rendimiento medio de 14.74 ton/ha; siendo los principales países productores China y Turquía, teniendo México el tercer lugar en superficie y producción, donde el mayor estado productor es Yucatán, sobre todo en la península donde se cuenta con la mayor diversidad de chiles criollos en México, de estos, el habanero es el más importante, con una superficie promedio sembrada de 708 ha. y un volumen de producción de 3, 295 Mg, seguido por los estados de Tabasco, Campeche y Quintana Roo (Ramírez y Vásquez 2007; Tun, 2001; Aceves *et al.*, 2008).

Su utilización hasta ahora ha sido muy amplia, ya que abarca desde el uso como condimento para sazonar los platillos con salsas, chiles picados con otras verduras u otros platillos a base de él en el arte culinario, además de extraer pigmentos que se utilizan para dar color a salsas, quesos, aderezos, gelatinas entre otros alimentos procesados; para la industria farmacéutica en la elaboración de shampoos, pastas dentales, cremas y productos a base de extractos para aliviar dolores musculares; hasta la extracción de compuestos secundarios para generar productos de auto defensa (Torres Pimentel *et al.*, 2005).

La producción del chile habanero se lleva a cabo mediante siembra de semillas en charolas de polietileno, con sustrato en condiciones adecuadas para su germinación, obteniendo plántulas de 15 a 20 centímetros de altura, para su posterior trasplante a terreno fértil (Tun Dzul, 2001). Este proceso es uno de los aspectos a los que más atención se debe prestar para conseguir plantas sanas y vigorosas, de esta manera asegurar resultados económicos y satisfactorios (Loayza, 2001).

Hoy en día, la demanda de productos orgánicos ha venido tomando más importancia al buscar alimentos más saludables, por lo que se ha disminuido el uso de productos químicos, los cuales pueden dañar la salud. Por lo que es necesario aumentar las aplicaciones con materia orgánica, microorganismos o buscar la rotación de cultivos, acciones que ayudaran a conservar el medio ambiente y producir cultivos más benéficos.

Para que el sistema de producción de chile habanero sea sustentable y orgánico, se deben reducir las aplicaciones de fertilizantes, por tal motivo, es conveniente contar con metodologías o aplicaciones de origen natural como por ejemplo las compostas que equilibren la nutrición del cultivo (Nieto-Garibay *et al.*, 2002; la rotación de cultivos con leguminosas (Herencia *et al.*, 2011), o el uso de microorganismos del suelo que favorezcan la sustentabilidad del sistema de producción.

En esta última, se pueden utilizar bacterias como por ejemplo del género *Azospirillum* sp. quienes fomentan el incremento de biomasa total y el número de raíces en plántulas a diferentes concentraciones (Canto-Martin *et al.*, 2004). Así mismo el uso del ácido giberélico en las semillas de chile habanero quien promueve la pronta germinación, aumentando el número de semillas germinadas y estimulando el rápido crecimiento de los tallos y la división mitótica de las hojas de algunas especies (Lewak & Khan 1977; Bewley & Black 1994; Baskin & Baskin 1998; Tigabu & Odén 2001).

Por tal motivo, el presente trabajo consistió en obtener información sobre la actividad o respuesta generada en la aplicación de cepas de *Azospirillum* sp. de diferente

origen en combinación con un promotor como el ácido giberélico sobre semillas obtenidas de frutos de diferente variedad planteando el siguiente :

Objetivo General

Determinar el efecto en la germinación y vigor de semilla de dos variedades de chile habanero (*Capsicum chinense* L.) aplicando cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ bajo dos condiciones.

Objetivo específico

- Evaluar la respuesta en la germinación y vigor en semilla de dos variedades de chile habanero (*Capsicum chinense* L.) aplicando cepas de *Azospirillum sp.* originarias de tomate y nopal más AG₃ en condiciones de laboratorio e invernadero.

Hipótesis

La aplicación de las diferentes cepas de *Azospirillum sp.* más ácido giberélico dará efectos positivos en la germinación y desarrollo de las plántulas de chile habanero.

Una de las variedades de chiles habanero tiene una mejor respuesta en germinación y vigor después de la aplicación de los diferentes tratamientos, formados por cepas de *Azospirillum sp.* más ácido giberélico bajo dos condiciones.

Al menos una de las dos cepas de *Azospirillum sp.* estudiada tendrá una mejor respuesta en la germinación y vigor bajo una de las dos condiciones, laboratorio o invernadero.

REVISIÓN DE LITERATURA

Origen del cultivo Chile habanero

El género *Capsicum* es de la familia de la *Solanaceae*, incluye un promedio de 25 especies y tiene su centro de origen en las regiones tropicales y subtropicales de América, también es necesario destacar que existen otras especies del género cuyo fruto o producto también es denominado ají (Long, 1998).

Diversos estudios han definido como centro de origen del género *Capsicum* a una gran área ubicada entre el sur de Brasil y el este de Bolivia, el oeste de Paraguay y el norte de Argentina. En esta región se observa la mayor distribución de especies silvestres en el mundo. (Soria *et al.*, 2002) citan que Laborde indicó desde 1982 que probablemente el *C. chinense* era originario de América del Sur, de donde fue introducido a Cuba, aunque en la isla no se siembra ni se consume. De ahí se cree que fue traído a la Península de Yucatán. Esta hipótesis se refuerza al comprobar que *C. chinense* Jacq. es el único chile que no tiene nombre maya, a diferencia de otros.

El chile habanero proviene de las tierras bajas de la cuenca Amazónica y de ahí se dispersó a Perú durante la época prehispánica. La distribución también se dirigió hacia la cuenca del Orinoco (ubicada actualmente en territorios de Colombia y Venezuela) hacia Guyana, Surinam, la Guyana Francesa y las Antillas del Caribe (Salaya, 2010).

Clasificación taxonómica

El chile habanero pertenece al género *Capsicum* cuyo significado se deriva del griego: *kapso* (picar) y *Kapsakes* (cápsula) (Nuez *et al.*, 2003). Según Izco (2004), se clasifica de la siguiente manera:

Reino	Vegetal
Subreino	Embriophyta
División	Angiospermae
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Ranunculidae
Orden	Solanales
Familia	<i>Solanáceae</i>
Género	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>chinense</i>
Nombre común	Chile habanero

Los estudios taxonómicos indican que las especies que más se cultivan son *C.baccatum*, *C. pubescens*, *C. frutescens*, *C. chinenses* y *C. annum*, de las cuales, las dos últimas son las más importantes porque agrupan la mayor diversidad de chiles silvestres y domesticados. Estas especies se caracterizan por su fácil adaptabilidad a casi todos los climas, su cultivo va desde el nivel del mar, hasta los 2,500 de altitud, abarcando casi todas las regiones, razón por la cual se encuentra en casi todo el mundo (Pickersgill, 1971; Pozo *et al.*, 1991).

Características botánicas del chile habanero

Es de hábito de crecimiento determinado, se comporta como planta perenne (Soria *et al.*, 2000), su altura es variable pero en los cultivares puede oscilar entre 0.75 m y 1.20 m (Tun, 2001), tiene hábito de crecimiento erecto, densidad de ramificación inmediata, presenta escaso macollamiento (Trujillo, 2005).

Una raíz pivotante y un sistema radical bien desarrollado, cuyo tamaño depende de la edad de la planta, las características del suelo y las prácticas de manejo que se le proporcionen; puede alcanzar longitudes mayores a los 20 cm (De la Cruz, s/a).

El tallo es cilíndrico, tiene escasa pubescencia y su diámetro oscila entre 0.9 y 3.1 cm. (Trujillo, 2001).

Las hojas son simples, lisas, alternas, con escasa pubescencia y de forma lanceolada, de tamaño variable lo mismo que su color, el cual puede presentar diferentes tonos de verde dependiendo de la variedad. Pueden ser glabras o pubescentes, el grado de pubescencia también depende de la variedad. Con una nutrición adecuada se pueden alcanzar hojas con un tamaño superior a los 15 cm. de longitud y ancho (De la Cruz, s/a).

La floración se presenta entre los 80 y 100 días después del trasplante. La posición de las flores es intermedia. El color de la corola es blanco y su forma es redonda (Trujillo, 2001), estos órganos se forman en cada ramificación y se puede presentar racimos de hasta seis flores (Tun, 2001). Las flores son hermafroditas y frecuentemente se presentan con cinco sépalos, cinco pétalos y seis estambres. El ovario es supero, frecuentemente tri o tetralocular y el estigma usualmente se encuentra a nivel de las anteras lo cual facilita la auto polinización (Guenkov, 1974, citado por Ramírez, 2003).

Los frutos se presentan entre los 120 y 140 días después del trasplante cuya forma es tipo acampanulado con tres lóculos en promedio (Trujillo, 2001), estos también son considerados una baya (López, 2003) con forma de un trompo redondo, que varía de 2 a 6 cm de largo por 2 a 4 cm de ancho, con una constricción en la base (López *et al.*, 2009).

Los frutos son de color verde en el estado inmaduro, pero usualmente maduran en color rojo, anaranjado, amarillo e inclusive blanco. Esporádicamente se han

encontrado algunos frutos de color café (Ochoa, 2001). El color del fruto del chile habanero maduro está determinado principalmente por la presencia de dos tipos de pigmentos: los carotenoides y las antocianinas. La combinación en diferentes proporciones de estos dos pigmentos en el fruto, da lugar a los diferentes colores que se aprecian en las variedades cultivadas de Chile habanero (DOF, 2010). Todos los frutos de *C. chinense* tienen el mismo olor característico, independientemente del color de maduración (Ochoa, 2001).

La semilla presenta un color amarillo paja, superficie áspera, tamaño tipo intermedia y diámetro entre 3.5 a 4 mm. El peso de 1000 semillas varía de 6 a 8 g aproximadamente. Por fruto se puede encontrar entre 20 y 50 semillas. Factor relacionado directamente con las condiciones ambientales en que se desarrolla el cultivo. El periodo de germinación es de 8 a 15 días (Trujillo, 2005).

Requerimientos agroecológicos del cultivo

(De la Cruz, s/a), señala que los factores que limitan la adaptación, desarrollo y producción del chile habanero en Yucatán, son la precipitación y la temperatura, siendo la primera la más determinante, pero a la vez la más fácil de resolver con la aplicación del riego, ya que se cuenta con un manto freático a poca profundidad. Ante esto, dicho factor no es limitativo y no se considerará al determinar el potencial productivo.

Para su desarrollo, requiere de las condiciones climáticas siguientes:

Clima

El ciclo vegetativo de esta planta depende de las variedades, de la temperatura en las diferentes épocas (germinación, floración, maduración), de la duración del día y de la intensidad luminosa. Es un cultivo que se adapta a un rango muy amplio de altitudes, desde el nivel del mar hasta 3000 msnm, de acuerdo con la especie cultivada. El rango de temperatura en que se cultiva este fruto también es variable;

en Costa Rica se cultiva en zonas con temperaturas entre 18 y 30°C (Ministerio de Agricultura y Ganadería, 1991).

Temperatura

Según (ECAO, 2002), la temperatura requerida para el desarrollo óptimo del chile habanero es de 24°C; la mínima tolerada es de 15°C y la máxima de 32°C. Las temperaturas inferiores a la mínima detienen el crecimiento de la planta, no se realiza el cuajado de frutos y causan malformación del fruto y caída de las flores; las superiores a la máxima, provocan caída de las flores por quemadura y/o aborto.

La temperatura gobierna el ritmo de desarrollo del cultivo y la calidad del fruto expresado en su coloración. Si la temperatura del ambiente alcanza 28° C, el color rojo, cuyo pigmento principal es el compuesto carotenoideo denominado 'capsanthin' (que influencia el 35% del color rojo, cuyo 65% está integrado por los 31 pigmentos carotenoides restantes), se inhibe, quedando los frutos de color amarillo.

Precipitación pluvial

Es necesario que durante la etapa de crecimiento del fruto exista un adecuado suministro de agua. El riego será necesario si no se producen suficientes precipitaciones.

Es preferible plantar el cultivo en lugares donde la precipitación pluvial sea de 600 a 1,200 mm anuales bien distribuidos durante su ciclo vegetativo. Un exceso de humedad puede provocar la pudrición del follaje, frutos y la incidencia de enfermedades en la raíz.

Luz

Los frutos son sensibles a los rayos directos del sol (insolación), por lo que se requiere que la planta tenga buena cobertura de hojas. La intensidad de la luz no tiene efecto directo en la coloración, aunque si tiene un efecto indirecto sobre la temperatura del fruto produciendo escaldaduras.

Altitud

Para un desarrollo óptimo, el chile habanero debe sembrarse a alturas que varíen de 100 a 400 msnm. Este es un factor que interviene directamente en la apariencia física del fruto.

Humedad relativa

La humedad relativa óptima debe oscilar entre el 50 y 60%. Humedades relativas muy elevadas favorecen el desarrollo de enfermedades aéreas y dificultan la fecundación. Cuando la humedad y la temperatura son elevadas se produce una floración deficiente, caída de flores, frutos deformes y disminución del crecimiento, éstos efectos similares también se producen cuando la humedad relativa es escasa (ECAO, 2002).

Suelos

(Pacheco, 2005), agregó que el chile habanero se adapta y desarrolla en suelos profundos y bien drenados con textura entre lo franco limoso y franco arcilloso, con un pH desde 6.5 a 7.0, con un buen nivel de fertilidad y con una leve pendiente no menos de 8% para evitar áreas que se inunden o se estanque el agua después de una fuerte lluvia.

Fertilización de chile habanero

Según (Prado, 2006), la cantidad de fertilizante que se tiene que incorporar al cultivo, depende de la disponibilidad de nutrientes que se encuentren en el suelo y de la curva de nutrición de la planta. Recomendar una dosis de fertilización para el cultivo de chile habanero es irresponsable, cuando no se conoce en qué condiciones nutritivas se encuentra el suelo.

En el caso del chile habanero, el requerimiento nutritivo es de 250 kilogramos de nitrógeno, 100 kilogramos de fósforo, 300 kilogramos de potasio, 200 kilogramos de calcio y 100 kilogramos de magnesio, en todo el ciclo de producción (Prado, 2006).

En condiciones de agricultura extensiva, (Salvador *et al.*, 2013) estudiaron la respuesta del chile habanero desde 120 hasta 300 kg de nitrógeno por hectárea, y concluyeron que la dosis de 120 kg es suficiente para satisfacer la demanda del cultivo, ya que el rendimiento no se vio afectado al incrementar la dosis, sin embargo no reporta la condición nutrimental inicial del suelo.

En el caso de fósforo (P) (Borges-Gómez *et al.*, 2008), realizaron un estudio de correlación, y calibración de la metodología de Olsen y la metodología de Bray 1, en suelos de diferentes regiones del estado de Yucatán cultivados con chile habanero, los resultados fueron que fósforo Olsen correlacionó mejor en rendimiento con $r = 0.801$, e indican además que el valor crítico de P para chile habanero por el método gráfico y el estadístico es de 11.9 mg Kg⁻¹, por lo que en cualquier parcela que se analice y arroje valores superiores a éste, el efecto de productos fertilizante fosfatados será nulo, por lo tanto ya no es recomendable la aplicación de este nutriente, conservando de esta manera el ambiente y reduciendo además los gastos de operación del sistema.

El otro macronutriente que merece atención es potasio (K), resultados de investigaciones realizadas en condiciones hidropónicas reportaron que el uso de concentraciones de K de 1.0 a 9.0 mM, no tienen efecto en producción de flor y fruto, sin embargo, si se utiliza una concentración de 12.0 mM, hay una reducción de 75 % de flor y retarda hasta dos semanas la floración (Medina-Lara *et al.*, 2008). Lo anterior representa un efecto negativo para el productor, por la notable reducción de producción de floración lo que repercute en un decaimiento de rendimiento.

Cosecha

El momento de la cosecha está determinado por el desarrollo del fruto, mudanza de coloración del pericarpio o cuando han completado su madurez. Los frutos alcanzan el tamaño óptimo para su recolección cuando tienen la mitad o tres cuartas partes de su desarrollo normal, lo cual ocurre a los 25 ó 40 días después de la polinización de las flores. La cosecha se realiza a mano, quebrando el pedúnculo en el punto de

unión con la rama. La cosecha se realiza una vez a la semana. El chile habanero debe cortarse y colocarse en cajas con sumo cuidado, para que no se deterioren. Las cajas deben ser guardadas en lugares abrigados y bien aireados donde se clasifican, lavan, seleccionan, empaacan o procesan, manejándose en todo momento con el mayor cuidado.

La producción que se obtiene es aproximadamente de 1.5 a 2 libras por planta. La segunda cosecha se realiza a los 3 meses después de la primer obteniéndose una producción de 0.5 a 1 libra por planta aproximadamente. El número de cortes que se realizan por cosecha son de 5-6.

Para lograr los mejores estándares de calidad se debe mantener la apariencia, color uniforme, firmeza y maduración en el fruto, con esto se logra mantener una larga vida en anaquel.

La calidad del fruto del chile habanero color naranja, la determina su apariencia, el tamaño y el peso unitario, así como la firmeza y el color. Para su venta, el fruto se clasifica en grande, cuyo peso es mayor de 10 g; mediano, con peso de 7.5 y 10 g; chico, con peso entre 5 y 7.5 g; y rezaga con peso menor a 5 g. Su tamaño determina el peso y el precio que se obtiene en el mercado.

Manejo post-cosecha

Dentro de las buenas prácticas de manejo poscosecha (López, 2003), indica que una vez que las frutas y hortalizas son cosechadas, necesitan ser preparadas para su venta, ya sea en la huerta, a nivel minorista, mayorista o cadenas de supermercados.

El tratamiento poscosecha se ha convertido en una etapa esencial de la comercialización de frutas y hortalizas en fresco. Incluye toda una serie de técnicas de limpieza, desinfección, encerado, conservación y maduración que prolongan la vida del producto y permiten su llegada al consumidor en las mejores condiciones (Escribano y Escardino, 2005). La transpiración, deshidratación o pérdida de agua de

los frutos en poscosecha constituye el principal problema que demerita la calidad de consumo. Se ha observado que cuando los frutos pierden 6 – 7% de su peso, la firmeza y la apariencia disminuyen y por consecuencia la calidad y vida de anaquel (Báez *et al.*, 2005). La conservación del producto fresco puede prolongarse mediante su envasado en condiciones que permitan controlar la disponibilidad del O₂ y del CO₂ en el espacio en que se conserva, reduciendo el intercambio de O₂, y aumentando en del CO₂ (Astiasarán and Martínez, 2000).

Las atmósferas modificadas presentan grandes ventajas para el manejo de los productos hortofrutícolas, entre las que se incluyen: a) Retardar la maduración y senescencia para prolongar la vida en poscosecha, b) Prevenir y controlar algunos desordenes fisiológicos (fisiopatías) como son el daño por frío y el escaldado entre otros, c) Controlar o prevenir enfermedades y pudriciones ocasionadas por microorganismos, d) Controlan las infestaciones ocasionadas por insectos, e) Mantienen la calidad nutritiva de las frutas y hortalizas (Yahia, 2001).

Producción de semillas

En la producción comercial de semillas la calidad está determinada por un conjunto de atributos, donde la calidad genética, física, sanitaria y fisiológica juega un papel importante (Besnier, 1989; Copeland y McDonald, 1995). La calidad fisiológica implica la integridad de las estructuras y procesos fisiológicos, siendo los principales indicadores: la viabilidad, germinación y vigor, que dependen del genotipo (Perry, 1972; Moreno et al., 1988). Entre los factores que pueden tener efecto en la calidad de la semilla están el grado de madurez y tiempo de maduración de la semilla después de la cosecha. (Randle y Honma 1981) mencionan que en Chile las semillas completan su madurez fisiológica en un período de reposo que varía de una a seis semanas después de que los frutos fueron cosechados, dependiendo del tipo de Chile.

Los factores relacionados con la calidad física de la semilla son: contenido de humedad, peso por volumen y pureza. También se puede considerar el color, tamaño de semilla, peso de mil semillas y daño por hongos e insectos. Las semillas deben

reunir ciertos estándares de calidad dependiendo de la especie para ser consideradas de buena calidad física (Moreno, 1996).

Fisiología de la semilla (latencia)

La germinación de una semilla se conoce biológicamente como el momento en que el embrión reactiva su crecimiento y ocurre la protrusión radicular; mientras que, en tecnología de semillas se considera que una semilla germinó hasta que ha dado origen a una plántula completa (ISTA, 2004). Los procesos fisiológicos asociados con la germinación son similares a los que suceden durante el crecimiento normal de la planta; sin embargo, los patrones de expresión de genes durante ésta son muy característicos (Ma *et al.*, 2005).

Sobre la germinación de semillas de chile inciden diversos factores, destacando la necesidad de humedad y aireación, así como un rango térmico entre 20 y 30 °C donde la germinación es más rápida a esta última, mientras que a temperatura de 35 °C o mayores ya no hay germinación y la presencia o ausencia de luz no es un factor para la germinación (Bosland y Votava, 2000; Wall *et al.*, 2002; Nuez *et al.*, 2003). Cuando una limitante para la germinación y el desarrollo de plántulas es la baja temperatura, el ácido 5- aminolevulénico ha mostrado evitar los efectos negativos de esta condición (Korkmaz y Korkmaz, 2009).

Muchas semillas presentan un efecto de latencia que inicia durante la fase intermedia de su desarrollo; ésta previene la germinación de las semillas cuando aún están en la planta madre. En muchos casos, la latencia continua por un largo periodo después de la cosecha y se requiere de condiciones específicas para eliminarla (Baskin y Baskin, 1998). El principal responsable de controlar el desarrollo de la semilla y la latencia es el ácido abscísico (ABA) (Koorneef *et al.*, 2002) ya que a nivel molecular estimula la expresión de muchos genes asociados con el desarrollo de la semilla (Bewley y Black, 2000).

En muchos casos, el contenido de ABA es máximo cuando la semilla tiene el mayor crecimiento, después declina hasta alcanzar bajos niveles en la madurez y así permitir la germinación (Kermode, 1995).

Las semillas de chile presentan un comportamiento ortodoxo manteniéndose viables por periodos de 5 a 8 años con contenidos de humedad entre 4 y 6 % y temperatura ambiental de -10 °C. Generalmente los cultivares de *C. annuum* no presentan fenómenos acusados de latencia en las semillas (Nuez *et al.*, 2003; Bonilla *et al.*, 2004). Sin embargo, se ha observado que semillas cosechadas en estado inmaduro pueden presentar este problema. Además, se ha reportado la presencia de latencia en semillas de especies silvestres de *C. annuum* (Randle y Honma, 1981; Bosland y Votava, 2000); sin embargo, se recomienda extraer las semillas después de permanecer algunos días dentro del fruto para remover la latencia (Randle y Honma, 1981). Tratamientos con nitrato de potasio (2 g L⁻¹) y ácido giberélico (100-1000 ppm) son efectivos para eliminar esta condición (ISTA, 2004).

Bacteria (*Azospirillum sp.*)

El género *Azospirillum* pertenece a la subclase alfa de las proteobacterias. Se trata de bacterias aeróbicas, Gram negativas, miden 1,0 um x 3,0 um, tienen forma vibroide, presentan movilidad en espiral.

Origen y Distribución

Fue descubierta por Martinus Beijerinck en 1925, en Holanda, como *Spirillum lipoferum*, a partir de suelos arenosos pobres en nitrógeno. Juan Cabriales y Johanna Döbereiner en 1973, aislaron la bacteria a partir del suelo adherido a pastos marinos secos en Indonesia (Caballero, 1998).

Muestran una amplia distribución geográfica alrededor del mundo, aun cuando son más abundantes en las regiones tropicales, también se les encuentra en las regiones templadas, frías y desérticas (Caballero, 1998).

Azospirillum sp, es una de las rizobacterias más estudiadas, son aerobias, viven libremente en el suelo asociada a las raíces de la plantas, promueve el crecimiento vegetal y fija el N₂. Estudios han demostrado beneficios en el maíz, como incremento en la longitud y volumen de raíces, lo que significa una mayor absorción de nutrientes; incremento en el peso seco de planta y concentración de nitrógeno en follaje y grano, espigas fértiles, plantas más altas (Martínez, *et al.*, 2008).

Esta bacteria se encuentra en el suelo de la superficie de la raíz (rizoplasma), en el suelo alrededor de las raíces (rizósfera) o asociada a las raíces de una gran variedad de cultivos como maíz, trigo, arroz, sorgo, avena, pastos forrajeros, henequén, plantas cactáceas (Caballero, 1998).

Clasificación Taxonómica

La clasificación de *Azospirillum* de acuerdo al manual (Bergey 1984):

Categoría	Clasificación
Reino	Procaryote
División	Gracilicute
Clase	Scotobacteria
Familia	No existe
Genero	<i>Azospirillum</i>
Especie	<i>lipoferum</i>

Condiciones de adaptación del género *Azospirillum*

Diversas condiciones tales como el envejecimiento celular y la presencia de metales pesados provocan que las células de *Azospirillum* cambien su morfología y tomen la forma de quistes, conduciendo a la agregación celular y formación de grumos visibles de gran tamaño, que son residuos de arabinosa presentes en el exopolisacárido y en el polisacárido capsular, conocidos como poli-b16 hidroxibutirato (PHB). La formación de quistes mejora la sobrevivencia de *Azospirillum*, sirven como almacén de carbono y energía brindando mayor resistencia a la desecación, a la luz ultravioleta y al

choque osmótico. Vistos en el microscopio, a partir de cultivos semigelificados y gelificados con más de 24 horas de incubación se presentan frecuentemente como células refringentes con forma ovoide y de paredes gruesas (Caballero, 1998).

Una vez que las células de *Azospirillum* se han adaptado a las condiciones del ambiente rizosférico y han logrado llegar a la superficie de las raíces debido a factores químico y aerotáticos se inicia el establecimiento de la bacteria y la asociación con la planta (Martínez, *et al.*, 2008).

Entre los factores que más inciden en la adaptabilidad y eficiencia de *Azospirillum* en la rizósfera tenemos:

Temperatura

Su mayor crecimiento ocurre entre 32 y 36 °C, y disminuye de forma pronunciada por debajo de 30 °C.

pH

Con un punto óptimo entre 6,8 y 7,0; por debajo de pH 5 no es posible lograr su aislamiento.

Suministro de Carbono

Los microorganismos deben de tener acceso a abundantes fuentes de carbono para su crecimiento y producción de energía, sobre todo en el caso de los fijadores de nitrógeno; ya que la fijación de una molécula de N₂ requiere aproximadamente 16 moléculas de ATP, por lo que los microorganismos deben utilizar considerables cantidades de sustratos.

Humedad

La falta o exceso de humedad limita la vida microbiana en el suelo y en la zona rizosférica. El exceso influye sobre todo en la capacidad de aireación donde la población de microorganismos fijadores de nitrógeno disminuye, al reducir la aireación por la gran cantidad de humedad. Sin embargo, *Azospirillum* es capaz de formar quistes para sobrevivir durante largos períodos a la desecación.

Aireación

Ejerce un efecto muy marcado, sobre el desarrollo de la mayoría de los diazótrofos, en comparación con otros microorganismos no fijadores. A pesar de esto, muchas bacterias que son aerobias son microaerofílicas cuando fijan nitrógeno, como *Azospirillum* que funciona mejor a concentraciones reducidas de oxígeno, debido a la sensibilidad del complejo nitrogenasa al O₂, el cual inactiva de forma irreversible a la enzima. Son capaces de crecer en medio semisólido sin nitrógeno, porque en medios con esta consistencia ocurren distintos gradientes de O₂, de modo que las células pueden moverse hacia una zona donde el potencial de O₂ sea el adecuado.

Alto contenido de arcilla, materia orgánica y buena capacidad de retención de agua

Estos factores permiten la supervivencia de *Azospirillum*, mientras que alto contenido de partículas arenosas y elevada concentración de Carbonato de Calcio afectan negativamente su supervivencia (Martínez, *et al.*, 2008).

Beneficios sobre el uso de la bacteria *Azospirillum*

En los últimos años se ha visto un creciente interés en la bacteria del género *Azospirillum* por su posible contribución en el rendimiento de varios cereales (Kapulnik *et al.*, 1983). Inicialmente, los reportes sobre la asociación de *Azospirillum* se restringían únicamente a las Poaceae (Graminaceae), que poseen la ruta fotosintética C₄; sin embargo existen reportes de asociaciones de este tipo de microorganismos con las raíces de plantas dicotiledóneas (Rao y Venkateswarlu, 1982).

Se han utilizado varias especies de microorganismos en la agricultura para aprovechar los productos y subproductos de sus metabolismos para obtener un beneficio, ya sea por su participación en el control biológico de hongos y bacterias o por su capacidad para la fijación del nitrógeno atmosférico (Zhang *et al.*, 1996). Los microorganismos en asociación con cultivos, se utilizan para el mantenimiento de la biodiversidad y la sostenibilidad de los ecosistemas (Lynch, 2002; Osinski *et al.*, 2003). Las bacterias promotoras del crecimiento vegetal, también denominadas

PGPR (Plant Growth Promoting Rizobacteria), que habitan en la rizosfera de las plantas pueden tener un efecto positivo sobre los cultivos (Puente y Peticari, 2006). Los resultados de 20 años de estudio han demostrado que entre el 60% y 70 % de los experimentos llevados a cabo han tenido éxito con crecimiento significativo en la producción que varía entre un 5% y un 30%.(Dekhil *et al.*, 1997).

En las interacciones entre plantas y ciertos microorganismos promotores del desarrollo vegetal, la raíz desempeña un papel central por su capacidad para ser colonizada (Chiarine *et al.*, 1998; Jiang y Sato, 1994).

De hecho, se ha desarrollado una tecnología sencilla y económica para el establecimiento exitoso de leguminosas con una amplia variedad de cultivos. Esto incluye la práctica de la inoculación de *Rhizobium* (Hubbell, 1986a), *Pseudomonas* (Carrillo-Castañeda *et al.*, 2000), *Azospirillum* (Kapulnik *et al.*, 1985; Gowda y Watanabe, 1985) y de otros microorganismos en el suelo o en las semillas para la infección, nodulación y fijación de nitrógeno por la planta o para la promoción del desarrollo de algunos cultivos (Hubbell, 1986b).

Azospirillum sp. es una bacteria móvil la presencia de flagelos en su estructura le proporciona la movilidad necesaria para dirigirse a lugares donde obtenga los nutrientes ya que presenta quimiotaxis positiva hacia los ácidos orgánicos, azúcares, aminoácidos, compuestos aromáticos y hacia exudados radicales, esta capacidad de migración es muy dependiente de la humedad del suelo. Este comportamiento permite que la bacteria se dirija a un nicho ecológico apropiado de la rizosfera donde pueda producir sustancias promotoras de crecimiento (Dobbelaere *et al.*, 2001), entre las sustancia promotoras de crecimiento que se han encontrado en sobrenadantes son las giberelinas, auxinas y citoquininas, la fitohormona más importante en términos cuantitativos es la auxina ácido3-indol-acético (AIA), la producción de esta fitohormona por la bacteria se asume que es la causante de los cambios detectados por el sistema radical tras la inoculación de *Azospirillum sp.*, lo cual se relaciona con

una mejor absorción de nutrientes. Además menciona que pueden proteger a los vegetales ante situaciones de estrés biótico (Ayrault 2002).

Asociación de la bacteria *Azospirillum* sp. con chile habanero

Los microorganismos del suelo favorecen la sustentabilidad del sistema de producción de chile habanero. Las bacterias del género *Azospirillum* spp. fomentan el incremento de biomasa total y el número de raíces en plántulas a concentraciones de 3×10^7 y 1×10^7 UFC mL⁻¹ (Canto-Martin *et al.*, 2004).

A nivel mundial, entre los años 1974 a 1994, Okon y Labandera realizaron una amplia revisión sobre los experimentos realizados con *Azospirillum* spp. En diferentes sitios de Argentina, Cuba, Venezuela, México, Colombia en cultivos como algodón, girasol, caña de azúcar, frutilla, mora, tomate, mijo, maíz, soja, trigo, arroz. Esta evaluación reveló que el éxito de la inoculación fue en el rango del 60 al 70% de los experimentos realizados en suelos y regiones climáticas diferentes, con incrementos significativos, generalmente en el rango del 5 al 30% en el rendimiento de los cultivos (Saura *et al.*, 2003).

Por ello, estas bacterias han sido utilizadas como inoculantes o biofertilizantes para incrementar la producción de cultivos como maíz, trigo, arroz, etc. de gran importancia económica (Bashan *et al.*, 1996; Hernández *et al.*, 2002). En particular, con la inoculación de la rizobacteria *Azospirillum brasilense* una de las más estudiadas, se han reportado incrementos en rendimiento de 30 a 40 % en cultivos básicos (Hernández *et al.*, 2002), y en cultivos hortícolas la biofertilización a base de *Azospirillum* y otros microorganismos de la rizósfera tiene un efecto positivo en la germinación, crecimiento y producción de los cultivos. En semillas de tomate que fueron evaluadas 15 días después de la inoculación con *Azospirillum brasilense*, fue localizado en la raíz y dentro de los tejidos xilemáticos, además de un incremento en el peso fresco de la raíz, mayor longitud de los pelos radiculares y superficie radicular, y ácido-3- indolacético en plantas inoculadas (Ribaudó *et al.*, 2006); y en

plántulas de chile habanero, encontraron incrementos en el peso seco aéreo, radicular y el número de raíces (Canto *et al.*, 2004).

Se conoce que la presencia de bacterias del género *Azospirillum* spp. Está relacionada con los más altos rendimientos y que las sustancias secretadas actúan claramente como estimulante del desarrollo de raíces y de muchas de las funciones de crecimiento de la planta produciendo un desarrollo más vigoroso y sano. Frecuentemente, se observa que la inoculación con *Azospirillum* permite reducir entre el 40 al 50% el nivel de los fertilizantes, sin que exista disminución en el rendimiento de la cosecha.

La inoculación con *Azospirillum* en semillas permitiría reducir las elevadas cantidades de fertilizantes químicos que generalmente se aplican y con ello disminuir el costo de producción como los problemas derivados de su uso, principalmente la contaminación, sin detrimento de la producción. Un estudio realizado por (Canto-Martín *et al.* 2004) para determinar el efecto de la inoculación se colocaron grupos de 25 semillas de *C. chinense* en placas de Petri (con un total cuatro cajas para cada tratamiento) sobre dos capas de papel filtro húmedo y se conservaron a 28 – 30 °C en la oscuridad. Los resultados sobre la capacidad de germinación de las semillas mostraron que en los tres tratamientos no aumentaron ni disminuyeron la capacidad de germinación de las semillas; sin embargo, la inoculación con *Azospirillum* sp. aceleró en un día, el proceso de germinación. En el caso del tratamiento con el medio de cultivo la capacidad de germinación de la semilla inoculada fue similar a la del control.

Esta investigación se hace factible, por cuanto, se ha determinado el potencial de esta bacteria, en condiciones controladas de invernadero y campo. Un aspecto novedoso es la efectividad de la inoculación con *Azospirillum* spp. en condiciones de campo que a menudo es poco consistente, por lo que la colonización de la raíces por las bacterias es un requisito para el éxito de la inoculación.

Ácido giberélico

La forma de propagación de muchas especies vegetales es por semilla; sin embargo, algunas consideradas viables son incapaces de germinar, esta característica se denomina latencia, mecanismo de supervivencia a condiciones adversas del clima como: temperaturas bajas, alternancias de épocas secas y húmedas y climas desérticos, ésto resulta poco ventajoso cuando se pretende cultivarlas (Fuentes *et al.* 1996 a, b). Las giberelinas están implicadas directamente en el control y promoción de la germinación de las semillas; el ácido giberélico (AG₃) puede romper la latencia de las semillas y remplazar la necesidad de estímulos ambientales, tales como luz y temperatura (Araya *et al.*, 2000).

El Ácido Giberélico (AG₃) SL es un fitorregulador de crecimiento de acción hormonal que estimula y regula el desarrollo de las plantas. La respuesta fisiológica de los vegetales tratados dependerá del estado de desarrollo en que se encuentran.

Funciones del Ácido giberélico

Fitorregulador del crecimiento caracterizado por sus efectos fisiológicos y morfológicos. Actúa a concentraciones extremadamente bajas; es traslocado en el interior de la planta y, generalmente, sólo afecta a las partes aéreas. Su efecto más claro consiste en acelerar el crecimiento vegetativo de los brotes produciendo plantas más grandes. Este efecto se debe principalmente a la elongación de las células pero, en algunos casos, la multiplicación celular también se ve incrementada. Además actúa:

- Reforzando la dominancia apical. Los arbustos enanos pueden verse estimulados a crecer con un solo eje principal. Sin embargo, en algunas circunstancias, puede romper esta dominancia. Esto se ha notado en rosales que normalmente tienen un tallo principal largo y que producen numerosos brotes laterales después de un tratamiento.
- Estimulando la floración. Se nota especialmente en las especies bienales que se ven estimuladas a florecer sin la exposición necesaria a temperaturas bajas. Plantas con requerimientos específicos de iluminación diaria, florecen en

condiciones normalmente inapropiadas de horas-luz/día después de un tratamiento con GA₃.

- Aumentando la fructificación. Estimula la floración temprana y tiene la propiedad de inducir la fructificación partenocárpica en algunas especies.
- Rompiendo la dormición de las semillas. Acelera la germinación de algunas semillas.
- Rompiendo la dormición de los órganos vegetativos. Induce la brotación de bulbos y tubérculos.
- Suprimiendo el estrés producido por algunos virus.
- Reduciendo los efectos senescentes producidos por *Geotrichum candidum* en cítricos tratados con GA₃ en postcosecha, antes de almacenarlos.

Aplicación de giberelinas en las plantas

Las giberelinas son fitorreguladores que son sintetizados en muchas partes de la planta, pero más especialmente en áreas de crecimiento activo como los embriones o tejidos meristemáticos. A la fecha, se han identificado cerca de 112 giberelinas diferentes y se denominan sucesivamente GA₁, GA₂, GA₃, etc. (Rojas Garcidueñas & Rovalo 1985). El GA₃ es el único de uso comercial y se conoce como ácido giberélico. Las giberelinas actúan fundamentalmente sobre el RNA desinhibiendo genes. Esta acción está bien caracterizada con respecto a dos genes que en ausencia de giberelina están reprimidos: α -amilasa y los genes para el alargamiento normal de los entrenudos del tallo. Existe un receptor para la giberelina en la capa de aleurona de la semilla. El GA₃ induce la síntesis de α -amilasa, que es la enzima que toma parte en la desintegración de las reservas de almidón durante la germinación de las semillas. Debido a esta función, es bien conocido su uso como promotor o inductor de la germinación en diversos tipos de plantas (Lewak & Khan 1977; Bewley & Black 1994; Baskin & Baskin 1998; Tigabu & Odén 2001).

(Fu *et al.* 2001), describen las giberelinas como hormonas diterpenoides tetracíclicas esenciales para el normal desarrollo de las plantas. Los niveles de giberelinas en los vegetales están regulados por mecanismos homeostáticos que incluyen cambios en la expresión de una familia de enzimas de inactivación de giberelinas, conocidas

como AG-2-oxidasas (Singh *et al.*, 2002). El ácido giberélico es una hormona vegetal que controla los procesos de desarrollo como germinación, elongación del tallo, tuberización, floración, crecimiento del fruto, el crecimiento en diversas especies (Olszewski *et al.*, 2002) e inducción de algunas enzimas hidrolíticas (Matsuoka, 2003). El ácido giberélico también está asociado con la división y elongación celular (Taiz y Zeiger, 2006).

Las giberelinas promueven la germinación de la semilla (Bentsink y Koornneef, 2008); comercialmente se tiene el ácido giberélico (AG₃). (Petruzzelly *et al.* 2003) asocian la acumulación de β-1,3-gluconasa con el AG₃, pues reblandece la testa de la semilla de chile y tomate en germinación. El remojo de la semilla con 200 μL de AG₃ mejoró germinación y emergencia de plántulas de chile y tomate (Andreoli y Khan, 1999).

No obstante, la semilla de chile rojo bajo hidrotermia y 40 ppm de AG₃ logra la tasa máxima de germinación a 30 °C (Chung, 1985); a 40 °C, sólo germinó 1% de la semilla (Carter y Vavrina, 2000). El crecimiento de plántulas es útil para medir vigor de semillas (Geneve y Kester, 2001), pero la distribución de peso entre la parte aérea y radical de la plántula, representaría la condición maternal de crecimiento o exhibir el vigor de la semilla en un ambiente nuevo, producto de la procedencia (Alderete *et al.*, 2005), estrés salino (Nakano *et al.*, 2003), sequía (Li, 1998) o disponibilidad de agua (Awe *et al.*, 1976) y deficiencia de fósforo edáfico (Kant y Kafkafi, 2007).

MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación del experimento

El estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Producción de semillas, perteneciente al Centro de Capacitación y Desarrollo en Tecnología de Semillas y en el invernadero No. 3 de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicada en el municipio de Saltillo Coahuila (Figura 3.1), a una altitud de 1742 msnm cuyas coordenadas geográficas son 25° 22` latitud norte y 101° 1` longitud oeste.



Figura 3.1 Vista aérea de la universidad, donde se muestra la ubicación del laboratorio y el invernadero donde se realizó el experimento

Material genético

Se partió de frutos cosechados en el mes de septiembre del 2013, producidos en los campos experimentales de Torreón Coahuila, con una altitud de 1120 msnm y cuyas coordenadas geográficas son 25°33'19"N 103°22'14"W, bajo condiciones de riego;

evaluando dos variedades identificadas por el color del fruto, amarillo y rojo como se muestra en la Figura 3.2.

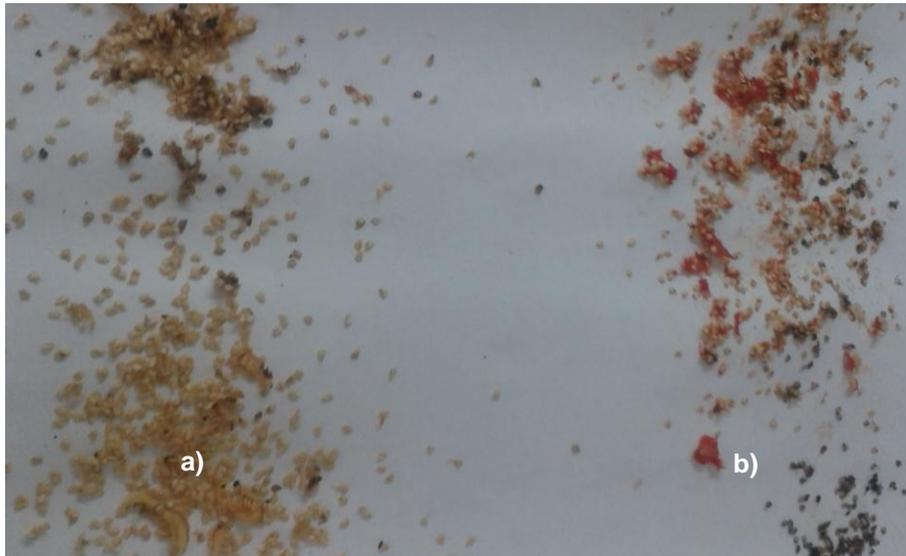


Figura 3.2 Semillas de chile habanero con la cual se trabajó en el experimento, a la izquierda (a) variedad de frutos amarillos y a la derecha (b) variedad de frutos rojos

Tratamientos

En el experimento se aplicaron 10 tratamientos a las semillas, utilizando cepas de *Azospirillum sp.* de diferente origen, una aislada del cultivo de tomate y otra de nopal, en dos concentraciones 10^6 y 10^8 UFC/mL haciendo una combinación con Ácido giberélico (AG_3) a 500 ppm, teniendo un testigo sin la aplicación de bacteria y promotor, los cuales se muestran en el siguiente Cuadro 3.1.

En la elaboración se tomó de la concentración de *Azospirillum sp.* al 10^8 UFC/mL de nopal y tomate 1 mL de la cepa original y se diluyó en 99 mL de agua destilada a obtener un volumen de 100 mL; para la concentración de 10^6 UFC/mL de nopal y tomate se tomó 1 mL de la concentración de 10^8 UFC/mL y se diluyó en 99 mL de agua destilada a obtener un volumen de 100 mL.

Cuadro 3.1 Identificación de tratamientos en la germinación y vigor en semilla de Chile Habanero (*Capsicum chinense* L.) aplicando *Azospirillum sp.* y Ácido giberélico (AG₃) Bajo dos Condiciones

No. Tratamiento	<i>Azospirillum sp.</i> (UFC/mL)	Ácido giberélico (ppm)
1	Nopal 10 ⁸	-
2	Nopal 10 ⁶	-
3	Tomate 10 ⁸	-
4	Tomate 10 ⁶	-
5	-	500
6	Nopal 10 ⁸	500
7	Nopal 10 ⁶	500
8	Tomate 10 ⁸	500
9	Tomate 10 ⁶	500
10 (Testigo)	-	-

Metodología

Extracción

Los frutos de chile habanero fueron cosechados en el mes de septiembre del 2013 y traídos al laboratorio de producción de semillas de la UAAAN sede Saltillo, donde se dejaron madurar sobre una mesa por una semana a condiciones de laboratorio, al cabo del tiempo se procedió a separar los frutos por variedad o color y extraer la semilla como se observa en la Figura 3.3, utilizando una navaja para retirar el pericarpio y obtener la semilla, la cual se extendió en un papel filtro para secar de forma natural por un periodo de 72 horas.



Figura 3.3 Se retiró la semilla de los frutos por variedad (amarillo y rojo)

Acondicionamiento

Una vez secas las semillas de las dos variedades, se tomó su peso total de cada uno, en seguida se llevaron a una limpieza mediante separación por peso (separando semillas llenas o puras de las vanas o vacías así como de impurezas), utilizando un soplador “South Dakota” marca Seedburo, a una abertura entre 4 a 5 cm por dos minutos (Figura 3.4), para obtener semilla llena o pura en el contenedor inferior y la semilla vana o vacía e impurezas en la parte superior del aparato; para evaluar el llenado y homogeneidad de la semilla se determinaron el Peso Volumétrico y el Peso de Mil Semillas obteniendo el coeficiente de variación de cada material (variedad o color).



Figura 3.4 Acondicionamiento, se realizó la separación por aire para las semillas pesadas de las ligeras utilizando un soplador “South Dakota”

Peso volumétrico

Para determinar el peso volumétrico de las semillas se empleó un recipiente de 4.7 mL de volumen, la semilla se dejó caer en el recipiente; sobrepasando su borde, permitiendo el llenado uniforme. El exceso se eliminó mediante el paso en “zig-zag” de una regla de madera, así la semilla quedó al ras del recipiente. Una vez realizada la operación de llenado, se pesó el contenido de semillas en una balanza analítica y se procedió a tomar la lectura de su peso. El peso volumétrico se reportó en Kilogramos por hectolitro.

Peso de Mil Semillas

a) Se contó la totalidad de la semilla pura (después de la limpieza) y se pesó en gramos.

b) De la semilla pura se tomaron al azar ocho repeticiones de 100 semillas cada una de las variedades, el conteo se realizó manualmente. Cada una de las ocho repeticiones se pesó en gramos con dos cifras decimales, en una balanza analítica.

$$S = \frac{n(\sum x^2) - (\sum x)^2}{n(n-1)} \quad S = \sqrt{S^2}$$

$$CV = \frac{S}{X} \times 100$$

En donde:

X = peso en gramos en cada repetición

N = número de repeticiones

Σ = Suma de

X = media del peso de 100 semillas

Aplicación de tratamientos

El trabajo se realizó en dos etapas laboratorio e invernadero, en cada etapa se evaluaron los 10 tratamientos en 3 repeticiones de cada variedad o color (amarillo y rojo).

Laboratorio

Se colocaron 90 semillas de cada variedad por tratamiento en vasos de precipitado de vidrio de 100 mL, se agregó el respectivo tratamiento y se dejó en reposo por 4 horas (Figura 3.5); una vez transcurrido el tiempo se determinó la respuesta fisiológica, sembrando 30 semillas de cada repetición dentro de una caja Petri de 9 cm de diámetro y 1.3 cm de altura, la cual contenía papel filtro Watham No. 1 húmedo con agua destilada (manteniendo la humedad en toda la prueba), se identificó cada caja con el tratamiento y repetición respectivo y fueron llevadas a una cámara de germinación marca Biotronette mark3 a 25 ± 1 °C de temperatura, con 8 horas luz y 16 horas oscuridad por 14 días, haciendo las evaluaciones correspondientes en la prueba de capacidad de germinación y vigor.



Figura 3.5 Aplicación de los 10 tratamientos a la semilla de chile habanero

Invernadero

Se evaluaron 60 semillas por cada tratamiento, inhibiendo por 4 horas en un vaso de precipitado con su respectivo tratamiento; después se llevaron a su siembra en camas en el invernadero, haciendo surcos de un metro a una profundidad de dos centímetros colocando 20 semillas a cada repetición por suco y cubriendo con una capa delgada del mismo suelo, se hizo un riego con agua potable inicial y posteriores

como lo fue requiriendo el cultivo, se hace mención que en dos riegos fueron sustituidos por la aplicación de los tratamientos, siendo a los 9 y 28 días después de la siembra, aplicando 20 mL por semilla sembrada (400 mL por repetición); haciendo evaluaciones de índice de velocidad de emergencia todos los días, y a los 38 días después de la siembra se determinó la capacidad de germinación y vigor.

Variables evaluadas

Para evaluar la respuesta fisiológica de los tratamientos en las dos etapas, laboratorio e invernadero se determinó la prueba de capacidad de germinación, la cual comprende las variables porcentaje de plántulas normales (PN), plántulas anormales (PA) y semillas sin germinar (SSG); y vigor mediante las pruebas de índice de velocidad de emergencia (IVE), longitud media de radícula (LMR), longitud media de hipocótilo (LMH) y tasa de crecimiento de plántula conocido como peso seco (PS), peso fresco (PF) evaluando tres repeticiones por cada tratamiento.

Etapa: Laboratorio

Capacidad de germinación

Se realizó mediante las reglas internacionales de la ISTA (2004) y el manual de evaluación de la AOSA (1992).

Plántulas normales. A los 7 y 14 días después de la siembra se realizó el conteo de plantas normales, tomándose en consideración aquellas que tenían totalmente desarrollado el hipocótilo y la radícula con un tamaño promedio de tres a cuatro veces el tamaño de la semilla, registrándose el valor en porcentaje (Figura 3.6).

Plántulas anormales. Su conteo se realizó a los 14 días después de la siembra tomándose en cuenta solo aquellas que no cumplían con los requisitos para ser una plántula normal, que tuviera poco desarrollado o mal formación, registrando el valor en porcentaje (Figura 3.6).

Semillas sin germinar. Se evaluó a los 14 días después de la siembra, en donde se consideraron a las semillas que no germinaron o presentaron indicio de germinación, registrando el valor en porcentaje (Figura 3.6).

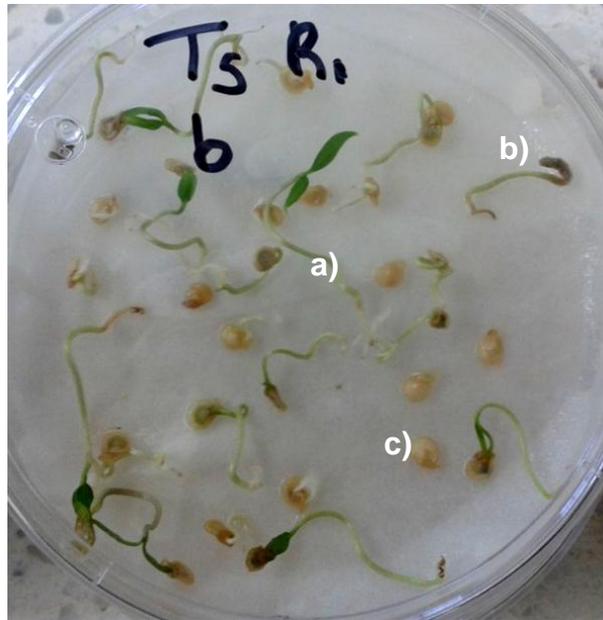


Figura 3.6 Evaluación en la prueba de capacidad de germinación clasificando: a) plántulas normales, b) plántulas anormales y c) semillas sin germinar en condiciones de laboratorio

Vigor

Índice de Velocidad de Emergencia. Se determinó con conteos diarios hasta los 14 días, considerando del número de plántulas emergidas o semillas que tuvieran algún brote, registrando el valor en número de plántulas por día.

Longitud Media de Hipocótilo. Los datos de esta variable se tomaron midiendo la longitud del hipocótilo de 10 plántulas normales por repetición al día 14 después de la siembra (Figura 3.7).

Longitud Media de Radícula. Se utilizaron 10 plántulas normales en esta variable, los datos se tomaron a los 14 días después de la siembra midiendo la longitud de la radícula (Figura 3.7).



Figura 3.7 Evaluación de vigor mediante longitud media de hipocótilo y radícula en las plántulas normales en condiciones de laboratorio

Peso Seco. Una vez que se tomaron todos los datos anteriores, se tomaron 10 plántulas normales de cada uno de los tratamientos y se metieron en una bolsa de papel, se colocaron dentro de la estufa por 24 horas a 65°C, posteriormente fueron retiradas y pesadas en una balanza analítica registrando en mg por 10 plántulas (Figura 3.8).



Figura 3.8 Evaluación de vigor mediante peso seco de plántulas normales en condiciones de laboratorio

Etapa: Invernadero

Capacidad de germinación

Plántulas normales. Al día 38 después de la siembra, se registraron los datos de esta variable en porcentaje, considerando plántulas normales aquellas que sobresalieron por más de 1 cm de la superficie del suelo (Figura 3.9).



Figura 3.9 Evaluación en la prueba de capacidad de germinación en plántulas normales en condiciones de invernadero

Plántulas anormales. Una vez que terminó el experimento se buscaron en donde se habían sembrado las semillas, considerando en esta variable solamente a aquellas que habían germinado pero no lograron emerger registrando los datos en porcentaje (Figura 3.10).



Figura 3.10 Evaluación en la prueba de capacidad de germinación en plántulas anormales en condiciones de invernadero

Semillas sin germinar. Junto con las plántulas anormales se registró esta variable en porcentaje tomando en cuenta a las semillas que no tenían ningún signo de germinación (Figura 3.11).



Figura 3.11 Evaluación en la prueba de capacidad de germinación en semillas sin germinar en condiciones de invernadero

Vigor

Índice de Velocidad de Emergencia. A diario se tomó el registro del número de plántulas que emergieron por día, durante los 38 días que duro el experimento en el invernadero (Figura 3.12).



Figura 3.12 Evaluación de vigor mediante plántulas normales en condiciones de invernadero

Longitud Media de Hipocótilo. Cuando se concluyó con el experimento se extrajeron 10 plántulas por repetición y de cada tratamiento y se tomó la longitud del hipocótilo (Figura 3.13).

Longitud Media de Radícula. Las plántulas se extrajeron con el mayor cuidado para evitar trozar su raíz, ya en el laboratorio se registró la longitud de la raíz de 10 de ellas por cada tratamiento (Figura 3.13).



Figura 3.13 Evaluación de vigor mediante longitud media de hipocótilo y radícula en plántulas normales en condiciones de invernadero

Peso Fresco. En el laboratorio se tomó el peso fresco en mg de 10 plántulas por repetición en una balanza analítica (Figura 3.14).

Peso Seco. Las 10 plántulas que se pesaron en fresco, se colocaron dentro de una estufa a 65°C por 24 horas, una vez transcurrido el tiempo se tomó su peso seco en mg por las 10 plántulas (Figura 3.14).



Figura 3.14 Evaluación de vigor mediante peso fresco y seco en plántulas normales en condiciones de invernadero

Diseño Experimental

La información generada del presente trabajo de investigación se analizó mediante un diseño completamente al azar con arreglo factorial, con tres repeticiones. Cuyo modelo estadístico es:

$$Y_{ij} = \mu + \lambda_i + \beta_j + (\lambda * \beta)_{ij} + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = variable observada

μ = media general

λ_i = efecto del factor A (Variedad o color del fruto de chile habanero)

β_j = efecto del factor B (Tratamiento)

$(\lambda * \beta)_{ij}$ = interacción A X B (Variedad o color del fruto de chile habanero x Tratamiento)

ε_{ij} = error experimental

Para procesar los datos obtenidos en el estudio se utilizó el paquete estadístico SAS versión 9.0 (2002).

La comparación de medias se realizó mediante la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) con un nivel de significancia de $P \leq 0.05$ %. Calculándose mediante la fórmula según Steel y Torrie (1980).

$$DMS = ta (\sqrt{2CM_{EE}/r})$$

Donde:

CM_{EE} : Cuadrado medio del error.

r : número de observaciones usadas para calcular un valor medio.

a : nivel de significancia.

t = valor tabular que se usa en la prueba, con los grados de libertad del error y el nivel de significancia apropiada.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las pruebas físicas en el acondicionamiento de las semillas mostraron que la semilla de la variedad de frutos de color rojo numericamente tienen mayor peso volumétrico en comparación con las semilla de frutos amarillo, las cuales tienen una morfología desuniforme y al colocarse en un determinado espacio cabe menos semilla que la de los frutos rojos, y con respecto a el peso de mil semillas indica que las semillas de fruto amarillo son más pesadas. (Cuadro 4.1)

Cuadro 4.1 Resultados de pruebas físicas y el coeficiente de variación de muestras de las variedades de semillas de chile habanero en laboratorio, 2013

Variedad	Peso volumétrico (Kg/HL)	Peso mil semillas (g)	Coeficiente de variación (%)
Amarillo	53.2	4.91	0.000022
Rojo	55.3	4.62	0.00134

Etapa: Laboratorio

Capacidad de germinación

En el análisis de varianza para la variable plántulas normales, se encontró una diferencia altamente significativa en las fuentes de variación variedad, tratamientos y su interacción, con un coeficiente de variación de 17.2 % como se muestra en el Cuadro 4.2; indicando que la respuesta de las plántulas normales fueron diferentes por la variedad, por los tratamientos aplicados y por la combinación de las variedades y los tratamientos.

Con respecto a la variable plántulas anormales, existió una diferencia significativa entre variedades y altamente significativa tanto entre tratamientos como en la interacción variedad por tratamiento (Cuadro 4.2), donde nuevamente existió una diferencia en cada variedad, tratamiento y combinación, obteniendo un coeficiente de variación de 40.6 %, este porcentaje se debió probablemente a que en los resultados existieron valores de 0 %.

Cuadro 4.2 Cuadros medios y significancias en la prueba de capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en laboratorio, 2013

Fuente de variación	Grados de libertad	Plántulas normales (%)	Plántulas anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
Variedad	1	7108.9**	114.8*	5407.4**
Tratamientos	9	6609.5**	1664.2**	11415.7**
Variedad x Trat.	9	4488.4**	925.7**	5995.3**
Error Exp.	40	3304.5	1124.9	3196.3
C.V. (%)		17.2	40.6	25.9

C.V. (%) = Porcentaje de Coeficiente de Variación; ** = Altamente significativo; * = Significativo.

Para la variable semillas sin germinar, hubo diferencias altamente significativas entre variedades, tratamientos y la interacción variedades por tratamiento, como era de esperarse por los resultados encontrados en las anteriores variables, obteniendo un coeficiente de variación del 25.9 % (Cuadro 4.2), donde nuevamente el porcentaje se elevó por tener una variación en la respuesta teniendo valores de 3 hasta un 11%.

Prueba de comparación de medias entre variedades

En la variable plántulas normales, al realizar la prueba de comparación de medias se encontró que las semillas provenientes de frutos rojos para esta especie, presentaron mayor porcentaje de plántulas normales con 63.4 % mientras que en las semillas de frutos amarillos fue 41.6 % (Cuadro 4.3); lo cual puede indicar que a pesar de presentar la misma edad fenológica de la planta en cuanto a siembra y cosecha, los frutos al provenir de diferente variedad pueden ser más o menos precozes y tener un distinto grado de madurez fisiológica de la semilla lo cual se evidencia a través del cambio de color de verde a amarillo o hasta rojo; por lo que

demuestra que las semillas de frutos rojos son las que poseen mayor calidad fisiológica por obtener mayor número de plántulas normales y por tanto mayor germinación, esto se reafirma con lo establecido por Ochoa (2001), quien menciona que los frutos de chile habanero de color verde se encuentran en estado inmaduro, que a partir de este color existen diferentes variedades donde usualmente al madurar cambian a distintas tonalidades o colores como el rojo, anaranjado, amarillo e inclusive blanco.

Cuadro 4.3 Comparación de medias entre variedades (colores) en la capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en laboratorio 2013

Variedades	Plántulas normales (%)	Plántulas anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
Amarillo	41.7 b	14.4 a	43.9 a
Rojo	63.4 a	11.7 b	24.9 b

Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes.

En la prueba de comparación de medias para la variable plántulas anormales indicó que las semillas extraídas de los frutos rojos tuvieron menor porcentaje de esta variable con 11.7 %, en comparación de los frutos amarillos con 14.4 % (Cuadro 4.3), por lo que se puede decir que la variedad influye en el color del fruto y por lo tanto en la madurez fisiológica de las semillas, sí esta es inmadura habrá un mayor número de plántulas anormales, mostrando que los frutos rojos se encuentran en una etapa más avanzada de madurez, probablemente por ser una variedad más precoz. Esto coincide con lo dicho por Justice y Bass (1978) y Copeland (1976), quienes demostraron que semillas inmaduras o parcialmente llenas son inferiores en viabilidad y vigor, mientras que semillas completamente maduras tienen un desarrollo físico y fisiológico completo para una máxima expresión de vigor.

Con respecto a la variable semillas sin germinar, la prueba de comparación de medias mostró que la mejor respuesta en obtener menor número de esta variable fue la semilla proveniente de frutos rojo con un 24.9 % como se muestra en el Cuadro 4.3, en comparación a las semillas de frutos amarillos que resultó con 43.8 %, señalando que la semilla de estos últimos puede tardar más en madurar al contrario

de los rojos, coincidiendo con Bosland y Votava (2000), quienes han observado que semillas cosechadas en estado inmaduro pueden presentar este problema; y por lo que esas semillas son fisiológicamente menos desarrolladas por lo que aumentó el número de semillas sin germinar, lo que coincide con lo reportado por Alizaga, (1989), que las semillas presentan el más alto nivel de calidad fisiológica o vigor al momento de la madurez fisiológica, sin embargo, esa calidad declina gradualmente como consecuencia del proceso de envejecimiento de la semilla, el cual acarrea una serie de transformaciones degenerativas de origen bioquímico, fisiológico y físico que están asociadas con la reducción del vigor.

Prueba de comparación de medias entre tratamientos

Por los resultados encontrados en el ANVA para la variable de plántulas normales, se presume que al menos un tratamiento de los aplicados obtuvo una respuesta fisiológica diferente, que al realizar la prueba de comparación de medias se encontraron cinco grupos estadísticos, donde el primer grupo lo formaron los tratamientos 5, 7 y 9 como se observa en el Cuadro 4.4, siendo los mejores en presentar el mayor porcentaje de germinación, de los cuales tienen una concentración baja de la bacteria a 10^6 UFC/mL sin importar su origen y en común el ácido giberélico, resaltando el tratamiento 7 (Nopal 10^6 UFC/mL + 500 ppm) con el mayor valor de 69.5 % de germinación, lo que coincide con Araya *et al.*, (2000), quienes mencionan que las giberelinas están implicadas directamente en el control y promoción de la germinación de las semillas, como es el ácido giberélico (AG_3) quien puede romper la latencia de las semillas y reemplazar la necesidad de estímulos ambientales, tales como luz y temperatura; esto se confirma por los resultados del testigo quien mostró una baja germinación con 41.7 %.

En la comparación de medias para plántulas anormales se encontraron cuatro grupos estadísticos, de los cuales los tratamientos 6, 8 y 9 fueron los que arrojaron los resultados más altos dentro del mismo grupo (Cuadro 4.4); donde los tratamientos 8 y 9 (Tomate 10^8 UFC/mL + 500 ppm y Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm) conteniendo *Azospirillum sp.* originario de tomate tiene mayor efecto negativo

al presentar mayor número de plántulas anormales con 20 y 21.1 % respectivamente, así mismo el efecto de la concentración de las bacterias también presentó un mayor porcentaje como fue el tratamiento 6 (Nopal 10^8 UFC/mL + 500 ppm).

Cuadro 4.4 Comparación de medias en capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con *Azospirillum* sp. originarias de nopal o tomate más AG₃ en laboratorio 2013

No.	Tratamiento	Plántulas normales (%)	Plántulas anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
1	Nopal 10^8 UFC/mL	57.2 bc	12.8 bc	29.9 bc
2	Nopal 10^6 UFC/mL	42.8 de	9.5 cd	47.7 a
3	Tomate 10^8 UFC/mL	43.9 de	3.9 d	52.2 a
4	Tomate 10^6 UFC/mL	37.8 e	7.8 cd	54.4 a
5	500 ppm	67.2 ab	12.2 c	20.5 bcd
6	Nopal 10^8 UFC/mL + 500 ppm	57.2 bc	18.9 ab	23.8 bcd
7	Nopal 10^6 UFC/mL+ 500 ppm	69.5 a	13.3 bc	17.2 d
8	Tomate 10^8 UFC/mL + 500 ppm	49.5 cd	20.0 a	30.5 b
9	Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm	58.9 abc	21.1 a	20.0 cd
10	Testigo	41.7 de	11.1 c	47.2 a

UFC = Unidades Formadoras de Colonias, Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes.

Los resultados del ANVA para los tratamientos en la variable semillas sin germinar indican que hay diferencia entre ellos y en la prueba de comparación de medias se encontraron cuatro grupos estadísticos, de los cuales los tratamientos 2, 3, 4, y 10 fueron los que dieron los resultados más altos, como se muestra en el Cuadro 4.4; mientras que el Tratamiento 1 (Nopal 10^8 UFC/mL), al contener mayor concentración de bacteria no ayuda a promover la germinación en comparación al grupo anterior, sugiriendo en forma general que este cultivo presenta en su semilla latencia, coincidiendo con Randle y Honma (1981); además que se ha reportado la presencia de latencia en semillas de especies silvestres de *C. annuum*.

No obstante, la respuesta de rompimiento de latencia de la semillas no fue igual entre las cepas estudiadas, contradiciendo un poco a lo mencionado por algunos autores, quienes señalan que el género *Azospirillum* pertenece al grupo de PGPB

(Bacterias promotoras del crecimiento vegetal), ya que tienen la capacidad de colonizar al adherirse a la raíz, fijando el N_2 , promoviendo el crecimiento y desarrollo de las plantas por la producción de IAA Crozier *et al.*, (1988), el ácido indol - 3 - butírico Martínez - Morales *et al.*, (2003), citoquininas Timmusk *et al.*, (1999), y algunos giberelinas por ejemplo GA1, GA3, GA9, GA19, y GA20 Bottini *et al.*, (1989); Janzen *et al.*, (1992); Piccoli *et al.*, (1996); por lo que se puede mencionar que el origen de las cepas de este estudio, posiblemente sea la causa por la que produzcan diferentes hormonas y cantidad de ellas, resultando una respuesta diferente entre los tratamientos, ya que esta especie por sí sola, la semilla presenta latencia como lo muestra el testigo con 47.2 % de semillas sin germinar, y al aplicar el tratamiento con cepa de origen de nopal a una concentración alta (10^8 UFC/mL) obtuvo un bajo porcentaje con 29.9 %; en cambio la cepa de origen de tomate en esa misma concentración obtuvo 52.2 %, debido tal vez a que la primera cepa produce mayor cantidad de giberelinas que la de origen de tomate, ya que al combinarse con el AG_3 redujó el porcentaje hasta 30.5 % y en la cepa de nopal con AG_3 disminuyó aún más hasta 23.8 %, cabe mencionar que existió un rompimiento de latencia en la semilla de chile habanero en ambas cepas de *Azospirillum sp.* pero haciendo énfasis en una de las cepas.

Respuesta de la interacción color por tratamiento

La respuesta de la interacción entre los factores estudiados para la variable plántulas normales, se encontró que la semilla proveniente de frutos rojos en la mayoría de los tratamientos como se muestra en la Figura 4.1, resultó con el mayor número de plántulas normales con un rango de 56.7 a 74.5 %, lo que se puede deber a que esta variedad sea un poco más precoz y al combinarse con estos tratamientos se obtuvieron mejores valores; mientras que la semilla de frutos amarillos tuvo una mejor respuesta en el tratamiento 1 (Nopal 10^8 UFC/mL) con 63.3 % superando a las de fruto rojo con 51.1 %.

En la interacción de variedad por tratamiento para la variable de plántulas anormales en los dos colores de fruto, la tendencia entre los diferentes tratamientos con

Azospirillum sp. en la semilla proveniente de frutos de color amarillo más la aplicación de AG₃, fue en aumento en comparación a la semilla de frutos rojos, resultando mayormente afectada en los tratamientos 1, 6, 7, 8 y 9 con los más altos porcentajes de anomalías entre 13.3 a 32.2 %; mientras que en ambas variedades de fruto, se presentó una respuesta similar en el tratamiento 5 (500 ppm) sin tener diferencia por lo aplicado. Con respecto a los tratamientos 2, 3, 4 y 10 en las semillas de fruto rojo, se obtuvieron resultados más elevados para esta variable, los cuales van de un 4.4 a 13.3%, y mismos que no fueron tratados con ácido giberélico lo que indica que los *Azospirillum sp.* propicia el crecimiento de las plántulas.

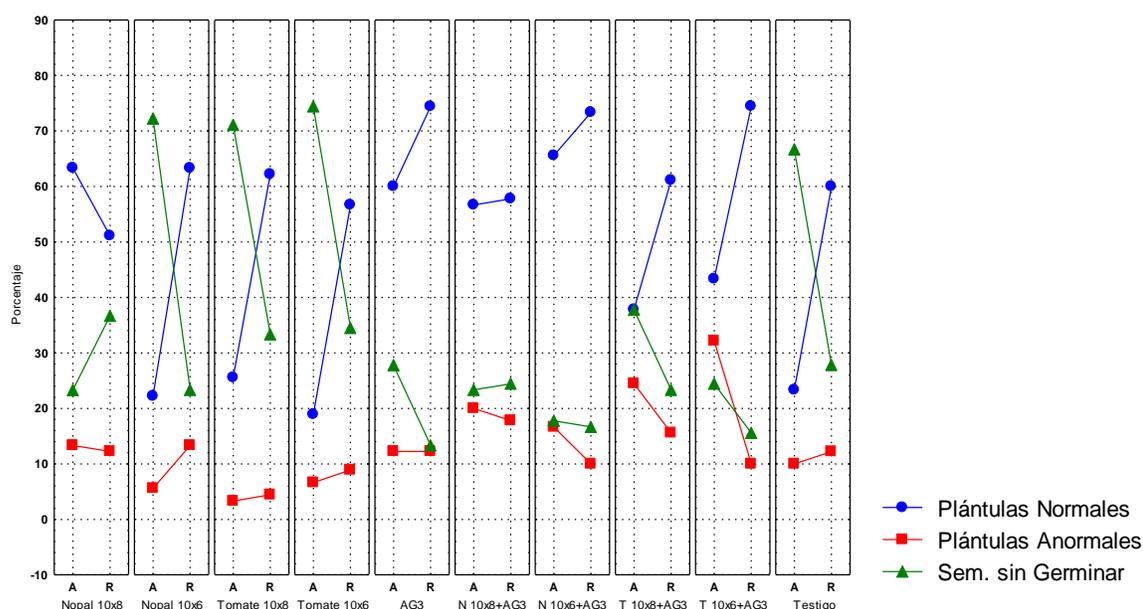


Figura 4.1 Respuesta de capacidad de germinación en la interacción variedad (A = amarillo, R = rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en laboratorio, 2013

Para la variable de semillas sin germinar en la interacción variedad de fruto por tratamiento, la respuesta de la semilla proveniente de frutos amarillos mostró una tendencia negativa en los tratamientos por presentar mayor porcentaje de semillas sin germinar en 2, 3, 4, 5, 7, 8, 9 y 10, con valores desde 17.7 hasta 74.4 %, observando que los tratamientos 2, 3 y 4 tuvieron a una respuesta muy similar al

testigo, lo que se puede deducir que la semilla de frutos amarillo no logró romper su latencia aún con la aplicación de tratamientos, siendo el más afectado el tratamiento 4 (Tomate 10⁶ UFC/mL), el cual obtuvo mayor valor (74.4%). Con respecto a la semilla proveniente de frutos rojos, se presentó una respuesta negativa al aumentar el porcentaje de semillas sin germinar en los tratamientos 1 y 6 con un rango de 24.4 a 36.6%.

Vigor

Para la variable índice de velocidad de emergencia, en el análisis de varianza se encontró diferencia altamente significativa entre variedad y tratamientos, sugiriendo que al menos una variedad y un tratamiento pudieron tener una respuesta diferente entre ellos, en la interacción variedad por tratamiento hubo diferencia significativa en las respuesta del índice de velocidad de emergencia, dando un coeficiente de variación de 28.3 %, el cual es elevado debido a que hubo diferencias en el número de plantas por tratamiento (Cuadro 4.5).

Cuadro 4.5 Cuadros medios y significancias en la prueba de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en laboratorio, 2013

Fuente de variación	Grados de libertad	IVE (Plántulas/día)	LMH (cm)	LMR (cm)	Peso Seco (mg/plántula)
Variedad	1	544.2**	0.03 ^{NS}	1.8**	72.6**
Tratamientos	9	477.0**	5.1**	1.2*	68.3**
Variedad x Trat.	9	136.8 *	1.98*	0.5 ^{NS}	55.5**
Error Exp.	40	318.3	3.1	1.9	48.0
C.V. (%)		28.3	15.4	19.7	20.1

C.V. = Coeficiente de Variación; ** = Altamente significativo; * = Significativo, ^{NS} = No significativo; IVE = Índice de Velocidad de Emergencia (No. de plántulas/día); LMH = Longitud Media de Hipocótilo (centímetros); LHR = Longitud Media de Radícula (centímetros).

Para la variable longitud media de hipocótilo, no se encontró diferencia significativa para la fuente de variación variedad de fruto como se aprecia en el Cuadro 4.5; hubo diferencia altamente significativa entre los tratamientos aplicados, generando al menos una respuesta diferente en uno de ellos, y significativa en la interacción

variedad por tratamiento, teniendo un coeficiente de variación de 15.4 %, lo cual indica que en los valores obtenidos existe diferencia.

De acuerdo con el análisis de varianza para la variable longitud media de radícula, se encontró una diferencia altamente significativa en las fuentes de variación de variedad de fruto, indicando que uno de los dos colores de frutos es mejor para esta variable; hubo diferencia significativa para tratamientos, así mismo no se encontró diferencia significativa en la interacción variedad por tratamiento, lo que sugiere que tuvieron el mismo comportamiento, teniendo un coeficiente de variación de 19.7 % como se muestra en el Cuadro 4.5.

En la variable peso seco, se encontró diferencia altamente significativa para las fuentes de variación variedad de fruto, tratamiento y la interacción variedad por tratamiento, indicando que la respuesta en la acumulación de materia en la plántula normal, fue diferente dependiendo de la variedad, tratamiento aplicado y por tanto en la combinación de ambos, con un coeficiente de variación de 20.1 %, mostrado en el Cuadro 4.5.

Pruebas de comparación de medias entre variedades

En la prueba de comparación de medias en la variable índice de velocidad de emergencia, se encontró que tuvieron una mejor respuesta para esta variable las semillas provenientes de frutos rojos con 12.9 plántulas/día, en comparación de los amarillos con 6.9 plántulas/día, como se muestra en el Cuadro 4.6, lo que indica que la semilla de los frutos de color rojo alcanzan la madurez en un periodo de tiempo más corto, lo que puede ser debido a una variedad más precoz, en comparación con los frutos de color amarillo, el cual es un factor que interviene en la velocidad de emergencia de una plántula; además de ser una semilla madura, viable y no latente debe cubrir los requerimientos para una germinación, como es el contar con condiciones adecuadas de agua, aire, temperatura y luz, en donde las semillas de la mayoría de las especies son capaces de madurar mucho antes de la madurez fisiológica, aunque el más alto porcentaje sucede cuando se obtiene el máximo peso seco, o sea, en la madurez fisiológica.

Con respecto a la variable longitud media de hipocótilo en la prueba de comparación de medias, en la fuente de variación variedad de fruto, se obtuvo un solo grupo estadístico lo cual indica que no hay diferencia (Cuadro 4.6), lo que nos sugiere que para esta variable la cosecha de los frutos de ambas variedades no interviene en el vigor sobre todo en longitud de hipocótilo, debido posiblemente a los compuestos químicos existentes en ellas conocidos como material de reserva, que en este cultivo posiblemente sea de igual cantidad en ambas variedades.

Cuadro 4.6 Comparación de medias entre variedades (colores) en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en laboratorio 2013

Variedad	IVE (plántulas/día)	LMH (cm)	LMR (cm)	Peso Seco (mg/plántula)
Amarillo	6.9 b	1.8 a	0.9 b	4.3 b
Rojo	12.9 a	1.7 a	1.3 a	6.5 a

Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes; IVE = Índice de Velocidad de Emergencia (No. de plántulas/día); LMH = Longitud Media de Hipocótilo (centímetros); LHR = Longitud Media de Radícula (centímetros).

Para la variable longitud media de radícula, en la prueba de comparación de medias de la variedad, mostró una diferencia formando dos grupos estadísticos, sobresaliendo los frutos rojos por tener mejor radícula en las plántulas nacidas de las semillas extraídas de esta variedad con un promedio de 1.3 cm, superando a la longitud de la raíz de las plántulas procedentes de frutos amarillos con 0.9 cm, como se muestra en el Cuadro 4.6, esta respuesta tal vez se debe a que en la variedad de fruto rojo es más fácil detectar el grado de madurez del fruto simplemente por el cambio de color y por tanto de las semillas, mientras que en fruto amarillo causa dudas al ser cosechados por no tener clara la evidencia de color del fruto en la madurez fisiológica, como lo mencionan algunos autores como Puente y Bustamante (1991); Randle y Honma (1981) y Edwards y Sundstrom (1987), quienes mencionan que entre los factores que tienen efecto en la calidad de la semilla está en el grado de madurez del fruto a la cosecha y el tiempo de maduración de la semilla después de cosechados los frutos.

Con la prueba de comparación de medias en la fuente de variación de variedad de fruto en la variable de peso seco, los resultados mostraron dos grupos estadístico, obteniendo en las semillas de frutos rojos un peso de 6.5 mg/plántula y el otro grupo estadístico lo formo el color de frutos amarillos teniendo 4.3 mg/plántula (Cuadro 4.6), lo que puede indicar que los frutos rojos pueden ser de una variedad más precoz y al ser cosechados en una etapa con una madurez fisiológica completa acumularon mayor material de reserva, y al emerger tienen mayor capacidad de división celular y acumulación de materia seca.

Pruebas de comparación de medias entre tratamientos

En la prueba de comparación de medias para índice de velocidad de emergencia, se encontraron cinco grupos estadísticamente diferentes, de los cuales los tratamientos 5, 7 y 9 fueron los mejores, semillas tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* de los dos orígenes en combinación con AG₃ (Cuadro 4.7); esta respuesta de la variable muestra que la producción de giberelinas, citoquininas y auxinas de la bacteria ayuda a la pronta emergencia; es de saber que esta última hormona al producirse en altas concentraciones puede inhibir la acción de las demás; sin embargo, por haber aplicado bajas concentraciones de la bacteria no llegó a inhibir la germinación, sobresaliendo así los tratamientos anteriormente mencionados.

Mientras que al aplicar las cepas por si solas, los resultados marcaron una baja en la emergencia como fueron los tratamientos 2, 3, 4, 8 y 10 similares al testigo (10, Testigo), así mismo a concentraciones de 10⁸ UFC/mL en ambas cepas aún con el AG₃, dando esta respuesta negativa, pero se ha de mencionar que la cepa de *Azospirillum sp.* de origen de nopal en ambas concentraciones y aún con AG₃ superó a la cepa de tomate en esta variable.

Con respecto a la longitud media de hipocótilo en la prueba de comparación de media, se encontraron cuatro grupos estadísticamente diferentes, de los cuales los tratamientos 1, 5, 6, 7, 9 y 10 se encontraron en el primero (Cuadro 4.7), donde en la mayoría de estos contenían la cepa bacteriana de origen de nopal, que entre ellos numéricamente, los tratamientos 5 y 7 superaron a todos los demás con 2.1 cm

constituidos por AG₃ a 500 ppm (solo 5, 500 ppm) y la cepa de *Azospirillum sp.* de origen nopal a baja concentración, indicando que estos tratamientos pueden ser útiles para obtener mejores resultados en vigor ya que al producir pocas auxinas reduce al efecto inhibitor sobre las demás hormonas.

Cuadro 4.7 Comparación de medias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con *Azospirillum sp.* originarias de nopal o tomate más AG₃ en laboratorio 2013

No.	Tratamiento	IVE (Plántulas/día)	LMH (cm)	LMR (cm)	Peso Seco (mg/plántula)
1	Nopal 10 ⁸ UFC/mL	10.8 bc	1.9 ab	1 b	5.7 abc
2	Nopal 10 ⁶ UFC/mL	7.4 de	1.4 cd	1 b	4.2 d
3	Tomate 10 ⁸ UFC/mL	7.4 de	1.6 bc	1.2 b	4.6 cd
4	Tomate 10 ⁶ UFC/mL	6.2 e	1.2 d	1.1 b	4.0 d
5	500 ppm	13.9 ab	2.1 a	1.2 b	6.9 a
6	Nopal 10 ⁸ UFC/mL + 500 ppm	10.3 cd	1.9 ab	1.1 b	6.2 ab
7	Nopal 10 ⁶ UFC/mL + 500 ppm	14.5 a	2.1 a	1.2 b	7.0 a
8	Tomate 10 ⁸ UFC/mL + 500 ppm	9.2 cde	1.5 cd	1.0 b	5.5 cb
9	Tomate 10 ⁶ UFC/mL + 500 ppm	12.5 abc	1.9 ab	1.1 b	6 ab
10	Testigo	6.9 e	2.0 a	1.5 a	4.2 d

UFC = Unidades Formadoras de Colonias; Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes; IVE = Índice de Velocidad de Emergencia (No. de plántulas/día); LMH = Longitud Media de Hipocótilo (centímetros); LHR = Longitud Media de Radícula (centímetros).

En la variable longitud media de radícula, la prueba de comparación de medias descrita en el Cuadro 4.7 se encontraron dos grupos estadísticamente diferentes, donde el testigo (10) fue superior a todos con 1.5 cm de promedio, lo cual detectó que para chile habanero bajo condiciones de laboratorio con latencia, al aplicar cepas de *Azospirillum sp.* más ácido giberélico no fue positiva la respuesta en el vigor de la longitud de radícula en la plántulas emergidas, difiriendo con lo aportado por otros autores quienes mencionan que promueve el crecimiento y desarrollo de las plantas por la producción de IAA Crozier *et al.*, (1988) y ácido indol - 3 - butírico Martínez - Morales *et al.*, (2003) quienes tienen como principal función la elongación de radícula en las plantas, así como en la aplicación de AG₃ más *Azospirillum sp.* en

semillas de papaya, aumentan considerablemente su longitud media de radícula Torres *et al.*, (2013).

Con el ANVA para peso seco en la prueba de comparación de media, con la fuente de variación por tratamientos, se encontraron cuatro grupos estadísticamente diferentes, y entre ellos los tratamientos 1, 5, 6, 7 y 9 reflejados en el Cuadro 4.7, quienes fueron los mejores tanto en la variable de longitud de hipocótilo como ahora en la acumulación de peso seco, resaltando que en la mayoría de estos fueron tratados con cepas de *Azospirillum sp.* de nopal y algunos de ellos en combinación de AG₃, de los cuales sobresalió el tratamiento 7 (Nopal 10⁶ UFC/mL + 500 ppm) con 7 mg/plántulas. Con respecto al testigo la mayoría se comportó mejor a excepción de los tratamientos 4 y 2 los cuales no lo lograron superarlo para la obtención de mayor acumulación de peso.

Respuesta de la interacción variedad por tratamiento

Los resultados de la interacción de variedad por tratamiento para la variable índice de velocidad de emergencia, se obtuvieron en los tratamientos del 2 al 10, donde se resultó una respuesta positiva en el fruto de color rojo, con un rango de 10 a 17.3 plántulas/día, sobresaliendo los tratamientos 5, 7 y 9 como se muestra en la Figura 4.2, donde el primero de estos fue tratado con ácido giberélico y los otros dos con bacterias de *Azospirillum sp.* a bajas concentraciones originarias de nopal y tomate más esta hormona; esto afirma que la baja concentración que se manejó en el estudio generó una bajo producción de auxinas por parte de las bacterias sin llegar a inhibir la función de otras hormonas como es la aplicación del promotor (AG₃), aunado a ello la madurez fisiológica presentada en los frutos de esta variedad, potencializó la emergencia; lo cual coincide con Canto-Martín *et al.*, (2004), quienes mencionan que la inoculación con *Azospirillum sp.* acelera en un día, el proceso de germinación de plántulas de *Capsicum chinense*. Es de mencionar que el tratamiento 1(Nopal 10⁸ UFC/mL), en semillas provenientes de frutos de color amarillo superaron a los rojos, con valor de 11.2 plántulas/día; así mismo el testigo fue superado por todos los tratamientos.

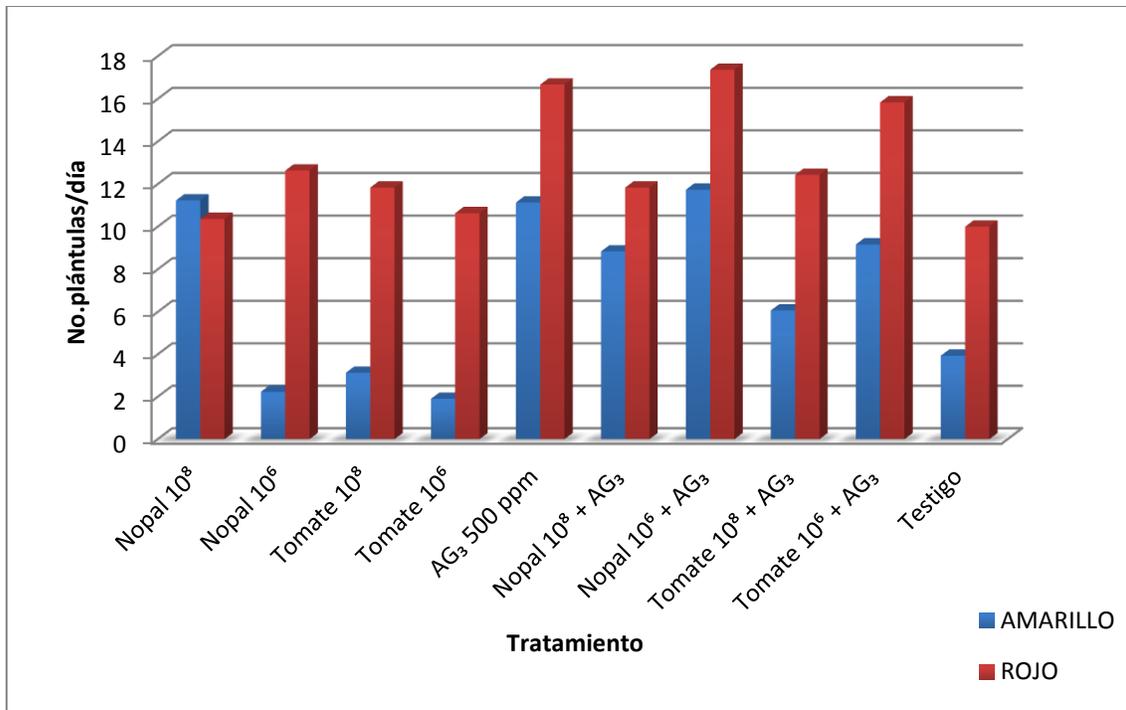


Figura 4.2 Respuesta de vigor mediante índice de velocidad de emergencia en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en laboratorio, 2013

En la fuente de variación para la variable de longitud media de hipocótilo, la respuesta de la interacción indicó que las semillas de frutos amarillos fue superiores en los tratamientos 1, 5, 6, 8, 9 y 10, con un rango de 1.6 a 2.3 cm (Figura 4.3), con esto se presentó una mejor respuesta en la semilla de estos frutos aplicando esos tratamientos, sobresaliendo el tratamiento 1 (Nopal 10⁸ UFC/mL) debido a la alta concentración de la bacteria que se le aplicó, donde la literatura menciona que puede producir auxinas de las cuales su función es la división y elongación celular de los ápices obteniendo así esta respuesta a la alta concentración de bacteria. En cuanto a las semillas extraídas de frutos rojos los tratamientos 2, 3 y 4 superaron a los de frutos amarillos en la longitud, donde sobresalió el tratamiento 3 (Tomate 10⁸ UFC/mL) con la más alta concentración de *Azospirillum sp.* con un promedio de 1.7 cm, lo cual indica que con estos últimos tratamientos se obtienen una mejor respuesta en las semillas de frutos rojos sobre los amarillos; sin embargo, en el tratamiento 7 (Nopal 10⁶ UFC/mL + 500 ppm) hubo valores iguales de 2.1 cm, en

frutos de ambos colores, por lo que no influye la variedad de la cual provengan, pero si en la aplicación del origen de la cepa y su concentración a comparación con el testigo.

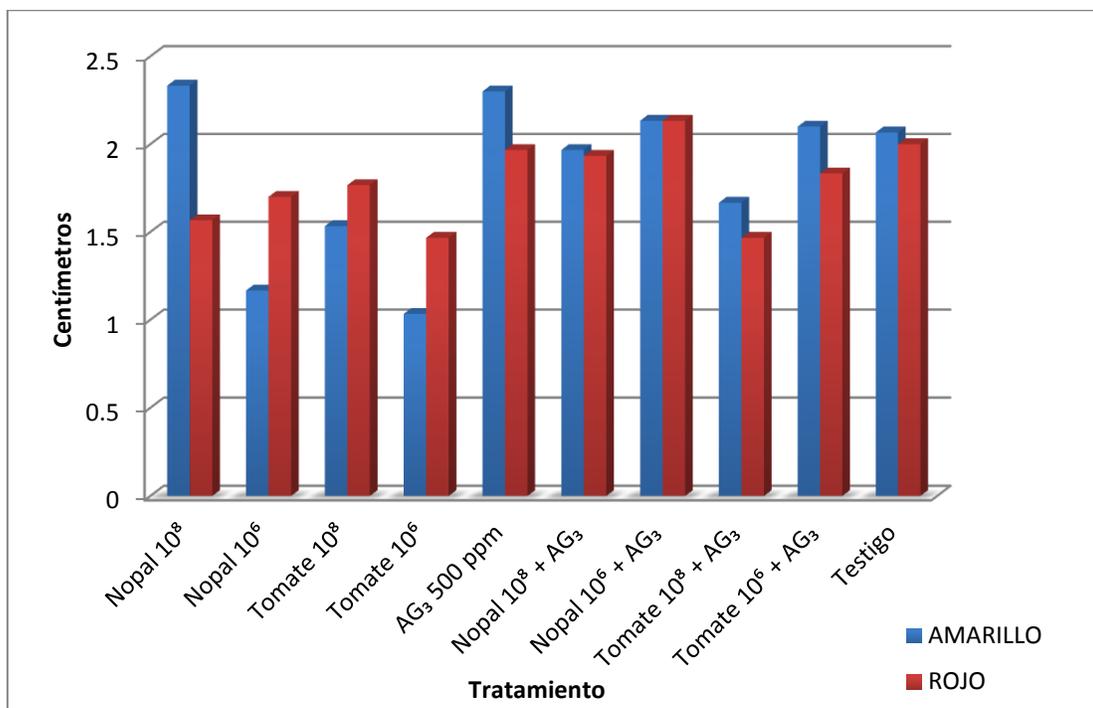


Figura 4.3 Respuesta de vigor mediante longitud media de hipocótilo en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en laboratorio, 2013

Para la variable longitud media de radícula en la interacción de variedad por tratamiento, resultó que las semillas extraídas de frutos rojos fueron mejores en los tratamientos del 2 al 10 con un rango de 1.2 a 1.7 cm como se muestra en la Figura 4.4, con lo que se cree que esta variedad es más precoz debido a los resultados que se han obtenido y por lo tanto la madurez de los frutos influyó en una mejor respuesta de longitud de radícula de las plántulas, sin embargo, en este grado de madurez de fruto para esta variable ningún tratamiento logro superar al testigo quien obtuvo una longitud de 1.7 cm. Es de mencionar que los frutos de color amarillo superaron a los frutos rojos en el tratamiento 1 (Nopal 10⁸ UFC/mL) con un valor de 1.0 cm de longitud sobre los rojos que arrojaron 0.9 cm, esta diferencia mínima es suponer que se deba a la alta aportación de auxinas que genera la cepa de *Azospirillum sp.* de este origen.

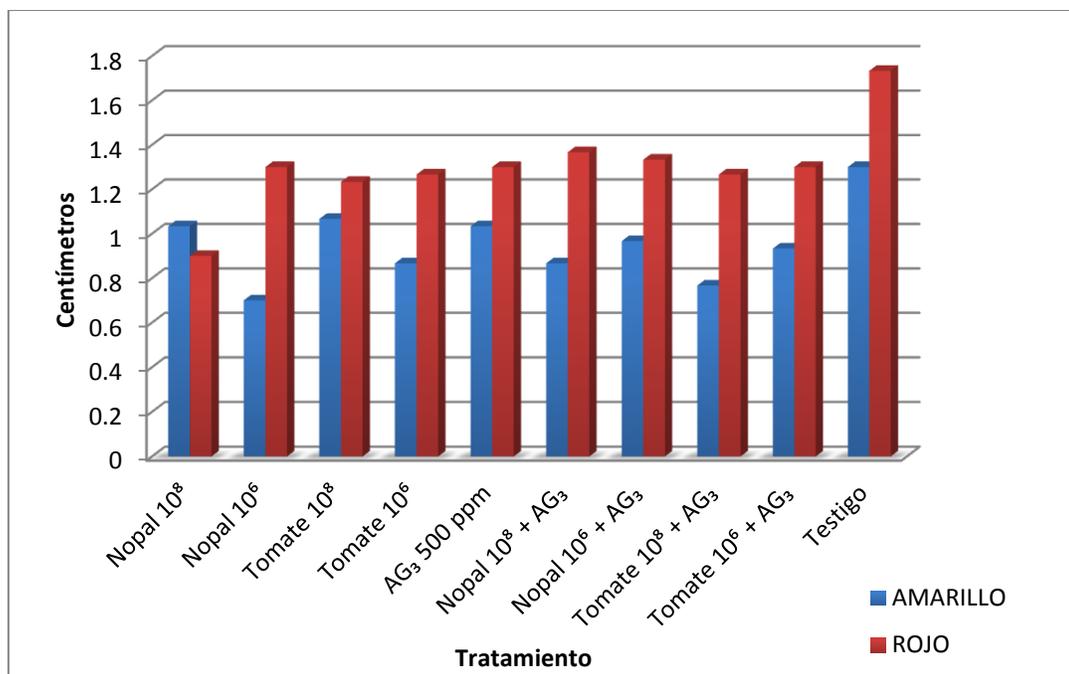


Figura 4.4 Respuesta de vigor mediante longitud media de radícula en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en laboratorio, 2013

Para la fuente de variación en la interacción de variedad por tratamiento, con la variable peso seco se obtuvo que las semillas provenientes de frutos rojos arrojaron los mejores valores en los tratamientos 2, 3, 4, 5, 6, 8, 9 y 10 con mejor acumulación de peso seco en un rango de 5.8 a 7.9 mg/plántula (Figura 4.5), sobresaliendo los tratamientos 5 y 9 con pesos de 7.7 y 7.9 mg/plántula respectivamente, esta respuesta es debido a la aplicación en común de ácido giberélico y al combinar esta hormona con *Azospirillum sp.* de origen de tomate a baja concentración (Tratamiento 9, 10⁶ UFC/mL + 500 ppm), lo cual ayudó a una pronta germinación y acumulación de materia seca en la plántula, lo cual coincide con lo mencionado por Canto-Martin *et al.*, (2004) quienes dijeron que las bacterias del género *Azospirillum sp.* fomentan el incremento de biomasa total y el número de raíces en plántulas a concentraciones de 3 x 10⁷ y 1 x 10⁷ UFC/mL.

En el tratamiento 1, los frutos amarillos nuevamente obtuvieron la mejor respuesta con 6.3 mg/plántula, superando a los rojos con 5.1 mg/plántula, así mismo se

presentó igual respuesta en el tratamiento 7 (Nopal 10^6 UFC/mL + 500 ppm) con valores idénticos de 6.9 mg/plántula, indicándó que en los frutos no influye la variedad de ellos para esta variable, pero si en la aplicación del origen de la cepa y su concentración a comparación con el testigo.

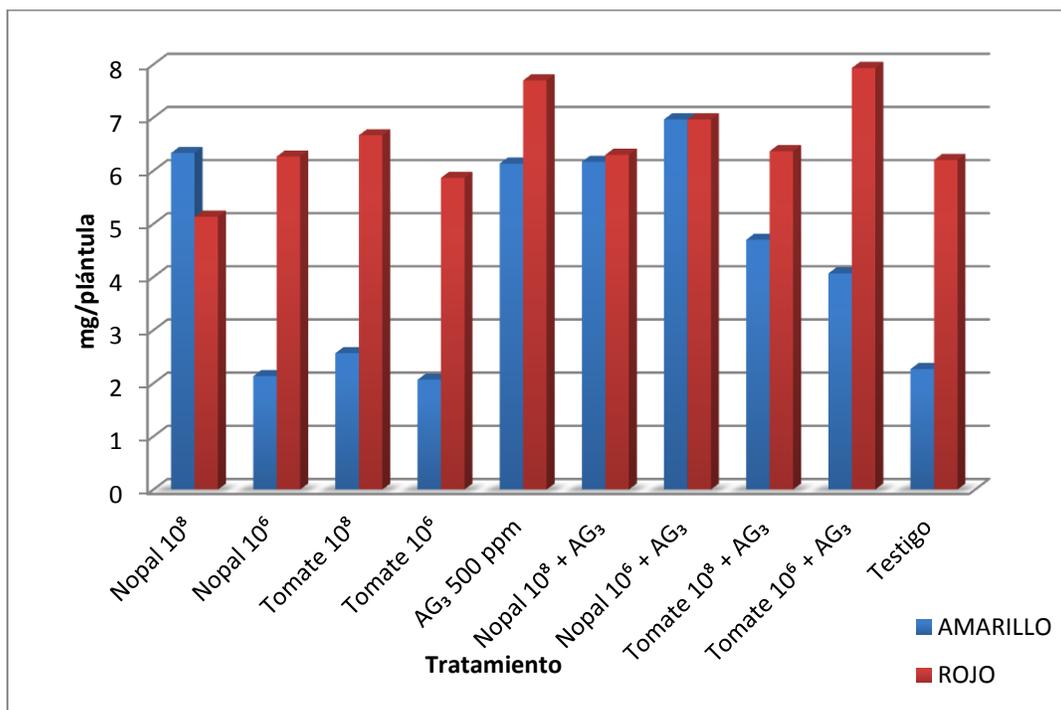


Figura 4.5 Respuesta de vigor mediante peso seco en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en laboratorio, 2013

Etapa: Invernadero

Capacidad de germinación

En el análisis de varianza para la variable plántulas normales, se encontró una diferencia altamente significativa entre las fuentes de variación variedad y tratamientos, lo que significa que tuvo más germinación para una de las variedades de fruto y dos o más tratamientos fueron superiores, significativa en la interacción variedad por tratamiento, indicando con esto que las plántulas provenientes de frutos rojos junto con un tratamiento fue mejor, teniendo un coeficiente de variación de 16.1

% como se muestra en el Cuadro 4.8, lo cual indica que hubo diferencia entre las variedades de frutos, así como en por lo menos un tratamiento.

Cuadro 4.8 Cuadros medios y significancias en la prueba de capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en invernadero, 2013

Fuente de variación	Grados de libertad	Plántulas normales (%)	Plántulas anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
Variedad	1	4001.6**	26.6 ^{NS}	4681.6**
Tratamientos	9	8243.3**	218.3 ^{NS}	10090.0**
Variedad x Trat.	9	2940.0*	440.0*	2918.3*
Error Exp.	40	5433.3	883.3	4350
C.V. (%)		16.1	122.5	43.4

C.V. (%) = Porcentaje de Coeficiente de Variación; ** = Altamente significativo; * = Significativo; ^{NS} = No significativo; Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %

Para la variable plántula anormales en el análisis de varianza, no se encontró diferencia significativa en variedad de fruto y tratamientos, esto indica que la respuesta del desarrollo de anomalías fue muy parecida, mientras que en la interacción variedad de fruto por tratamiento hubo diferencia significativa, donde al menos una de las combinaciones de variedad de fruto y un tratamientos tuvieron una respuesta diferente entre ellos, teniendo un coeficiente de variación elevado con 122.5 % (Cuadro 4.8), debido a que en algunos tratamientos y varias repeticiones no presentaron plántulas anormales, arrojando datos muy dispersos.

Con respecto a la variable semillas sin germinar, en el análisis de varianza se encontró diferencia altamente significativa en las fuentes de variación variedad de fruto y tratamientos, esto quiere decir que los frutos amarillos tuvieron más número de semillas sin germinar y por lo menos un tratamiento pudo haber sido muy diferente a los demás; en cambio en la interacción solo hubo diferencia significativa, mostrando que los colores de fruto al aplicarse los tratamientos, la diferencia pudo haber ocurrido solo en un tratamiento, obteniendo un coeficiente de variación de 43.4 % como se muestra en el Cuadro 4.8, esto es debido a que los valores de respuesta de cada unidad experimental estuvieron muy distantes desde 0 hasta 17 %, por tal motivo se elevó el coeficiente de variación.

Prueba de comparación de medias entre variedades

En la prueba de comparación de medias para la variable de plántulas normales en variedad de fruto, indicó que son mejores las plántulas provenientes de los chiles rojos, con un 80.3 %, superando a las de los amarillos que obtuvieron 64.0 % (cuadro 4.9), siendo las plántulas de frutos rojos más grandes, vigorosas y en mayor número de emergidas, debido a que la semilla se encontraba fisiológicamente madura, conteniendo más material de reserva en los cotiledones así como hormonas para una pronta germinación.

Cuadro 4.9 Comparación de medias entre variedades (colores) en la capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en invernadero 2013

Variedad	Plántulas normales (%)	Plántulas anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
Amarillo	64.0 b	3.1 a	32.8 a
Rojo	80.3 a	4.5 a	15.1 b

Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes.

En la fuente de variación variedad de fruto, la prueba de comparación de medias en la variable de plántulas anormales, se obtuvo que estadísticamente formaron un grupo; pero numéricamente fue superior el de frutos de color rojo con 4.5 % a los amarillos que arrojaron solamente 3.1 % como se muestra en el Cuadro 4.9, considerando que los factores de temperatura, humedad, radiación y sustrato, fueron iguales o bajo las mismas condiciones para todas las plántulas, lo cual muestra que las anomalías dadas en las plántulas no fue a consecuencia de la variedad del fruto sin tal vez al efecto propio de la aplicación de tratamientos o al estado fisiológico en cuando a la composición química de la semilla.

En la prueba de comparación de medias dada en la fuente de variación por variedad de fruto en semillas sin germinar, se encontraron dos grupos estadísticos diferentes, donde la variedad de frutos rojos tuvieron un menor porcentaje sin germinar con un valor de 15.1 %, comparadas con un valor de 32.8 % (Cuadro 4.9), siendo mayor en las provenientes de los frutos amarillos; logrando tener esta diferencia estadística ya que los frutos de color amarillo se encuentran en una etapa de inmadurez debido a

pertenecer a una variedad de chiles más tardía, y por lo tanto presentan menor material de reserva y hormonas disponibles dando lugar a la latencia, por lo tanto es factible que en este color de fruto se tengan valores más elevados de semillas sin germinar en comparación a los frutos rojos.

Pruebas de comparación de medias entre tratamientos

Los resultados del ANVA, indicaron que existía diferencia altamente significativa entre los tratamientos aplicados en la variable plántulas normales, lo cual al realizar la prueba de comparación de medias se obtuvieron cuatro grupos estadísticos diferentes, donde cuatro del total de tratamientos tuvieron una mejor respuesta formando el primer grupo, siendo los tratamientos 6, 7, 8 y 9 sobresaliendo entre ellos el 8 con un 89.2 % de germinación como se muestra en el Cuadro 4.10, y confirmando que para su desarrollo de las plántulas normales, ayuda la aplicación de ácido giberélico en combinación con las cepas de nopal y tomate a concentraciones de 10^6 y 10^8 UFC/mL, ya que por sí solo el tratamiento 5 (500 ppm) se encuentra en otro grupo estadístico más bajo (72.5 %), por ello la combinación de estas cepas de *Azospirillum sp.* en sus dos concentraciones con el promotor de crecimiento, se pueden obtener respuestas positivas en el porcentaje de germinación (plántulas normales) de esta especie en invernadero.

En la prueba de comparación de medias resultantes en la variable de plántula anormales, arrojó dos grupos estadísticamente diferentes y señala que los tratamientos 1, 2 y 9, dieron valores más bajos con 1.7 % (Cuadro 4.10), de los cuales los dos primeros fueron tratados con la cepa de *Azospirillum sp.* de nopal en baja y alta concentración (10^6 y 10^8 UFC/mL), debido posiblemente a una alta producción de auxinas las cuales pueden inhibir el funcionamiento de las otras hormonas fue la razón por la cual se obtuvo una respuesta de menor porcentaje de plántulas normales, y mayor de semillas sin germinar; y el tercero el tratamiento 9 (Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm) con la bacteria de este género más el promotor de crecimiento, tuvo un efecto diferente ya que se encontró alta germinación (plántulas normales) y por tanto menor porcentaje de plántulas anormales y semillas sin germinar.

Cuadro 4.10 Comparación de medias en capacidad de germinación en semillas de Chile habanero tratadas con *Azospirillum sp.* originarias de nopal o tomate más AG₃ en invernadero 2013

No.	Tratamiento	Plántulas normales (%)	Plántulas anormales (%)	Semillas sin germinar (%)
1	Nopal 10 ⁸ UFC/mL	49.2 d	1.7 b	49.2 a
2	Nopal 10 ⁶ UFC/mL	60.8 cd	1.7 b	37.5 ab
3	Tomate 10 ⁸ UFC/mL	60.8 cd	4.2 ab	35.0 cb
4	Tomate 10 ⁶ UFC/mL	73.3 cb	3.3 ab	23.3 cde
5	500 ppm	72.5 cb	5.8 ab	21.7 de
6	Nopal 10 ⁸ UFC/mL + 500 ppm	80.0 ab	5.0 ab	15.0 ef
7	Nopal 10 ⁶ UFC/mL + 500 ppm	83.3 ab	5.0 ab	11.7 ef
8	Tomate 10 ⁸ UFC/mL + 500 ppm	89.2 a	7.5 a	3.3 f
9	Tomate 10 ⁶ UFC/mL + 500 ppm	82.5 ab	1.7 b	15.8 de
10	Testigo	70.0 cb	2.5 ab	27.5 bcd

UFC = Unidades Formadoras de Colonias; Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes.

En la prueba de comparación de medias en la variable de semillas sin germinar en la fuente de variación por tratamientos, se encontraron seis grupos estadísticamente diferentes, de los cuales los tratamientos 6, 7 y 8 tuvieron los valores más bajos en semillas sin germinar como se muestra en el Cuadro 4.10 sobresaliendo nuevamente entre ellos el 8 (Tomate 10⁸ UFC/mL + 500 ppm) con un valor de 3.3 %, debido a que el AG₃ del tratamiento, rompió la latencia de la semilla promoviendo la germinación, además de la cantidad de auxinas que produjeron estas bacterias de origen de tomate, acelerando la elongación de los ápices dejando poca semillas sin germinar; los tratamientos 1, y 2 fueron los que arrojaron los resultados más elevados con 49.2 y 37.5 % respectivamente, quienes contenían cepas de *Azospirillum sp.* de origen de nopal por lo que se puede considerar que ellas tal vez generan pocas giberelinas, razón por la que tuvieron poca germinación aún menor que el testigo.

Respuesta de la interacción variedad por tratamiento

Para la fuente de variación en la interacción de variedad por tratamiento con la variable plántulas normales en los tratamientos 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8, 9 y 10 hubo una mejor respuesta para las semillas provenientes de frutos rojos con un rango de 66.6

a 95 % (Figura 4.6), sobresaliendo el tratamiento 9 (Tomate 10⁶ UFC/mL + 500 ppm) con 95 %, lo cual pudo ser por la aplicación de las giberelinas quienes rompieron la latencia de la semilla y una vez germinada, las bacterias produjeron el resto de las hormonas en la cantidad suficiente para potencializar el efecto, indicando así que se debió a la precocidad de la variedad de estos frutos junto con lo aplicado para una mejor respuesta.

En el caso del tratamiento 5 (500 ppm), se logró observar una respuesta diferente, donde las semillas provenientes de frutos amarillos obtuvieron un valor superior con 75 % que en los rojos con 70 %, mostrando que la aplicación de este promotor ayuda en la germinación y desarrollo de estas semillas.

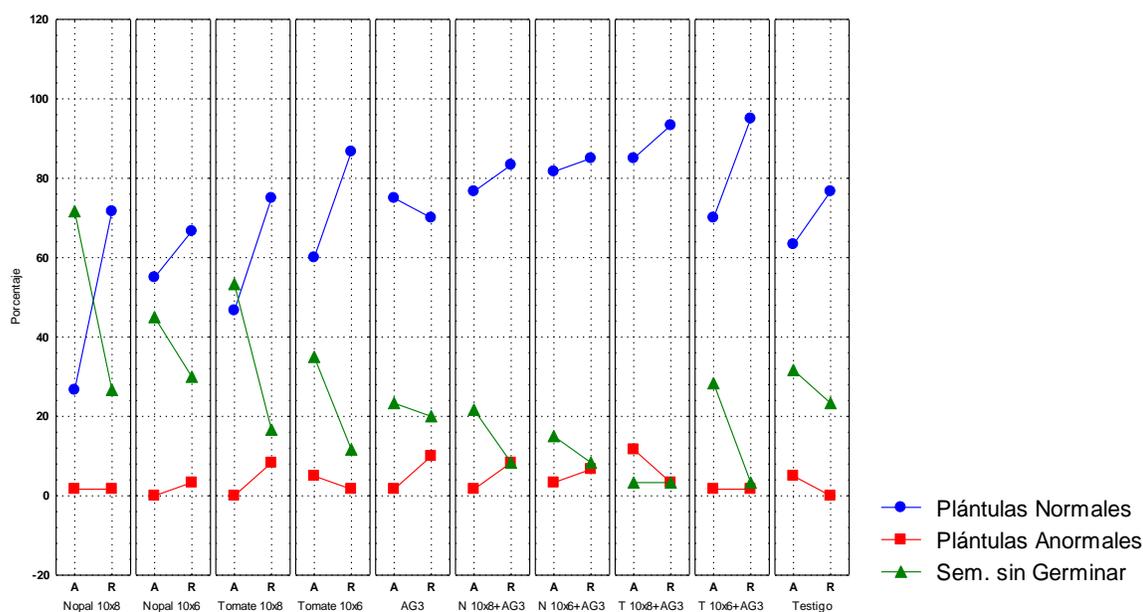


Figura 4.6 Respuesta de la capacidad de germinación en la interacción variedad (A = Amarillo, R = Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum* sp. en invernadero, 2013

Respecto a la variable de plántulas anormales para la interacción de variedad por tratamiento, los frutos amarillos presentaron valores más bajos en los tratamientos 1, 2, 3, 5, 6, 7 y 9 con un rango de 0 a 3.3 % (Figura 4.6), donde la aplicación de estos en semillas de frutos color amarillo resultan positivos por hacer referencia a plántulas anormales, sobresaliendo los tratamientos 2 y 3 ambos con valores de 0; mientras

que los tratamientos 1 y 9 no hay diferencia ya que en ambos colores de fruto se tuvo un valor de 1.6 %.

En caso de los frutos de color rojo los tratamientos 4, 8 y 10 dieron mejores valores de 0 a 2.8 %, lo cual puede indicar que la respuesta de las anomalías es negativa con respecto a la variedad de los chiles y, a la aplicación de bacterias de origen de tomate en ambas concentraciones, sin embargo se tienen respuestas similares al testigo, donde el efecto de los tratamientos no se logra detectar en esta variable realmente, ya que en los primeros existió un mayor porcentaje de germinación (plántulas normales) mientras que en el testigo no presentó porcentajes, por el contrario hubo mayor número de semillas sin germinar.

En la interacción variedad por tratamiento en la variable de semillas sin germinar, los tratamientos 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 9 y 10 dieron los valores más elevados, sobre todo en las semillas extraídas de frutos amarillos con un rango de 15 a 71,6 % (Figura 4.6), ya que en esta variedad no llegó a la madurez fisiológica completa, indicando que la madurez del fruto es un factor determinante en la germinación de semillas, donde los frutos de este cultivo no deben ser cosechados en una etapa temprana, debido a que pueden presentar inmadures; sin embargo, el tratamiento 8 (Tomate 10^8 UFC/mL + 500 ppm) arrojó valores iguales en ambos colores de fruto con 3.3 %, indicando que es el mejor tratamiento por haber dado los valores más bajos de semillas sin germinar en ambas variedades de fruto.

Vigor

Para la variable índice de velocidad de emergencia en el análisis de varianza, se encontró diferencia altamente significativa para las fuentes de variación en variedad y tratamiento, resultando como ya se sabe que la superioridad para esta variable por color fue para los frutos rojos y marca que la emergencia fue mejor para el tratamiento 8; no significativa en la interacción variedad por tratamiento, dando un coeficiente de variación de 19.4 % como se muestra en el Cuadro 4.11, este valor indica que la respuesta de emergencia de las plántulas no fue uniforme.

Cuadro 4.11 Cuadros medios y significancias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en invernadero, 2013

Fuente de variación	Grados de libertad	IVE (Plántulas/día)	LMH (cm)	LMR (cm)	PF (mg/plántula)	PS (mg/plántula)
Variedad	1	24.3**	223.1**	231.2**	2370.0**	762.5**
Tratamiento	9	191.0**	11.5**	9.1*	13364.4**	246.8**
Variedad x Trat	9	15.4 ^{NS}	7.9**	4.6 ^{NS}	1268.3*	119.8**
Error Exp.	40	41.8	2.2	11.6	1645.9	79.9
C.V. (%)		19.4	6.3	16.5	11.2	12.1

C.V. = Coeficiente de Variación; ** = Altamente significativo; * = Significativo; ^{NS} = No significativo; Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; IVE = Índice de Velocidad de Emergencia (No. de plántulas/día); LMH = Longitud Media de Hipocótilo (centímetros); LHR = Longitud Media de Radícula (centímetros); PF = Peso Fresco (miligramos/plántula); PS = Peso Seco (miligramos/plántula).

Con el ANVA generado para la variable de longitud media de hipocótilo, se encontró diferencia altamente significativa para las fuentes de variación en variedad, tratamiento y la interacción variedad por tratamiento, lo que marca que no hubo uniformidad en la longitud en cada una de las fuentes, resultando en un coeficiente de variación de 6.3 % (Cuadro 4.11), indicando que en esta variable los resultados obtenidos son homogéneos, existe poca variación entre ellos.

A sí mismo, en el análisis de varianza para la variable longitud media de radícula, se encontró diferencia altamente significativa para las fuentes de variación en variedad, lo que marca que uno fue superior, como sabemos son las plántulas provenientes de semillas de frutos rojos, significativa entre tratamientos, donde por lo menos uno fue diferente y no significativa en la interacción variedad por tratamiento, siendo iguales en la longitud de la radícula, resultando con un coeficiente de variación de 16.5 % (Cuadro 4.11), siendo más elevado que en la variable anterior debido a la variación de resultados entre las unidades experimentales.

Para la variable de peso fresco, el análisis de varianza encontró que en las fuentes de variación en variedad y tratamiento, existieron diferencias altamente significativas, lo que prueba que una variedad de fruto fue superior lo mismo que por lo menos para un tratamiento que pudo haber superado a los demás ampliamente, sin embargo, en la interacción variedad por tratamiento solo fue significativa, lo que indica que si hubo

diferencia de peso pero no fue mucha la diferencia, con un coeficiente de variación de 11.2 % (Cuadro 4.11), esto se debió a que los resultados del peso fresco entre las repeticiones y tratamientos se presentaron de manera dispersa en el estudio.

Con respecto al análisis de varianza en la variable peso seco, se encontró diferencia altamente significativa en las fuentes de variación variedad, tratamiento y la interacción variedad por tratamiento, resultando que si hubo una diferencia notable entre el peso seco de las plántulas para cada una de las fuentes de variación, las cuales arrojaron un coeficiente de variación de 12.1 % (Cuadro 4.11), indicando que los datos obtenidos en esta prueba no estuvieron de una manera homogénea.

Prueba de comparación de medias entre variedad

En la prueba de comparación de medias en la variable índice de velocidad de emergencia, indicó que en la fuente de variación por variedad, las semillas de frutos rojos se comportaron mejor con 5.9 plántulas/día, sobre los de frutos amarillos con 4.6 plántulas/día como se muestra en el Cuadro 4.12, confirmando que para la emergencia más pronta y uniforme de las plántulas, son mejores las semillas provenientes de frutos con un desarrollo fisiológico total; coincidiendo con los resultados obtenidos en laboratorio.

Cuadro 4.12 Comparación de medias entre variedades (colores) en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con cepas de *Azospirillum sp.* más AG₃ en invernadero 2013

Variedad	IVE (Plántulas/día)	LMH (cm)	LMR (cm)	PF (mg/plántula)	PS (mg/plántula)
Amarillo	4.6 b	1.8 b	1.3 b	50.9 b	8.1 b
Rojo	5.9 a	5.6 a	5.2 a	63.4 a	15.2 a

Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes; IVE = Índice de Velocidad de Emergencia (No. de plántulas/día); LMH = Longitud Media de Hipocótilo (centímetros); LHR = Longitud Media de Radícula (centímetros); PS = Peso Seco (mg/plántula); PF = Peso Fresco (mg/plántula).

Para longitud media de hipocótilo, la prueba de comparación de medias encontró en la fuente de variación por variedad de fruto, dos grupos estadísticamente diferentes, dando mejor respuesta los frutos de color rojo con 5.6 cm como se muestra en el Cuadro 4.12, sobre los amarillos que resultaron con 1.8 cm, como se ha estado

observando, los frutos rojos muestran mejor respuesta aún en esta variable dando mayor longitud de los hipocótilos en las plántulas normales emergidas en invernadero, que a diferencia del estudio en laboratorio, aquí si se logra reflejar la influencia de la variedad del fruto dado por el color rojo.

Con respecto al vigor mediante la longitud media de radícula, se encontró en la prueba de comparación de medias, que la mejor respuesta de longitud fue en las plántulas provenientes de los chiles rojos con 5.2 cm, en comparación de los amarillos que tuvieron solo 1.3 cm (Cuadro 4.12), nuevamente los resultados fueron positivos para las plántulas provenientes de frutos rojos bajo las dos condiciones (laboratorio e invernadero); además, sobresalen los frutos rojos ahora para esta variable superando a los frutos amarillos, donde se demuestra que las plántulas nacen con más vigor y por lo tanto tienen un mejor desarrollo de su sistema radicular cuando los frutos son maduros, lo que se debió a la precocidad de esta variedad, coincidiendo con algunos autores como Puente y Bustamante (1991); Randle y Honma (1981) y Edwards y Sundstrom (1987), quienes mencionaron que entre los factores que tienen efecto en la calidad de la semilla están el grado de madurez del fruto a la cosecha y el tiempo de maduración de la semilla después de cosechados los frutos.

La prueba de comparación de medias en la variable peso fresco, en la fuente variación por variedad, se logró observar que las plántulas provenientes de los chiles rojos tuvieron el mayor valor con 63.4 mg/plántula, sobre las plántulas de chiles amarillos que obtuvieron 50.9 mg/plántula, cada uno perteneciendo a un grupo estadístico diferente, mostrando que para la acumulación de peso fresco durante las primeras etapas de desarrollo de las plántulas es mejor realizar la siembra de semillas provenientes de frutos que alcancen la madurez fisiológica.

Para la variable peso seco en la prueba de comparación de medias, las plántulas de chile habanero de frutos de color rojo nuevamente superaron a los amarillos con 15.2 mg/plántula sobre un 8.1 mg/plántula respectivamente como se muestra en el Cuadro 4.12, perteneciendo a un grupo estadístico diferente, se comprueba que las semillas que alcanzan su madurez tienen un mejor desarrollo y crecimiento de las

plántulas, las cuales al desarrollar un mejor sistema radicular como se mostró en su variable (longitud media de radícula), les ayuda en la acumulación de materia seca, y en comparación con los resultados de laboratorio, la mayor acumulación peso seco la obtuvieron las plántulas provenientes de frutos rojos.

Prueba de comparación de medias entre tratamientos

Para la variable índice de velocidad de emergencia por tratamientos, se encontró que existen seis grupos estadísticamente diferentes, donde el primer grupo con valores más altos lo formaron los tratamientos 6, 7, 8 y 9 (Cuadro 4.13), sobresaliendo entre ellos el 8 (Tomate 10^8 UFC/mL + 500 ppm) con 7.9 plántulas/día; es de mencionar que a todos estos tratamientos se les aplico ambas cepas de *Azospirillum sp.* (de origen tomate y nopal) y sus respectivas concentraciones (10^6 y 10^8 UFC/mL) en combinación con el promotor AG₃, dando lugar a estas emergencias debido primeramente, a la acción del ácido giberélico rompiendo la latencia de la semilla, y en seguida a la acción de las bacterias, quienes produjeron el resto de hormonas necesarias para una pronta emergencia de las plántulas.

Estos resultados demuestran claramente la respuesta descrita por diversos autores quienes mencionan que el género *Azospirillum* tienen la capacidad de colonizar al adherirse a la raíz, fijando el N₂, promoviendo el crecimiento y desarrollo de las plantas debido a la producción de IAA Crozier *et al.*, (1988), el ácido indol - 3 - butírico Martínez - Morales *et al.*, (2003), citoquininas Timmusk *et al.*, (1999), y algunos giberelinas por ejemplo GA1, GA3, GA9, GA19, y GA20 Bottini *et al.*, (1989; Janzen *et al.*, (1992); Piccoli *et al.*, (1996); cabe mencionar que en el siguiente grupo estadístico se encontraron el 5, 6 y 9, lo que muestra que el tratamiento 5 (500 ppm) por si solo también promueve una pronta germinación, dando lugar a que las bacterias utilizadas en este estudio producen propiamente auxinas y citocinas, ya que el AG₃ está siendo la función de romper la latencia de la semilla formando el complemento de la emergencia en esta especie.

En la prueba de comparación de medias entre tratamientos en la variable de vigor longitud media de hipocótilo, se encontraron cuatro grupos estadísticamente

diferentes, de los cuales los tratamientos 5, 6, 7 y 9 fueron los mejores, sobresaliendo el AG₃ quien forma parte de estos tratamientos, donde como tratamiento (5, a 500 ppm) el valor encontrado fue superior a todos con 4.3 cm como se observa en el Cuadro 4.13, indicando que su acción es importante para el desarrollo de la longitud de hipocótilo en esta etapa de crecimiento de la plántula. Sin embargo, es de mencionar que en comparación a la respuesta dada en laboratorio, en los resultados de este grupo también sobresalieron los tratamientos 1 y 10, los cuales no se mantuvieron en invernadero.

Así mismo, dentro del siguiente grupo estadístico se encontraron los tratamientos 6, 7, 8 y 9, conformados por ambas cepas de *Azospirillum sp.* (nopal y tomate) en las dos concentraciones (10^6 y 10^8 UFC/mL); en combinación nuevamente con el AG₃ en la aplicación, reafirmando así su acción de rompimiento de la latencia en la semilla; aunado a la contribución de las bacterias, quienes se encargaron de fijar nitrógeno, producir el resto de las hormonas para el mejor desarrollo en la parte aérea de las plántulas, por tal razón estos tratamientos dan lugar a resultados con valores elevados en esta variable.

Para la variable de longitud media de radícula en la prueba de comparación de medias por tratamientos, indicó que hay cuatro grupos estadísticamente diferentes, dentro del primer grupo están con los valor más altos los tratamientos 3, 6, 7, 8, 9 y 10 (Cuadro 4.13), donde el primero por contener *Azospirillum sp.* a una concentración alta, se cree que la cepa de este origen produce alta concentración de auxinas, lo cual ayuda a un buen desarrollo de la raíz; mientras que en los tratamientos 6, 7, 8 y 9 se les aplico el AG₃ en combinación con la bacteria de ambos orígenes (nopal y tomate) y las dos concentraciones (10^6 y 10^8 UFC/mL), dando una respuesta a un buen desarrollo de la radícula. Sin embargo, el tratamiento 10 (el testigo), arrojó el valor más alto con 3.8 cm, mostrando así que las reservas de la semillas son suficientes para producir las hormonas necesarias y en cantidad adecuada, propiciando un buen desarrollo de raíz durante la primera etapa de crecimiento, este mismo comportamiento se dio en las condiciones de laboratorio,

donde se encontró en un solo grupo estadístico con el valor más alto en esta variable.

Cuadro 4.13 Comparación de medias en las pruebas de vigor en semillas de Chile habanero tratadas con *Azospirillum sp.* originarias de nopal o tomate más AG₃ en invernadero 2013

No.	Tratamiento	IVE (Plántulas/día)	LMH (cm)	LMR (cm)	PF (mg/plántula)	PS (mg/plántula)
1	Nopal 10 ⁸ UFC/mL	2.6 f	3.4 cd	2.5 d	34.9 f	8.3 e
2	Nopal 10 ⁶ UFC/mL	3.3 ef	3.2 d	2.9 cd	38.5 f	9.6 de
3	Tomate 10 ⁸ UFC/mL	3.4 ef	3.3 cd	3.3 abc	41.4 ef	10.4 d
4	Tomate 10 ⁶ UFC/mL	4.7 cd	3.1 d	3.0 bcd	48.3 e	10.8 cd
5	500 ppm	5.8 cb	4.3 a	2.9 cd	60.5 d	12.3 bc
6	Nopal 10 ⁸ UFC/mL + 500 ppm	6.9 ab	4.1 ab	3.7 a	64.5 cd	13.8 b
7	Nopal 10 ⁶ UFC/mL + 500 ppm	7.3 a	4.2 ab	3.6 ab	69.1 bc	12.3 bc
8	Tomate 10 ⁸ UFC/mL + 500 ppm	7.9 a	4.0 b	3.4 abc	74.8 ab	12.3 bc
9	Tomate 10 ⁶ UFC/mL + 500 ppm	6.7 ab	4.1 ab	3.5 ab	80.3 a	15.8 a
10	Testigo	4.0 de	3.5 c	3.8 a	59.3 d	11.1 cd

UFC = Unidades Formadoras de Colonias; Prueba de diferencia mínima significativa (DMS) al 0.05 %; Medias con diferente literal son grupos estadísticos diferentes; IVE = Índice de Velocidad de Emergencia (No. de plántulas/día); LMH = Longitud Media de Hipocótilo (centímetros); LHR = Longitud Media de Radícula (centímetros); PS = Peso Seco (mg/plántula); PF = Peso Fresco (mg/plántula).

En la prueba de comparación de medias para la variable peso fresco en la fuente de variación por tratamientos, resultaron seis grupos estadísticamente diferentes, entre los cuales, los mejores tratamientos 8 y 9 formaron el primer grupo, están constituidos de cepas de *Azospirillum sp.* de origen de tomate en ambas concentraciones (10⁶ y 10⁸ UFC/mL) en combinación con el ácido giberélico; reflejando nuevamente la acción de este último al romper la latencia de la semilla y la producción de auxinas y citocininas por parte de las bacterias, ayudando a un buen desarrollo de las plántulas (radícula e hipocótilo) acumulando peso. Entre estos tratamientos, es de observar que el 9 (Tomate 10⁶ UFC/mL + 500 ppm) supero al 8 (Tomate 10⁸ UFC/mL + 500 ppm) con un valor de 80.3 mg/plántula en comparación de 74.8 mg/plántula (Cuadro 4.13), esta baja concentración de bacterias, pudo haber dado lugar a la producción adecuada de auxinas y por tanto mayor acumulación de peso, ya que si se producen en exceso inhiben la función de las otras hormonas,

causando el efecto contrario como ocurrió con los tratamientos 1, 2 y 3, los cuales están formados únicamente con la bacteria.

Con respecto a la variable de peso seco, la prueba de comparación de medias indicó que la existencia de cinco grupos estadísticamente diferentes, donde solamente en el primer grupo fue formado por el tratamiento 9 (Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm) con el valor más alto de 15.8 mg/plántula (Cuadro 4.13), debido a el ácido giberélico quien se encargó de romper la latencia, acelerando la germinación, así como por las bacterias quienes produjeron hormonas (auxinas y citocininas), las cuales incrementaron la división y elongación celular, lo que aumento la materia seca de estas plántulas, cabe mencionar que se presentó el mismo orden de los tratamientos que en la variable de peso fresco.

Haciendo una comparación entre condiciones, el 7 (Nopal 10^6 UFC/mL + 500 ppm) resulto con mejores valores en laboratorio, mientras que en invernadero el 9 (Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm) como se mencionó anteriormente fue mejor, lo que pudiera reflejar que las bajas concentraciones de bacteria de ambos orígenes dan lugar a la producción adecuada de auxinas para la acumulación de materia seca mediante la división celular bajo diferentes condiciones.

Respuesta de la interacción variedad por tratamiento

En la prueba de comparación de medias para índice de velocidad de emergencia, los frutos de color rojo fueron superiores en los tratamientos 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9 y 10 como se observa en la Figura 4.7, con un rango de 3.7 a 8.4 plántulas/día, sobresaliendo entre ellos los tratamientos 8 y 9, ambos con valores de 8.4 plántulas/día, utilizando cepas de *Azospirillum sp.* de origen de tomate en las dos concentraciones de 10^6 y 10^8 respectivamente en combinación con ácido giberélico; reflejando nuevamente la acción del AG₃, el cual provoco una pronta germinación en la semilla, así como las bacterias se encargaron de producir AG₃, citocininas y auxinas, como se ha mencionado esta última hormona al producirse en grandes concentraciones inhibe el funcionamiento de las demás, por lo que en estas condiciones de invernadero la cepa aun en concentración alta (10^8 UFC/mL) no

reflejo esta acción, por el contrario junto con las citocininas ayudaron en el desarrollo de la radícula e hipocótilo teniendo así una pronta emergencia; en cambio el tratamientos 2 (Nopal 10^6 UFC/mL) el mejor valor lo tuvieron los frutos de color amarillo con valor de 3.5 plántulas/día sobre los rojos con 3.1 plántulas/día, lo cual se puede atribuir a que esta cepa produce mayor cantidad de auxinas pero al encontrarse en bajas cantidades solo apporto las necesarias para que las semillas inmaduras (las cuales se encuentran en este estado por provenir de una variedad más tardía) tuvieran una mejor respuesta a la emergencia.

Comparando la respuesta en laboratorio, los mejores resultados fueron dados por los frutos rojos en los tratamientos 5, 7 y 9, mientras que en invernadero fueron el 8 y 9, siendo el tratamiento 9 el que se comportó de la mejor manera bajo las dos condiciones.

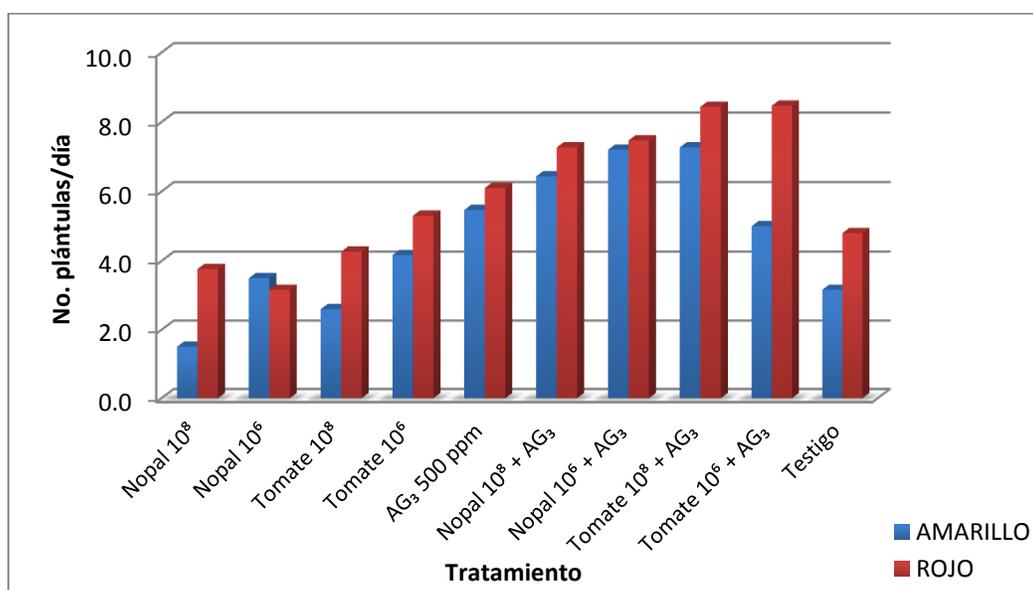


Figura 4.7 Respuesta de vigor mediante índice de velocidad de emergencia en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum* sp. en invernadero, 2013

Con respecto longitud media de hipocótilo en la interacción, se mostró que en todos los tratamientos los frutos de color de rojo superaron a los amarillos con valores que van de 4.6 a 6.6 cm, sobresaliendo nuevamente los tratamientos 5, 6, 7, 8 y 9, en la

aplicación de ambas cepas en combinación con AG₃ sabiendo ya que esta combinación de cepas y ácido ayudan a la germinación de la semilla, así como a la división y elongación de las células de los ápices (Figura 4.8); sin embargo, el mejor de ellos fue el ácido giberélico a 500 ppm, donde se refleja el estímulo efectivo por si solo en la pronta germinación y acelerado proceso de elongación de tejido para obtener un buen desarrollo del hipocótilo.

En la comparación en condiciones, se logró observar que en laboratorio los frutos amarillos fueron favorecidos al aplicar la cepa de *Azospirillum sp.* de origen de nopal al 10⁸ UFC/mL, mientras que en invernadero los frutos de color rojo superaron en su totalidad a los amarillos y como ya se mencionó sobretodo con el tratamiento 5 (500 ppm).

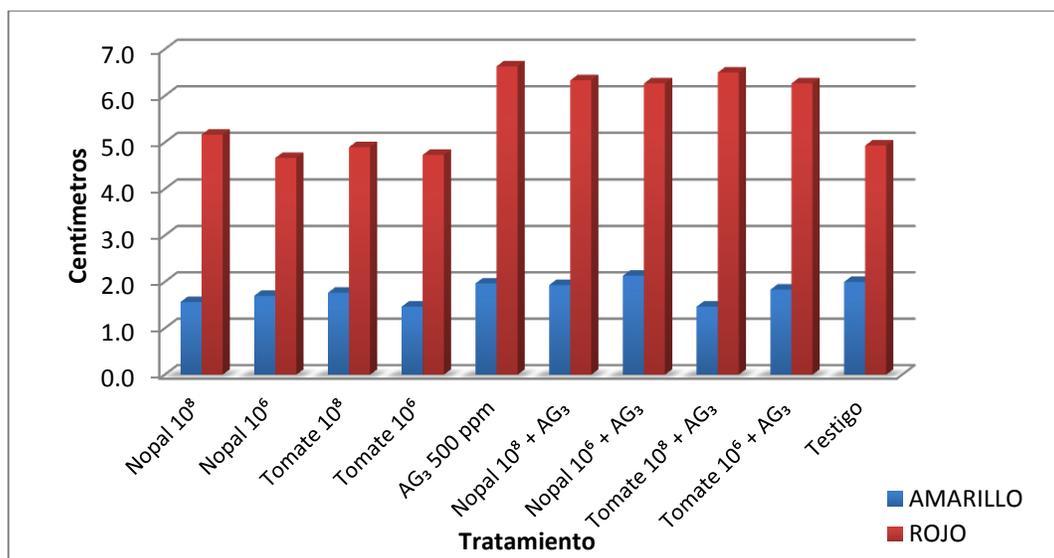


Figura 4.8 Respuesta del vigor mediante longitud media de hipocótilo en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en invernadero, 2013

En la variable longitud media de radícula, resultó que todas las semillas extraídas de frutos rojos superaron a los de frutos amarillos en todos los tratamientos como se muestra en la Figura 4.9, teniendo valores desde 4.1 a 6 cm de longitud, siendo los tratamientos 6 y 7 los más altos con 6 y 5.8 cm respectivamente y únicos en superar al testigo, los cuales son a base de AG₃ en combinación con la cepa de origen de nopal en ambas concentraciones (10⁶ y 10⁸ UFC/mL), nuevamente se confirma la

acción promotora del ácido giberélico y la producción de auxinas y citocininas por parte de las bacterias, acelerando la elongación de los ápices y por consecuencia mayor longitud de la radícula.

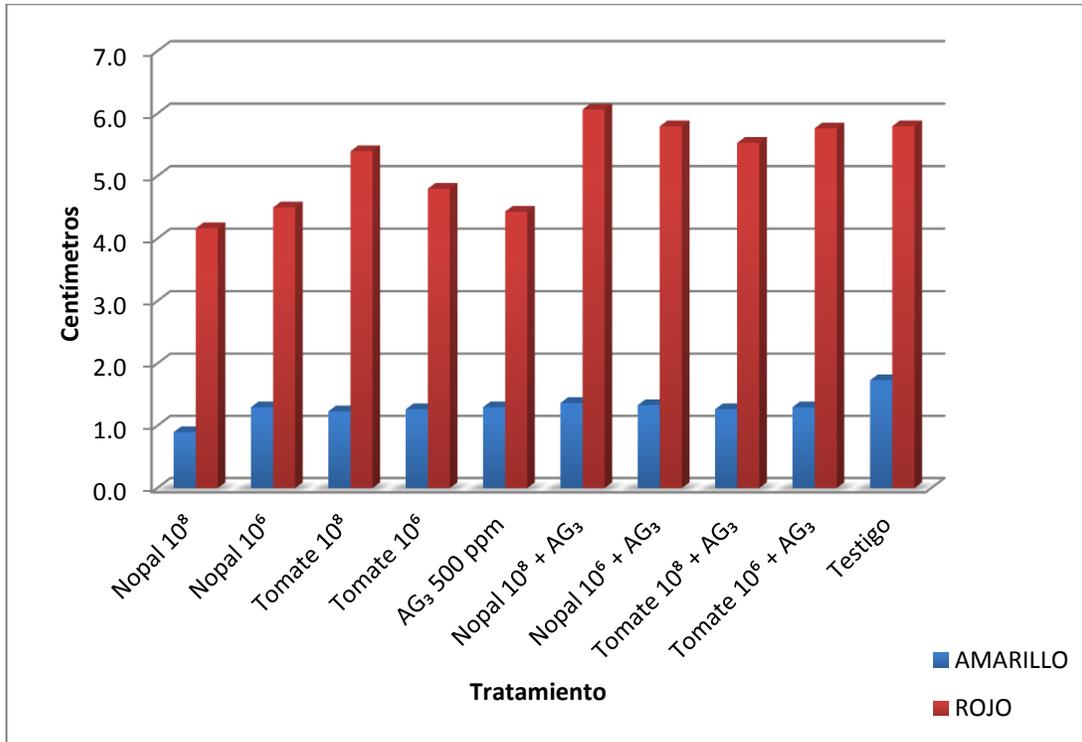


Figura 4.9 Respuesta de vigor mediante longitud media de radícula en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en invernadero, 2013

Cabe mencionar que las plántulas provenientes de frutos amarillos arrojaron resultados muy bajos, indicando que para esta variable existe poca respuesta al aplicar los tratamientos en este tipo de fruto en Chile habanero (inmaduros), tanto en laboratorio como invernadero, pero en la primera condición por la aplicación de tratamientos la respuesta de longitud en los frutos de color rojo afectó de manera negativa, ya que el testigo reflejó una mayor longitud radícula; mientras que en invernadero estos frutos de color rojo tuvieron una mejor respuesta en el tratamiento 6 (Nopal 10⁸ UFC/mL + 500 ppm); propiciando en estas condiciones la actividad de las hormonas producidas por la cantidad de bacteria de *Azospirillum sp.* aplicada en este tratamiento.

Respecto a la variable peso fresco dentro de la interacción variedad por tratamiento, se encontró que todos los tratamientos dieron los mejores resultados con frutos de color rojo, teniendo pesos entre 41.4 a 80.7 mg/plántula como se muestra en la Figura 4.10, misma que refleja al tratamiento 9 (Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm) con la mejor respuesta por obtener el mayor peso fresco, era de esperarse por el comportamiento que se encontró en la variable índice de velocidad de emergencia ya que enseguida de este tratamiento lo fueron el 5, 6, 7 y 8 como en esa variable a excepción del 5, confirmando la acción de las bacterias en combinación con AG_3 , por la promoción de germinación, generación de ácido giberélico, auxinas y citocininas, iniciado el metabolismo de la semilla comenzando a elongar y dividir las células, proporcionando un mayor peso fresco en las plántulas.

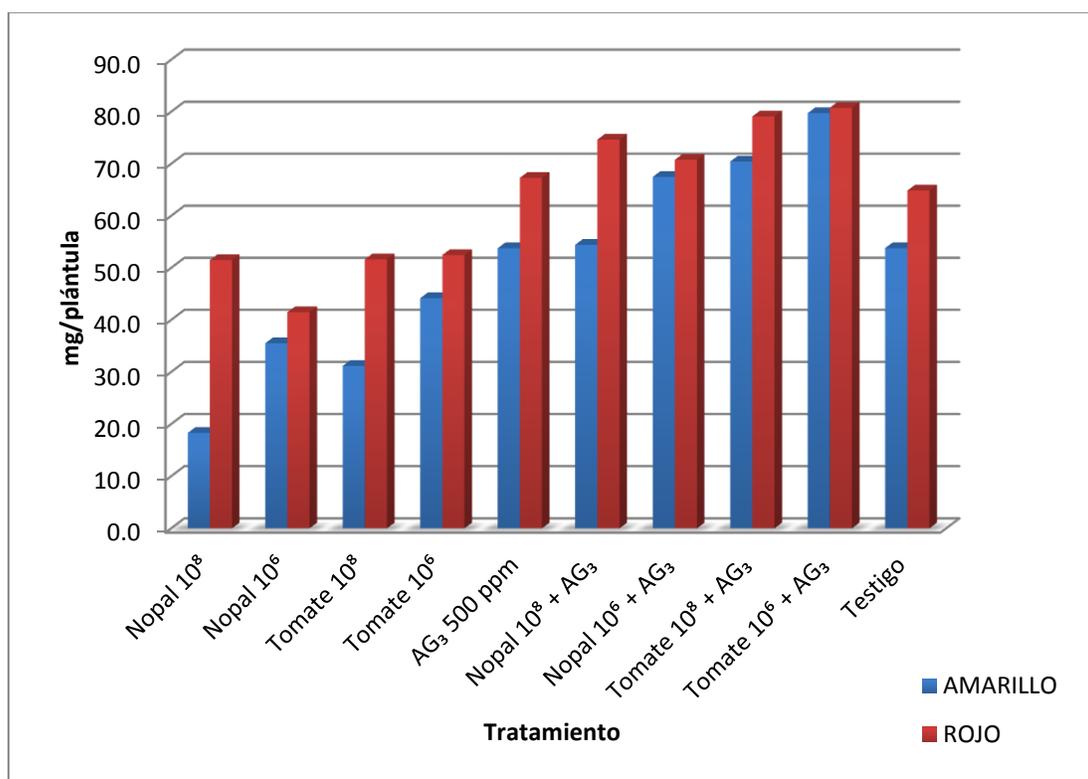


Figura 4.10 Respuesta de vigor mediante peso fresco en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum sp.* en invernadero, 2013

En la interacción variedad de fruto por tratamiento en la variable de peso seco, todos los tratamientos tuvieron mejor respuesta en los frutos de color rojo con valores

desde 13.1 hasta 20 mg/plántula, siendo nuevamente superior a todos el tratamiento 9 (Tomate 10^6 UFC/mL + 500 ppm), confirmando que este tratamiento logra tener una respuesta positiva en su aplicación al tener mayor acumulación de materia seca en la plántula, resaltando que este tratamiento tuvo el mismo comportamiento bajo las dos condiciones, así mismo el tratamiento 6 (Nopal 10^8 UFC/mL + 500 ppm) fue el siguiente en obtener el mejor valor como se muestra en la Figura 4.11, siendo ambos superiores en los resultados de peso seco en comparación al testigo; cabe mencionar que esta respuesta no fue igual a la variable anterior, era de esperarse que por acumular peso en fresco daría un dato similar en la acumulación de materia seca, pero este comportamiento de peso fresco más bien fue dado por la acumulación de agua en la plántula, no por el depósito de materia orgánica en ella.

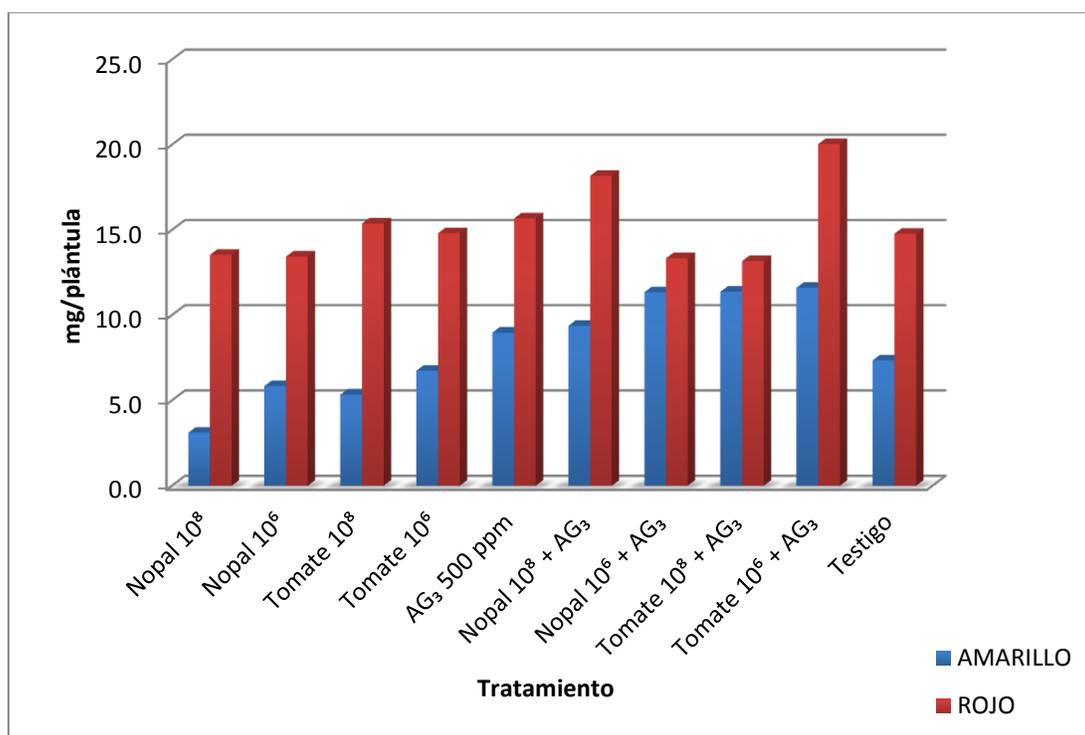


Figura 4.11 Respuesta de vigor mediante peso seco en la interacción variedad (Amarillo y Rojo) por tratamiento en semillas de Chile habanero inoculadas con *Azospirillum* sp. en invernadero, 2013

CONCLUSIONES

Una vez obtenidos y analizados los resultados del presente trabajo, se logró concluir que:

- El efecto de la germinación y vigor en las dos variedades de semillas de chile habanero (*Capsicum chinense* L.) estudiadas fue diferente por los tratamientos aplicados.
- En laboratorio, la variedad de fruto rojo tuvo efectos positivos en la capacidad de germinación y vigor, al aplicar ambas cepas de *Azospirillum sp.* a 10^6 UFC/mL más ácido giberélico, así como en la aplicación únicamente de ácido giberélico quien promovió su fisiología en ambas condiciones
- La variedad de frutos amarillos en laboratorio, tuvo efectos negativos en plántulas anormales y semillas sin germinar en la aplicación de *Azospirillum sp.* originaria de tomate a 10^6 UFC/mL más 500 ppm; sin embargo fue favorable en LMH con cepas de *Azospirillum sp.* originaria de nopal en ambas concentraciones y en PS solo a 10^8 UFC/mL.
- En invernadero, la variedad de fruto rojo tuvo efectos positivos en la germinación y vigor, sobresaliente *Azospirillum sp.* originaria de tomate a 10^6 y 10^8 UFC/ml + 500 ppm; a diferencia de la cepa originaria de nopal en ambas concentraciones quien tuvo efectos opuestos.
- La variedad de frutos amarillos en invernadero, tuvo efectos positivos disminuyendo plántulas anormales en *Azospirillum sp.* de origen de nopal en ambas concentraciones y en semillas sin germinar a 10^6 UFC/mL + 500 ppm, así como en *Azospirillum sp.* originaria de Tomate 10^8 y 10^6 UFC/mL + 500 ppm.

LITERATURA CITADA

Aceves N.; L. A.; J. F. Juárez L.; D. J. Palma L.; R. López L.; B. Rivera H.; J. A. Rincón R.; R. Morales C.; R. Hernández A. y A. Martínez S. 2008. Estudio para determinar zonas de alta potencialidad del cultivo del chile habanero (*Capsicum chinese* Jacq.) en el estado de Tabasco. Gobierno de Tabasco, Secretaria de Desarrollo Forestal y Pesca, DEIDRUS-TAB, INIFAP, SAGARPA y Colegio de Postgraduados. Villahermosa, Tabasco, México.

Astiasarán, I. and Martínez J.A.; 2000. Hortalizas y verduras. En Alimentos, composición y propiedades, (España: Mc - Graw Hill), pp. 179-189.

Alderete, A.; Mexal, J. G. y López-Upton, J. 2005. Variación entre procedencias y respuesta a la poda química en plántulas de *Pinus greggii*. Agrociencia. 39:563-564.

ALIZAGA, R. 1989. Avaliacao de teste de vigor em sementes de feijao e suas relacoes com a emergencia a campo. Tesis MSc. Universidad federal de pelotas, Brasil. 62 p.

American Society of Plant Biologists. URL:
<http://www.aspb.org/publications/arabidopsis/>.

Andreoli, C. and Khan, A. A. 1999. Matriconditioning integrated with gibberellic acid to hasten seed germination and improve stand establishment of pepper and tomato. Pesquisa Agrop. Bras. 34:1953-1958.

Andrews, P. K. y L. Shulin. 1995. Cell wall hydrolytic enzyme activity during development of nonclimacteric sweet cherry (*Prunus avium* L.) fruit. J. Hort. Sci. 70 (4), 561-567.

Araya, E.; Gómez, L.; Hidalgo, N. y Valverde, R. 2000. Efecto de la luz y del ácido giberélico sobre la germinación *in vitro* de Jaul (*Alnus acuminata*). Agronomía Costarricense 24(1):75-80.

Awe, J. O.; Shepherd, K. R. and Florence, R. G. 1976. Root development in provenances of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn. Aust. Forest. 39:201-209.

Ayrault, G. 2002. Estudio sobre la factibilidad del uso de *Azospirillum* para mejorar la calidad germinativa y el establecimiento de *Lactuca sativa* y *Daucus carota* bajo estrés salino. Balcarce. 6p.

Baskin, C. C. and J. M. Baskin. 1998. Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination. Academic Press, New York, N. Y.

Bashan, Y.; G. Holguin, y R. Ferrera-Cerrato, 1996. Interacciones entre plantas y microorganismos benéficos I. *Azospirillum*. Terra 14 (2): 159193.

Bentsink, L. and Koorneef, M. 2008. Seed dormancy and germination. *In*: Somerville, C. R. and Meyerowitz, E. M. (eds). The arabidopsis book.

Besnier, R. F. 1989. Semillas: biología y tecnología. Editorial Mundi–Prensa. Madrid, España. 637 p.

Bewley, J. D. & Black, M. 1994. *Seeds-Physiology of Development and Germination*. 2nd edition. Plenum Press, NY.

Bewley, J. D. and M. Black, 2000. Seed Technology and its Biological Basis. Sheffield Academic Press Ltd. Sheffield, England. 419 p.

Bonilla, E.; C. I. Cardozo, y M. A. García, 2004. Determinación de la condición fisiológica de la semilla de *Capsicum* spp y efecto del método de secado para su almacenamiento. Acta Agronómica (Colombia) 53 (1/2):37-44.

Borges-Gómez, L.; Soria-Fregoso, M. Casanova-Villarreal, V. Villanueva-Cohuo, y E. Pereyda-Pérez, G. 2008. Correlación y calibración del análisis de fósforo en suelos de Yucatán, México, para el cultivo de chile habanero. Agrociencia, 42(1): 21-27.

Bosland, P. W. and E. J. Votava. 2000. Peppers: Vegetable and Spice Capsicums. CABI Publishing. New York. 204 p.

Bottini, R.; M. Fulchieri, D. Pearce, and R. P. Pharis. 1989. Identification of gibberelins A1, A3, and iso-A3 in cultures of *Azospirillum lipoferum*. Plant Physiol. 90:45-47.

Caballero, J. 1998. El género *Azospirillum*. Programa de Ecología Molecular y Microbiana. Centro de Investigación sobre Fijación de Nitrógeno. UNAM. Ap. P. 565-A. Cuernavaca – México. Disponible <http://biblioweb.dgsca.unam.mx/libros/microbios/cap10>.

Canto-Martin, J.; Medina-Peralta, S. y Morales-Avelino, D. 2004. Efecto de la inoculación con *Azospirillum* sp. en plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacquin). Tropical and Subtropical Agroecosystems, 4(1), 21-27.

Canto, M. J.; S. Medina y Morales, A. Efecto de la inoculación con *Azospirillum sp.* en plantas de Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacquin). 2004. Tropical and Subtropical Agroecosystems. Mexico. Vol 4. 7 p.

Cardona, G.; Peña-Venegas, C. P.; Arcos, A. Ocurrencia de hongos formadores de micorriza arbuscular asociados a ají (*Capsicum sp.*) en la Amazonia colombiana. Agronomía Colombiana, 2008; 26(3): 459-470.

Carrillo-Castañeda, G.; Juárez, J.; Ruiz, D. y R. Müller, 2000. Aumento del Rendimiento de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) cuando la raíz se desarrolla colonizada por microorganismos. Biotecnología Aplicada. 17: 171-176.

Carter, A. K. and Vavrina, C. S. 2000. High temperature inhibits germination of Jalapeno and Cayenne pepper. URL: www.imok.ufl.edu/veghort/docs/trans_temp.pdf.

Cassán, F.; Bottini, R.; Schneider, G. and Piccoli, P. 2001 a. *Azospirillum brasilense* and *Azospirillum lipoferum* hydrolyze conjugates of GA₂₀ and metabolize the resultant aglycone to GA₁ in seedlings of rice dwarf mutants. Plant Physiol 125:2053–2058

Chiarine, L.; Bevivino, A.; Yabacchioni, S. y Dalmastrri, C. 1998. Inoculation of *Burkholderia cepacia*, *Pseudomonas fluorescens* and *Enterobacter sp* on *Sorghum bicolor*: root colonization and growth promotion of dual strain inocula. Soil Biology and Biochemistry. 30: 81-87.

Choi, C.; P. A. Wiersma,; P. Toivonen, y F. Kappel. 2002. Fruit growth, firmness and cell wall hydrolytic enzyme activity during development of sweet cherry fruit treated with gibberellic acid (GA₃). J. Hort. Sci. Biotechnol. 77(5), 615-621.

Copeland, O. L. and McDonald, B. M. 1995. Principles of seed science and technology. Third edition. Chapman and Hall. New York, USA 409 p .

Crozier, A. P.; Arruda, P.; Jasmim, J. M.; Monteiro, A. M. and Sandberg, G. 1988. Analysis of indole-3-acetic acid and related indoles in culture medium from *Azospirillum lipoferum* and *Azospirillum brasilense*. Appl. Environ. Microbiol. 54:2833-2837.

Chung, S. J.; 1985. Promotion of red pepper (*Capsicum annum* L.) seed germination by aerated water column. 1. Effects of water temperature and gibberellic acid (GA₃). Theses of Chonnan University 304 p.

Dekhill, B.; Cahill, M.; Stackebrandt, E. y Sly, L.I. 1997. Transfer of conglomeromonas *Largomobilis* subsp *Largomobilis* to the genus *Azospirillum* Microbiol 20: 72-77.

De la Cruz, T. D. J.; Características y tecnología de producción de chile habanero, en el estado de Yucatán (s/n).

Desarrollo Forestal y Pesca,; DEIDRUS-TAB, INIFAP, SAGARPA y Colegio de Postgraduados. Villahermosa, Tabasco, México.

Dobbeleare, S.; Croonenborghs, A. This, A., Ptacek, D., Okon And Vanderleyden, j., 2002. Effect of inoculation with wild type *Azospirillum brasilense* and *Azospirillum irakense* strain of development and Nitrogen uptake of spring wheat and grain maize. *Biology and Fertility of Soils*. 36(4) :284-297.

DOF. 2010.; Diario oficial de la federación: Declaratoria general de la protección de la denominación de origen del chile habanero de la península de Yucatán. [En línea] Disponible: http://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5145315&fecha=04/06/2010. (Revisado 20 de marzo de 2011).

Edwards, R. L. and Sundstrom, F. J. 1987. Afterripening and harvesting effects on Tabasco pepper seed germination performance. *Hortscience*. 22:473-475.

Equipo de Consultoría para la Agricultura Orgánica (ECAO). 2002. Manual de producción de Chile Habanero Ecológico. Petén. Guatemala. 20 p.

Escribano, S. I. y Escardino M. A. 2005. Desarrollo de un sistema de visión artificial para el control eficiente de pulverizadores de cera en el tratamiento poscosecha de la fruta. Universidad Politécnica de Valencia. Fundación Innova.

Facteau, T. J.; N. E, Chestnut,; K. E. Rowe y C. Payne. 1992. Brine quality of gibberellic acid-treated 'Napoleon' sweet cherries. *HortScience* 27(2), 118-122.

Fuentes, F. V.; Rodríguez, M. N.; Rodríguez, F. C. 1996a. Acerca de la propagación de *Ocimum gratissimum* L. *Revista Cubana de Plantas Medicinales* 1(1):37.

Fu, X.; D. Sudhakar, J.; Peng, D. E.; Richard, P. Christou, y N. Haarberd. 2001. Expression of *Arabidopsis* AGI in transgenic rice represses multiple gibberellin responses. *Plant Cell* 13, 1791-1802.

Geneve, R. L. and Kester, S. T. 2001. Evaluation of seedling size following germination using computer-aided analysis of digital images from a flat-bed scanner. *Hort. Science*. 36(6):1117-1120.

Herencia, J. F.; García-Galavíz, P. A.; Ruíz-Dorado, J. A.; Maqueda, C. Comparison of nutritional quality of the crops grown in an organic and conventional fertilized soil. *Scientia horticulturae*, 2011; 129: 882-888.

Hernández, Y. O.; García, y M. Ramón. 2002. Use of soil microorganisms in crops of interest for livestock production. *Cuban J. Agric. Sci.* 35 (2): 81-92.

Hubbell, D. H. 1986a. Producción y uso de inoculantes. *CEIBA*, 27 (1): 17-22.

Hubbell, D. H. 1986b. Proceso de infección de leguminosas por *Rhizobium*. CEIBA, 27 (1): 5-16.

Izco, J. 2004. Botánica. Mc. Graw Hill – Interamericana. México. 508p.

ISTA (International Seed Testing Association). 2004. International rules for seed testing. Bassersdorf, CH-Switzerland.

Janzen, R.; Rood, S.; Dormar, J. and McGill, W. 1992. *Azospirillum brasilense* produces gibberellins in pure culture and chemically-medium and in co-culture on straw. Soil Biol Biochem 24:1061–1064.

Jiang, H. Y. y Sato, K. 1994 Interrelationship between bacterial population on the root surface wheat and growth of plant. Soil Science and Plant Nutrition. 40: 683-689.

Juslce, O. L.; Bass, L. N. 1978. Principles and practices of seed storage. Estados Unidos, Department of Agriculture 289 p. (Agriculture Handbook no. 506).

Kant, S. and Kafkafi, U. 2007. Mitigation of mineral deficiency stress. Mitigation by crop management. URL:
<http://www.plantstress.com/Articles/mindeficiencym/mitigation.htm>.

Kapulnik, Y.; Sarig, S.; Nur, Y. y Okon, Y. 1983. Effect of *Azospirillum* inoculation on yield of field grown wheat. Canadian Journal of Microbiology. 29: 895-899.

Kapulnik, Y.; Felman, M.; Okon, Y. y Y. Henis, 1985. Contribution of Nitrogen Fixed by *Azospirillum* to the Nutrition of Spring Wheat in Israel. Soil Biology and Biochemistry. 17: 509-515.

Kermode, A. R. 1995. Regulatory mechanisms in the transition from seed development to germination: interactions between the embryo and the seed environment. In: J. Kigel, G. Galili, Eds. Seed Development and Germination. Marcel Dekker, Inc. New York. pp: 273-332.

Koorneef, M.; Bentsink, L. y Hilhorst, H. 2002. Seed dormancy and germination. Current Opinion in Plant Biology 5: 33-36.

Kondo, S. y N. Mizuno, 1989. Relation between early drop of apple fruit and endogenous growth regulators, and effects of MCPB, GA₃ plus GA₄ and BA sprays on fruit abscission. J. Jpn. Soc. Hort. Sci. 58, 9-16.

Korkmaz, A. y Korkmaz, Y. 2009, Promotion by 5-aminolevulinic acid of pepper seed germination and seedling emergence under low-temperature stress. Hort. Sci. 199: 98-102.

Lewak, S. & Khan, A. A. 1977. Mode of action of gibberellic acid and light on lettuce seed. *Plant Physiology* 60:575-577.

Li, C. 1998. Variation of seedlings traits of *Eucalyptus microtheca* origins in different watering regimes. *Silvae Genetica*. 47:2-3.

Loayza, I. 2001. *Capsicum* y sus derivados en Iberoamerica: Aspectos agrícolas, científicos, tecnológicos y económicos. CYTED (Programa Iberoamericano de ciencia y tecnología para el desarrollo). Bolivia, BO. p 33-45.

Long, S. J. 1998. *Capsicum* y cultura: La historia del chilli. (2ª ed.) México. Fondo de cultura Económica. pp. 77-81.

López, y Camelo, F. L. 2003. Manual para la preparación y venta de frutas y hortalizas, del campo al mercado. Ed. FAO. Roma.

López, G. F. y Enríquez, L. C. 2004. Evaluación de diferentes métodos pregerminativos en semillas de *Dalea lutea* (Cav.) Willd. Tesis Licenciatura de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, Estado de México. 67 p.

López, P. G.; A. F. Canto, y N. B. Santana. 2009. El reto biotecnológico del chile habanero. *Ciencia* 60: 30-35.

López, R. G. O. 2003. Chilli: la especia del nuevo mundo. *Ciencias* 69: 66-75.

Ma, L.; N. Sun,; X. Liu,; Y. Jiao,; H. Zhao, and X. W. Deng. 2005. Organ-specific expression of *Arabidopsis* genome during development. *Plant Physiology* 138:80-91.

Martínez-Morales, L. J.; Soto-Urzúa, L.; Baca, B. E. and Sánchez-Ahédo, J. A . 2003. Indole-3-butyric acid (IBA) production in culture medium by wild strain *Azospirillum brasilense*. *FEMS Microbiol Lett* 228:167–173.

Martínez, R.; López, M.; Dibut, B.; Parra, C. y Rodríguez, J. 2008. La fijación biológica de nitrógeno atmosférico en condiciones tropicales. Gobierno Bolivariano de Venezuela. Ministerio del Poder Popular para la Agricultura.

Matsuoka, M. 2003. Gibberellins signaling: how do plant cells respond to GA signals? *Plant Growth Regul.* 22, 123-125.

Medina-Lara, F.; Echevaría-Machado, I.; Pacheco-Arjona, R.; Ruiz-Lau, N. Guzmán-Antonio, A. Martínez-Estevez, M. Influence of nitrogen and potassium fertilization on fruiting and capsaicin content in habanero pepper (*Capsicum chinense* Jacq.). *HortScience*, 2008; 43(5): 1549-1554.

Ministerio de Agricultura y Ganadería: Dirección General de Investigación y Extensión Agrícola. 1991. Aspectos Técnicos sobre Cuarenta y Cinco Cultivos Agrícolas de Costa Rica. San José Costa Rica (s/n).

Moreno, M. E.; Vásquez, E. M.; Rivera, A.; Navarrete, R. and Esquivel, F. 1988. Effect of seed shape and size on germination of corn (*Zea mays* L.) stored under adverse conditions. *Seed Sci. Technol.* 26: 439–448.

Moreno, M. E. 1996. Análisis químico y biológico de semillas agrícolas. Universidad Nacional Autónoma de México. México. ISBN. Pp. 259 y 260.

Moreno, M. E. 1996. Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. Tercera Ed. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). México. 393 p.

Ribaudo, C.; E. M. Krumpholz,; F. D. Cassán,; R. Bottini,; M. L. Cantore and J. A. Curá. 2006. *Azospirillum*. sp. promotes root hair development in tomato plants through a mechanism that involves ethylene. *Journal of Plant Growth Regulation*, 25 (2): 175-185.

Nieto-Garibay, A.; Murillo-Amador, B.; Troyo-Diéquez, E. Larringa-Mayoral, J. A. García-Hernández, J. L. El uso de compostas como alternativa ecológica para la producción sostenible del chile (*Capsicum annum* L.) en zonas áridas. *Interciencia*, 2002; 27(8): 417-421.

Nuez, F.; O. R. Gil, y J. Costa, 2003 El cultivo de pimientos, Chiles y Ajíes. Mundi Prensa. España. 15 p.

Ochoa, A. N.; 2001. Usos y propiedades del chile habanero. Seminario de chile habanero. Memorias. Fundación produce Yucatán. SAGARPA. INIFAP. Mérida Yucatán. 2-5 p.

Nakano, A.; Yamaguchi, A. and Uehara, Y. 2003. Effects of application of low-sulfate slow-release fertilizer (LSR) on shoot and root and fruit yield of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Japan Agric. Res. Quarterly*. 37:121-127.

Okon, and Kapulnik, Y. 1986. Development and function of *Azospirillum* inoculated Root plant soil. 90: 3-16.

Olszewski, N. T. P.; Sun, y F. Gubler, 2002. Gibberellin signalling, biosynthesis, catabolism, and response pathways. *Plant Cell (Suppl.)* 14, 561-580.

Paroussi, G.; D. G. Voyiatzis,; E. Paroussi y P. D. Drogour. 2002. Growth, flowering and yield responses to GA₃ of strawberry grown under different environmental conditions. *Sci. Hortic.* 9, 103-113.

Pacheco, M. J. A. 2005. Proceso de producción de chile habanero en salsa, a desarrollarse en el departamento del Petén. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ingeniería, Escuela de Ingeniería Mecánica Industrial,

Perry, D. A. 1972. Seed vigour and field establishment. Horticultural Abstracts. 42:334–342.

Petruzzelli, L.; Muller, K.; Hermann, K. and Leubner-Metzger, G. 2003. Distinct expression patterns of β -1,3-gluconases and chitinases during the germination of Solanaceae seeds. Seed Sci. Res. 13:139-153.

Piccoli, P.; Masciarelli, O. and Bottini, R. 1996. Metabolism of 17,17[2H₂]-Gibberellins A4, A9, and A20 by *Azospirillum lipoferum* in chemically-defined culture medium. Symbiosis 21:167–178.

Pickersgill, B. 1971. Relationships between weedy and cultivated forms in some species of chili peppers (genus *Capsicum*). Evolution. 25:683-691.

Pozo, O.; Montes, S. y Redondo, E. 1991. Chile (*Capsicum* spp.). Avance en el estudio de los recursos fitogenéticos de México. SOMEFI. México.

Prado, U. G. 2006. Tecnología de producción comercial del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq). Instituto para el Desarrollo de Sistemas de Producción del Trópico Húmedo de Tabasco, Villahermosa, Tabasco, 43 p.

Puente, M. y Peticari Alejandro, 2006. Promotores del crecimiento vegetal. Características y uso potencial en el agro argentino. Revista de los CREA. Año XXXVI- N° 304:66-69.

Puente, P. C. y Bustamante, G. L. 1991. Efecto del estado de madurez y posmaduración del fruto de chile (*Capsicum annuum* L.) sobre la calidad de su semilla. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas A. C. IV Congreso Nacional. Saltillo, Coahuila, México. p. 187.

Ramírez, L. E. 2003. Efecto de reguladores de crecimiento sobre la floración y amarre de fruto en chile habanero en campo e invernadero. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Campeche, México. 137 p.

Ramírez, M. M. y Vázquez, G. E. 2007. Potencial de producción del chile habanero (*Capsicum chinense* Jack), en el sur de Tamaulipas. INIFAP Campo Experimental Sur de Tamaulipas. Apartado Postal No. 31, Altamira, Tamaulipas., CP 89601, México.

Randle, W. M. and Honma, S. 1981. Dormancy in peppers. Scientia Horticulturae 14:19–25.

Rao, A. V. y B. Venkateswarlu, 1982. Associative symbiosis of *Azospirillum lipoferum* with dicotyledonous succulent plants of the Indian desert. Canadian Journal of Microbiology. 28: 778-782.

Retamales, J.; F. Bangerth,; T. Cooper, y R. Callejas. 1995. Effects of CPPU and GA₃ on fruit quality of sultanina table grape. Acta Hort. 394, 149-157.

Rojas-Garcidueñas, M. & Rovalo, M. 1985. *Fisiología Vegetal Aplicada*. Mc Graw Hill, México.

Roussos, P. A.; N. K. Denaza, y T. Damvakaris. 2008. Strawberry fruit quality attributes alter application of plant growth stimulating compounds. *Sci. Hortic.* 119(2), 138-146.

Salvador-Morales, P.; Borges-Gómez, L. y Pinzón-López, L. Dinámica de la acumulación y distribución de N en capsicum chinense Jacq. HYPERLINK "<http://www.itzonaolmeca.edu.mx/difusion/INV6.PDF>" Consultado 11/04/2013.

Saura, G.; Fernandez, R. y Hidalgo, J. 2003. Fijador de Nitrógeno, *Azospirillum* spp. Edit FIAGRO (Fundación para la Innovación Tecnológica Agropecuaria), El Salvador. Pp: 1-2.

Schnak, S. C.; Weier, K. L. y I. C. Macroe, 1981. Plant yield and nitrogen content of a *Digitaria* grass in response to *Azospirillum* inoculation. *Applied and Environmental Microbiology*. 91: 342-349.

Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación 2005. Programa Nacional para el Control de Abeja Africana. Información Estadística del Censo Apícola de la Península de Yucatán. México

Singh, D. P.; A. M. Jermakow y S. M. Swain, 2002. Gibberellins are required for seed development and pollen tube growth in *Arabidopsis*. *Plant Cell* 14, 3133-3147.

Soria, F. M.; A. Trejo, J. y Tun, R. Saldívar, 2002, *Paquete tecnológico para la producción de chile habanero (Capsicum chinense Jacq.)*, Secretaría de Educación Pública/ SEIT/Instituto Tecnológico Agropecuario de Conkal, Yucatán, pp. 1-21.

Soria, F. M.; S. J. Tun, R. A. Trejo, y S. R. Terán. 2000. Tecnología para la producción de hortalizas a cielo abierto en la Península de Yucatán. Centro de investigación y graduados agropecuarios. Instituto Tecnológico Agropecuario No.2. México. 108 – 160

Torres, P. H. y Franco C. C. 2005, *Memoria*, Seminario de Chile Habanero, INIFAP.

Taiz, L. y E. Zeiger. 2006. *Plant physiology*. 4th ed. Sinauer Associates Publishers, Sunderland, MA.

Tigabu, M. & Odén, P. C. 2001. Effect of scarification, gibberellic acid and temperature on seed germination of two multipurpose *Albizia* species from Ethiopia. *Seed Science and Technology* 29:11-20.

Timmusk, S.; Nicander, B.; Granhall, U. and Tillberg, E. 1999. Cytokinin production by *Paenibacillus polymyxa*. *Soil Biol Biochem* 31:1847–1852.

Trujillo, A. J. 2001. Descripción varietal del chile habanero (*Capsicum chinense* J.). Seminario de Chile Habanero. Memorias. Fundación produce Yucatán, SAGARPA, INIFAB. Mérida Yucatán. 10-16 p.

Trujillo, A. J. 2005. Descripción varietal del chile habanero (*Capsicum chinense* J.). In H.P. Torres, C.C. Franco (eds). Seminario de chile habanero. Fundación Produce Yucatán, A.C. Memoria. México.14-19 p.

Tun,; Dzul y Cruz J. 2001, "Manejo integrado de enfermedades de chile habanero", *Memoria*, Seminario de Chile Habanero, INIFAP-Produce.

Tun, D. J. 2001. Chile habanero. Características y tecnología de producción. INIFAP. Yucatán, México. 3-20 p.

Usenik, V.; D. Kastelec, y F. Tampar. 2005. Physicochemical changes of sweet cherry fruits related to application of gibberellic acid. *Food Chem.* 90(4), 663-671.

Vara, M. J. C. 2012. Crecimiento y desarrollo del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) y chile comapeño (*Capsicum annuum* L.) en tres diferentes sustratos, bajo condiciones de agricultura protegida. Tesis Licenciatura; Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Veracruzana. Xalapa, Veracruz. No. Pp.53.

Vieira, C. R. Y.; E. J. Pires,; M. M. Terra,; M. A. Tecchio, y R. V. Botelho. 2008. Efeitos do ácido giberélico e do thidiazuron sobre as características dos frutos e do mosto da uva 'Niagara Rosada'. *Rev. Bras. Frutic.* 30(1), 12-19.

Yahia, E. M. y Ariza, R. 2001. Tratamientos físicos en poscosecha de frutas y hortalizas. *Revista Extra.* Pp. 80 – 88.

Zhang, F.; Narges, D.; Hynes, R. K. y D. L. Smith. 1996. Plant growth promoting rhizobacteria and soybean (*Glycine max* L. Merr) nodulation and nitrogen fixation at suboptimal root zone temperatures. *Annals of Botany.* 77: 453-459.