

CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN QUÍMICA APLICADA



DEPARTAMENTO DE PLÁSTICOS EN LA AGRICULTURA

PROGRAMA DE POSGRADO EN AGROPLASTICULTURA

**Desarrollo de Tomate Cherry (*Solanum lycopersicum* L. cv. Camelia) en
Respuesta a la Biofertilización Bajo Condiciones de Casasombra y
Análisis de Algunos Parámetros Fisiológicos**

TESIS

Presentado por:

ARMANDO HERNÁNDEZ PÉREZ

Para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN AGROPLASTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México

Agosto, 2011

CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN QUÍMICA APLICADA
Programa de Maestría en Ciencias en Agroplasticultura

TESIS

**Desarrollo de Tomate Cherry (*Solanum lycopersicum* L. cv. Camelia) en
Respuesta a la Biofertilización Bajo Condiciones de Casasombra y
Análisis de Algunos Parámetros Fisiológicos**

Presentada por:

ARMANDO HERNÁNDEZ PÉREZ

Para obtener el grado de:

Maestro en Ciencias en Agroplasticultura

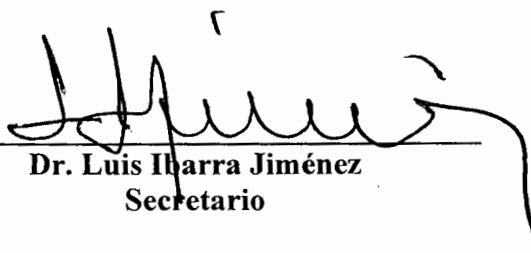
Asesorado por:

Dr. Hugo R. Lira Saldivar

SINODALES



Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar
Presidente



Dr. Luis Ibarra Jiménez
Secretario



M.C. Juanita Flores Velásquez
Vocal

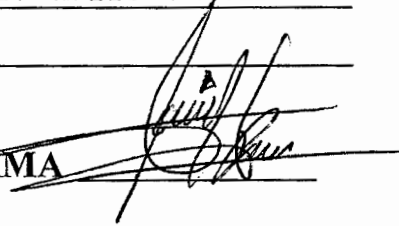
Saltillo, Coahuila

Agosto, 2011

TESIS CON CARACTER ABIERTO

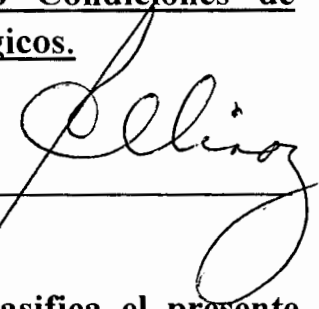
PROGRAMA: MAESTRÍA EN CIENCIAS EN AGROPLASTICULTURA

AUTOR: ARMANDO HERNÁNDEZ PÉREZ FIRMA



TITULO: Desarrollo de Tomate Cherry (*Solanum lycopersicum* L. cv. Camelia) en Respuesta a la Biofertilización Bajo Condiciones de Casasombra y Análisis de Algunos Parámetros Fisiológicos.

ASESOR: Dr. Hugo R. Lira Saldivar FIRMA:



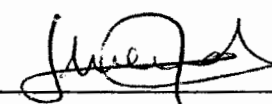
El Centro de Investigación en Química Aplicada clasifica el presente documento de tesis como ABIERTO.

Un documento clasificado como Abierto se expone en los estantes del Centro de Información para su consulta. Dicho documento no puede ser copiado en ninguna modalidad sin autorización por escrito del Titular del Centro de Información o del Director General del CIQA.

Saltillo, Coahuila, a 05 de agosto de 2011



Sello de la Institución



Dr. Juan Méndez Nonell
Director General del CIQA

DECLARACIÓN

Declaro que la información contenida en la Parte Experimental así como en la Parte de Resultados y Discusiones de este documento y que forman parte de las actividades de investigación y desarrollo realizadas durante el período que se me asignó para llevar a cabo mi trabajo de tesis, será propiedad del Centro de Investigación en Química Aplicada.

Saltillo, Coahuila a 5 de agosto de 2011



ARMANDO HERNANDEZ PÉREZ

Nombre y Firma

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por otorgarme el apoyo económico con lo cual me permitió realizar este proyecto de investigación y continuar con mi formación académica.

Al Centro de Investigación en Química Aplicada por darme la oportunidad de seguir preparándome y fortaleciéndome mi nivel académico.

A la empresa GreenCorp Biorganiks de México S.A. de C.V. por donar sus productos de origen orgánico para el manejo del cultivo de tomate cherry en la nutrición y la prevención de plagas y enfermedades.

Al Ph D. Ricardo Hugo Lira Saldívar por la amistad, sus consejos, compartir sus conocimientos y brindarme su apoyo incondicional para la realización del presente trabajo de investigación.

A mis sinodales Ph D. Luis Alonso Valdés Aguilar, Dr. Luis Ibarra Jiménez y M.C. Juanita Flores Velázquez por sus aportaciones, sugerencias y por el tiempo que dedicaron para realizar al presente trabajo.

Al Ing. Felipe Hernández Castillo y a los M.C. Eduardo Alfonso Treviño López y Federico Cerda Ramírez, por su ayuda en los trabajos de campo y toma de datos; así como a los señores Jacobo y Arturo que me apoyaron en la fase de campo en este trabajo de investigación.

DEDICATORIAS

Señor Dios te doy gracias por haberme regalado una familia tan maravillosa y por proporcionarme las armas suficientes para cumplir una meta más en mi vida.

A mis padres (Sebastián Hernández López y Andrea Pérez Hernández) les dedico este trabajo con todo mi cariño, porque son las personas que más admiro en este mundo, que luchan día a día y nunca se dejan vencer a pesar de las adversidades con las que se enfrentan y porque ustedes me han enseñado ser una persona de bien.

A mi esposa Virginia A. Vázquez Arévalo y mi Hijo Jonathan M. Hernández Vázquez, les dedico este trabajo de lo más profundo de mi corazón, porque son las personas que más amo en esta vida y son el motivo de luchar hacia adelante para darles lo mejor.

A mis hermanos también les dedico este triunfo para que les sirva como un ejemplo, que todo puede siempre y cuando uno nunca deje de luchar.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIAS	ii
ÍNDICE GENERAL	v
ÍNDICE DE CUADROS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
RESUMEN	xiii
I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivo General	4
Objetivos Específicos	4
Hipótesis	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. La Agricultura Orgánica en México y en el Mundo	5
2.2. Agricultura Ecológica o Sustentable	11
2.3. Uso de los Biofertilizantes en la Agricultura Orgánica o Ecológica	12
2.3.1. Uso de Rizobacterias como Biofertilizantes en la Producción de Tomate	14
2.3.1.1. Uso de <i>Azospirillum brasilense</i> en la Agricultura	16
2.3.2. Modo de Acción de las Micorrizas	17
2.3.2.1. Uso <i>Glomus intraradices</i> en la Producción de Tomate	20
2.3.3. Interacciones entre Rizobacterias y Hongos Micorrízicos Arbusculares	21
2.4. Uso de Plaguicidas Orgánico/biológico en la Agricultura	23
2.5. Valor Nutritivo y Fitoquímicos Presentes en el Fruto de Tomate	26
2.6. Estadísticas en la Producción de Tomate	28
2.7. Fisiología del Cultivo de Tomate	29
2.7.1. Fotosíntesis	29
2.7.2. Transpiración	30
2.7.3. CO ₂ Ambiental y CO ₂ Intracelular	31
2.7.4. Conductancia Estomática o Resistencia Estomática	33
2.8. Nutrición Mineral del Cultivo de Tomate	34
2.8.1. Nitrógeno	34
2.8.2. Fósforo	35
2.8.3. Potasio	36
2.8.4. Calcio	36
2.8.5. Magnesio	37
2.9. Factores Ambientales Importantes en el Cultivo de Tomate	38
2.9.1. Radiación Fotosintéticamente Activa	38
2.9.2. Temperatura del Aire	39
2.9.3. Temperatura del Suelo	39
2.9.4. Humedad Relativa	40
2.9.5. Humedad del Suelo	40
2.10. El uso de la Plasticultura en la Agricultura	41
2.10.1. Producción de Tomate en Invernadero	42
2.10.2. Uso del Acolchado Plástico en Tomate	44
2.10.3. Producción de Tomate en Micro y Macro Túneles	46
2.10.4. Producción de Tomate en Casasombra	47

2.11. Biomasa seca y Tasa Relativa de Crecimiento	49
III. MATERIALES Y MÉTODOS	51
3.1. Localización del Experimento	51
3.2. Material Vegetativo	51
3.3. Tratamientos	51
3.4. Establecimiento del Experimento	52
3.4.1 Preparación del Terreno	52
3.4.2 Instalación del Sistema de Riego y Establecimiento del Acolchado	53
3.5. Producción de Plántulas	53
3.6. Prácticas Culturales realizadas en la producción de tomate orgánico	54
3.6.1. Marco de Plantación	54
3.6.2. Trasplante	54
3.6.3. Tutorio	55
3.6.4. Podas	55
3.6.5. Riegos	55
3.6.6. Nutrición y Fertilización	55
3.6.7 Control de Malezas	56
3.6.8 Prevención y Control de Plagas y Enfermedades	56
3.7 Variables de Respuesta Evaluadas	57
3.7.1 Variables Fenológicas	57
3.7.2. Variables Fisiológicas	59
3.7.2.1. Fotosíntesis y Variables Relacionadas	59
3.7.3. Rendimiento y Calidad de Frutos	59
3.7.3.1. Cosecha de Fruto	59
3.7.4 Análisis Nutrimental en Follaje	61
3.8. Diseño Experimental	61
3.9. Análisis Estadístico	62
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	63
4.1. Factores Ambientales en el Interior de la Casasombra	63
4.1.1. CO ₂ dentro de la Casasombra y Radiación PAR	63
4.1.2. Temperatura del Aire	64
4.1.3. Humedad Relativa	65
4.1.4. Temperatura del Suelo	66
4.2 Variables Fenológicas	67
4.2.1. Altura de la Planta	67
4.2.2. Área Foliar	69
4.2.3. Numero de Hojas activas y Racimos Florales	70
4.2.4 Diámetro del Tallo y Número de Entrenudos	72
4.2.5. Racimos con Fruto y Frutos por Racimo	74
4.2.6. Biomasa seca	74
4.2.7. Tasa Relativa de Crecimiento	78
4.2.7.1. Tasa Relativa de Crecimiento sin Fruto	78
4.2.7.2. Tasa Relativa de Crecimiento con Fruto	81
4.2.8. Relación Área Foliar/Rendimiento	84
4.2.9. Índice de Cosecha	85
4.3. Parámetros Fisiológicos	86
4.3.1. Contenido Relativo de Clorofila Foliar	86

4.3.2 Tasa Fotosintética Diurna	88
4.3.3. Conductancia estomática Diurna	89
4.3.4. Concentración Diurna de CO ₂ intracelular	91
4.3.5. Temperatura Diurna de Hoja	92
4.3.6. Transpiración Diurna	93
4.3.7. Concentración de N, P, K, Ca y Mg en el Follaje de Tomate	95
4.3.7.1. Concentración de Nitrógeno en hojas	95
4.3.7.2. Concentración de Fósforo en hojas	96
4.3.7.3. Concentración de Potasio en Hojas	98
4.3.7.4. Concentración de Calcio en Hojas	99
4.3.7.5. Concentración de Magnesio en Hojas	100
4.4. Calidad de Frutos de Tomate Cherry y Rendimiento	101
4.4.1. Clasificación del Fruto	102
4.4.2. Contenido de Sólidos Solubles	106
4.4.3. Peso promedio de Fruto	107
4.4.4. Rendimiento de tomate cherry	109
V. CONCLUSIÓN	115
VI. LITERATURA CITADA	116
VII. APÉNDICE	142

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Mecanismos de acción directa de las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (RPCV).	15
Cuadro 2. Principales países productores de tomate en el mundo.	29
Cuadro 3. Descripción de los tratamientos con biofertilizantes a base de microorganismos y la fertilización tradicional evaluados en la producción de tomate cherry orgánico.	52
Cuadro 4. Productos orgánicos aplicados durante la etapa de producción de plantas.	54
Cuadro 5. Análisis de varianza realizado para área foliar y altura de planta en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas bajo casahuate aplicando biofertilizantes y fertilización química.	143
Cuadro 6. Cuadrados medios de análisis de varianza sobre variables agronómicas de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas bajo casahuate aplicando biofertilizantes y fertilización química.	143
Cuadro 7. Efecto de biofertilizantes microbianos y fertilización química en el número de hojas y racimos florales de plantas de tomate cherry en condiciones de casahuate, en tres fechas de muestreo.	72
Cuadro 8. Cuadrados medios de análisis de varianza sobre las variables de diámetro de tallo y número de entrenudos tomate Cherry cv. Camelia obtenidas bajo casahuate aplicando biofertilizantes y fertilización química.	144
Cuadro 9. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en el diámetro del tallo y número de entrenudos de plantas de tomate cherry en condiciones de casahuate, en tres fechas de muestreo.	73
Cuadro 10. Cuadrados medios de análisis de varianza sobre las variables de racimos con fruto y frutos por racimo tomate Cherry cv. Camelia obtenidas bajo casahuate aplicando biofertilizantes y fertilización química.	144
Cuadro 11. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a peso seco de hoja, tallo y planta de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas a los 30 ddt aplicando biofertilizantes y fertilización química.	145

	Pág.
Cuadro 12. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a peso seco de hoja, tallo, fruto y planta de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas a los 60 ddt aplicando biofertilizantes y fertilización química.	145
Cuadro 13. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a peso seco de hoja, tallo, fruto y planta de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas a los 90 ddt aplicando biofertilizantes y fertilización química.	145
Cuadro 14. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a tasa relativa de de crecimiento sin fruto de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	146
Cuadro 15. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado en la tasa relativa de crecimiento con fruto de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	146
Cuadro 16. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la Relaciona área foliar/rendimiento e índice de cosecha de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	146
Cuadro 17. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado al contenido relativo de clorofila en hojas de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	147
Cuadro 18. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a fotosíntesis en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	147
Cuadro 19. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la conductancia estomática en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	148
Cuadro 20. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la concentración de CO ₂ intracelular en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	148
Cuadro 21. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la temperatura de hoja de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	149

Cuadro 22.	Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la transpiración de hoja de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	149
Cuadro 23.	Análisis de varianza de la concentración de elementos minerales en el follaje de tomate Cherry cv. Camelia desarrollado orgánicamente en condiciones de casasombra con aplicación de biofertilizantes y fertilización química.	150
Cuadro 24.	Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a variables de calidad y rendimiento de fruto tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.	150

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Esquema que ilustra la estructura comercial de los 30 principales procesadores de alimentos orgánicos en Estados Unidos, (Howard, 2009).	10
Figura 2. Micorriza arbuscular formado entre <i>Lotus japonicus</i> y <i>Gigaspora margarita</i> .	18
Figura 3. Modelo que ilustra el transporte de N su metabolismo en la simbiosis entre las raíces de plantas y hongos formadores de micorrizas arbusculares.	19
Figura 4. El esquema muestra algunas interacciones establecidas en la rizósfera entre plantas, dos ejemplares de hongos micorrízicos y bacterias.	23
Figura 5. Principales Estados productores de tomate en México.	29
Figura 6. Punto de corte considerado para tomate cherry.	60
Figura 7. Categorización del tamaño de frutos de tomate cherry de acuerdo a la tabla usada por el Departamento de Alimentos y Agricultura de California, USA.	61
Figura 8. Relación diurna entre la concentración de CO ₂ y la radiación fotosintéticamente activa dentro de la casasonbra.	64
Figura 9. Temperatura diurna del aire en el interior de la casasonbra.	65
Figura 10. Humedad relativa diurna en el interior de la casasonbra.	66
Figura 11. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en la altura de plantas de tomate cherry en condiciones casasonbra.	68
Figura 12. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en el área foliar de tomate cherry en condiciones casasonbra.	70
Figura 13. Efecto de biofertilizantes y fertilización química a los 30 ddt en la producción de materia seca de hojas, tallos y plantas de tomate cherry en condiciones de casasonbra.	75
Figura 14. Efecto de biofertilizantes y fertilización química a los 60 ddt en la producción de materia seca de hojas, tallos y plantas de tomate cherry en condiciones de casasonbra.	76

Figura 15.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química a los 90 ddt en la producción de materia seca de hojas, tallos y plantas de tomate cherry en condiciones de casasombra.	78
Figura 16.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-60 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	79
Figura 17.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 60-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	80
Figura 18.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	80
Figura 19.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-60 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	81
Figura 20.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 60-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	83
Figura 21.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	83
Figura 22.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química en la relación área foliar/rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las barras indican el error estándar de la media.	84
Figura 23.	Efecto de biofertilizantes y fertilización química en el índice de cosecha de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las barras indican el error estándar de la media.	85
Figura 24.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el contenido relativo de clorofila foliar en tomate cherry bajo condiciones de casasombra.	87
Figura 25.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la tasa fotosintética de tomate cherry en casasombra.	89
Figura 26.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, sobre la conductancia estomática de tomate cherry en condiciones de casasombra.	90

Figura 27.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de CO ₂ intracelular en hojas de tomate cherry en condiciones de casasmombra.	92
Figura 28.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la temperatura en hojas de tomate cherry bajo condiciones de casasmombra.	93
Figura 29.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la transpiración en hojas de tomate cherry bajo condiciones de casasmombra.	94
Figura 30.	Efecto de la biofertilización con y fertilización química sobre la concentración de N total en hojas de tomate cherry en condiciones de casasmombra. Las barras indican el error estándar de la media.	96
Figura 31.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración P en hojas de tomate cherry en condiciones de casasmombra. Las barras indican el error estándar de la media.	97
Figura 32.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de K en hojas de tomate cherry en condiciones de casasmombra. Las barras indican el error estándar de la media.	99
Figura 33.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de Ca en hojas de tomate cherry en condiciones de casasmombra.	100
Figura 34.	Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de Mg en hojas de tomate cherry en condiciones de casasmombra. Las barras indican el error estándar de la media.	101
Figura 35.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el número de frutos de tomate cherry con tamaño de 33 mm en condiciones de casasmombra.	102
Figura 36.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el porcentaje de frutos de tomate cherry con tamaño de 31 mm en condiciones de casasmombra.	103
Figura 37.	Efecto de la concentración de N asimilado en las hojas de tomate cherry sobre el porcentaje de frutos de 31 mm obtenidos en condiciones de casasmombra.	105
Figura 38.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el porcentaje de frutos de tomate cherry con tamaño de 29 mm en condiciones de casasmombra.	105

Figura 39.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el porcentaje de frutos de tomate cherry con tamaño de 27 mm en condiciones de casasombra.	106
Figura 40.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el contenido de sólidos solubles en frutos de tomate cherry en condiciones de casasombra.	107
Figura 41.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el peso promedio de frutos de tomate cherry en condiciones de casasombra.	108
Figura 42.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las barras indican el error estándar de la media.	110
Figura 43.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre la concentración de N asimilado en las hojas y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	111
Figura 44.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre la altura de plantas y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	112
Figura 45.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre el tamaño del fruto y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	113
Figura 46.	Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre la concentración de magnesio y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.	113

RESUMEN

Desarrollo de Tomate Cherry (*Solanum lycopersicum* L. cv. Camelia) en Respuesta a la Biofertilización bajo condiciones de Casasombra y Análisis de algunos Parámetros Fisiológicos

En este trabajo se analizó la respuesta del tomate cherry (*Solanum lycopersicum* L. cv. Camelia) a la aplicación de biofertilizantes microbianos y fertilizantes sintéticos en condiciones de casasombra, habiendo evaluado el efecto de la rizobacteria *A. brasilense* y el hongo micorrícico *G. intraradices* en la fisiología, crecimiento, concentración de macronutrientes, rendimiento y calidad de los frutos. Se evaluaron siete tratamientos: 1) Fertilización química tradicional; 2) Inoculación a la semilla con *A. brasilense*; 3) Inoculación a la semilla con *G. intraradices*; 4) Coinoculación de *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones (Az+GI SA); 5) Coinoculación de *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones posteriores en planta (Az+GI+2A); 6) Coinoculación de *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *A. brasilense* en planta (Az+GI+2Az) y 7) Coinoculación de *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices* en planta (Az+GI+2GI). Los resultados indican que los microorganismos promovieron el mayor crecimiento vegetativo (altura de la planta, diámetro de tallo, numero de hojas por planta y tasa relativa de crecimiento); sin embargo, el área foliar fue inferior en las plantas inoculadas, pero estas plantas fueron más eficientes, ya que requirieron menor área foliar para la producción de un kilogramo de fruto. Las plantas biofertilizadas presentaron la mayor tasa fotosintética, conductancia estomática y transpiración. Además, exhibieron concentraciones de nutrimentos en el follaje iguales o superiores a la fertilización química; esto fue muy notorio en el caso de K en las hojas. Esto también resultó en un mayor rendimiento (12.72 kg m^{-2}), en más contenido de sólidos solubles (9.42%), en frutos de 33 mm que son los de mayor tamaño (64%) y superior peso promedio de fruto (21.67 g) comparadas con las no biofertilizadas. Finalmente, las plantas más sobresalientes fueron aquellas que se coinocularon con Az+GI+2A y Az+GI+2Az. Estos resultados preliminares ponen de relevancia el potencial de los biofertilizantes microbianos para la producción de tomate cherry en condiciones de casasombra.

I. INTRODUCCN

El uso excesivo de productos agroquímicos (fertilizantes, herbicidas, plaguicidas y fungicidas) en la agricultura actualmente constituye una amenaza para la salud humana y para el ecosistema. Desde el punto de vista agrícola el daño más importante es la creación de resistencias de insectos y malezas y la contaminación de aguas superficiales, las cuales son cada vez mayores. Además, el empleo prolongado de productos químicos deteriora las condiciones del suelo, evita que mantenga su fertilidad con la destrucción de la materia orgánica impidiendo un mejor aprovechamiento del agua al elevarse la infiltración, provocando contaminación de las aguas subterráneas.

A raíz de esta situación se buscan opciones tomando en cuenta un sistema de producción agrícola de menor impacto ambiental o no contaminante, entre las que está el aumentar la eficiencia en el uso de fertilizantes bajo sistemas de riego tecnificado, la plasticultura, y la agricultura orgánica o ecológica. En la actualidad la agricultura orgánica es el sector productivo de más rápido crecimiento (Willer y Yussefi, 2001) a nivel mundial para sustituir la agricultura convencional o moderna, ya que exige optar por otro sistema de producción desde el punto de vista del productor y por un producto diferente a nivel del consumidor.

La agricultura orgánica es un sistema de producción que evita tanto como sea posible el uso de fertilizantes, plaguicidas, reguladores del crecimiento y otros agroquímicos sintéticos de alta residualidad en el ambiente. Los sistemas de agricultura orgánica se basan en la rotación de cultivos, utilización de estiércol, incorporación de leguminosas fijadoras de nitrógeno (N), abonos verdes, residuos orgánicos originados fuera del predio, mínima o cero labranza, minerales naturales y aspectos de control biológico de plagas para mantener la estructura y productividad del suelo (Gómez, 2000); todo lo anterior con la finalidad de aportar nutrientes para las plantas y prevenir o controlar la incidencia de insectos, malezas y otras plagas, para de esta forma proteger el medio ambiente y la salud humana.

A partir del sistema de producción orgánica empiezan a surgir insumos agrícolas a base de microorganismos conocidos como biofertilizantes; los cuales contienen uno o varios microorganismos del suelo, y pueden ser

aplicados a la semilla o al suelo con el fin de incrementar la población microbiana y asociarse directa o indirectamente mediante simbiosis al sistema radicular de la planta. Esto favorece la interacción e incrementa el desarrollo vegetal y reproductivo de la planta huésped. La inoculación de microorganismos promotores de crecimiento son denominados también rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, bioestimulantes, biofertilizantes o inoculantes (Holguín *et al.*, 2003; Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000). Entre los microorganismos más evaluados por su potencial contribución al desarrollo de las plantas se encuentran *Azospirillum brasilense* y *Glomus intraradices*.

La producción orgánica de hortalizas es una opción que permite mejorar la competitividad en el mercado y tener un precio mayor que el producto convencional, así, accede un desarrollo económico a los productores orgánicos. Además, la demanda de hortalizas frescas y procesadas orgánicas se incrementa.

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es la especie hortícola más cultivada a nivel mundial, además es considerada como la hortaliza de mayor importancia económica. Este hecho se deriva de los diversos tipos de frutos y de las variadas formas de consumo que ofrece (Marim *et al.*, 2005; Gusmão *et al.*, 2000). El tomate tipo cherry es caracterizado por pequeños frutos con diferentes tamaños, colores y sabores; actualmente es muy demandado en restaurantes, bares y en la fabricación de diversos platos como aperitivo tipo gourmet (Machado *et al.*, 2003).

La producción orgánica nacional de tomate en México durante el año 2009, se realizó en 401 ha, reportando rendimientos promedio de 49.74 t ha⁻¹, con un precio 4.06 veces mayor que el tomate producido convencionalmente (SIAP, 2010). La producción de tomate orgánico en México se ubica principalmente en Baja California Sur (Navejas, 2002). Bajo cultivo orgánico, los rendimientos son menores en comparación con la agricultura convencional, por lo que es conveniente producir en invernadero y garantizar así altos rendimientos (Castellanos *et al.*, 2000). Hoy en día existe un creciente interés por utilizar fuentes orgánicas para abonar los suelos, pretendiendo regresar a los sistemas antiguos de producción natural. La producción orgánica bajo invernadero garantiza frutos durante todo el año, se evitan daños ocasionados por factores

ambientales adversos, plagas, enfermedades y sobre todo, aumentan las ganancias con relación a la producción en campo.

La producción de alimentos orgánicos es un tema de importancia mundial, por lo que al tratar de incrementar el rendimiento en los cultivos ha llevado a la incorporación de tecnologías de cultivo más modernas y rentables tales como la producción de invernadero en combinación con el uso de biofertilizantes, que a su vez permite economizar los costos de producción y reducir el uso de agroquímicos.

Una tecnología novedosa en la agricultura protegida o semi-protegida es el uso de las casasombra, ya que mediante las mallas sombra ofrece protección contra la radiación solar excesiva y representa una barrera mecánica similar a la de un invernadero para prevenir que los insectos migratorios lleguen a las plantas. Sin embargo, la casasombra tiene una ventilación natural por los cuatro costados y por arriba, siendo una tecnología muy utilizada en regiones donde el clima es cálido, creando una disminución de la presión del aire que pasa a través de la malla, reduciendo así el intercambio de aire dentro y fuera de la misma. Además, en cuanto al precio de la estructura, la casasombra representa sólo una fracción del costo de un invernadero (95 pesos por m² y 350 pesos por m²).

El tomate cherry, ha adquirido en los últimos años una gran importancia, pero existe muy poca información sobre la producción orgánica en casasombra utilizando biofertilizantes con base en microorganismos como *A. brasilense* y *G. intraradices*. Con base en lo antes señalado, se realizó esta investigación con la finalidad de evaluar y comparar las respuesta del cultivo de tomate cherry desarrollado con técnicas de agroplasticultura en condiciones de ambiente protegido en casasombra y con la aplicación de los biofertilizantes antes señalados y toda una gama de agroinsumos de bajo impacto ambiental como insecticidas, fungicidas y potenciadores del crecimiento de las plantas.

Objetivo

Evaluar la respuesta de tomate cherry cv. Camelia establecido en condiciones de casasombra, con la aplicación de biofertilizantes a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* en el crecimiento y rendimiento del cultivo, en comparación con la fertilización química convencional.

Objetivos Específicos

- ❖ Comparar el efecto del biofertilizante contra la fertilización sintética en crecimiento, desarrollo y rendimiento de tomate cherry.
- ❖ Analizar en efecto de la bacteria *A. brasilense* y el hongo micorrizico *G. intraradices*, inoculados y coinoculados a la semilla, en la fenología y fisiología del tomate cherry en casasombra.
- ❖ Evaluar el estado nutricional del follaje de las plantas de tomate cherry inoculados y coinoculados con la bacteria *A. brasilense* y el hongo micorrizico *G. intraradices*, en comparación con la fertilización sintética bajo casasombra.

Hipótesis

- ❖ El uso de biofertilizantes microbianos tendrá un efecto positivo en las respuestas de algunos parámetros fisiológicos, fenológicos y en el rendimiento del cultivo de tomate cherry.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La Agricultura Orgánica en México y en el Mundo

La producción intensiva requiere un manejo adecuado de suelo para favorecer la productividad y evitar el deterioro del mismo. Una de las opciones para mejorar la calidad ambiental en la agricultura es el uso de residuos orgánicos durante el desarrollo del cultivo; reduciendo así el uso de los fertilizantes sintéticos (Galbiatti *et al.*, 2011). Los productos agrícolas producidos orgánicamente están siendo populares en todo el mundo debido a la confianza y satisfacción de los consumidores de una canasta mejor y el más seguro de los alimentos. También es bien sabido que las prácticas agrícolas intensivas convencionales pueden introducir contaminantes en la cadena alimentaria mas el efecto adverso sobre el medio ambiente (Karak y Bhattacharyya, 2011). Por otro lado, se ha demostrado que los cultivos orgánicos son de mayor calidad alimenticia debido a que contienen menos nitratos, nitritos y residuos de pesticidas pero, como regla general contienen mas materia seca, vitamina C, compuestos fenólicos, amino ácidos esenciales y azúcar total, en comparación con los cultivos convencionales (Rembialkowska, 2007).

La agricultura orgánica (AO) es un sistema de producción holístico que evita el uso de fertilizantes, pesticidas sintéticos y organismos genéticamente modificados, reduce al mínimo la contaminación del aire, suelo, agua, optimiza la salud y la productividad de las comunidades interdependientes de plantas, animales y personas (El-Hage y Müller-Lindenlauf, 2010; Codex Alimentarius Commission, 2001).

La base de la AO es que es ambiental, social y económicamente sostenible y su objetivo es utilizar los recursos renovables como sea posible en el sistema de producción y evitar pérdidas (Topp *et al.*, 2007). De acuerdo con Raviv (2010) menciona la AO tiene como objetivo mejorar la sustentabilidad del sector agrícola, basado en la modificación del suelo con la aplicación de materia orgánica, la rotación de cultivos y mediante el manejo integrado de plagas. Los cultivos orgánicos contienen menos residuos de nitratos, nitritos, plaguicidas y oligoelementos en comparación a los cultivos convencionales. A pesar de que el sistema de producción orgánico en general tienen rendimientos promedios más bajos (20%) que los cultivos producidos convencionalmente

(Karak y Bhattacharyya, 2011), se ven compensados por un mayor precio de venta en los grandes almacenes y también en la venta de cultivos de especialidad o gourmet. La FAO (2011) menciona que la AO produce beneficios ambientales en el entorno suelo-agua-aire-biodiversidad, los cuales se describen a continuación:

Suelo. En la AO son fundamentales las prácticas de enriquecimiento de los suelos, como la rotación de cultivos, los cultivos mixtos, las asociaciones simbióticas, los cultivos de cobertera, los fertilizantes orgánicos y la labranza mínima, que benefician a la fauna y la flora del suelo, mejoran la formación de éste y su estructura, propiciando sistemas más estables. A su vez, se incrementa la disponibilidad de nutrientes, energía, además se mejora la capacidad de retención de nutrientes y agua en el suelo, lo cual compensa que se prescindan de fertilizantes minerales. El-Hage y Hattam (2003) reportan que el contenido de materia orgánica es, por lo general, más elevado en los suelos que se manejan orgánicamente, lo que indica no sólo una mayor fertilidad y estabilidad de los suelos orgánicos sino también una capacidad de retención de humedad más elevada, que reduce el riesgo de erosión y desertización.

Agua. La AO, sustituye a los fertilizantes químicos con fertilizantes orgánicos (compostas, estiércol animal y abono verde) y mediante el empleo de una mayor biodiversidad mejoran la estructura del suelo y la filtración del agua. Los sistemas orgánicos bien gestionados, con mejores capacidades para retener los nutrientes, reducen mucho el peligro de contaminación del agua subterránea.

Aire. La AO reduce la utilización de energía no renovable al disminuir la necesidad de sustancias agroquímicas; también contribuye a mitigar el efecto invernadero y el calentamiento del planeta mediante su capacidad de retener el carbono en el suelo. Muchas prácticas utilizadas por la AO como la labranza mínima, la incorporación de los residuos de las cosechas al suelo, la utilización de cubiertas vegetales y las rotaciones, así como la mayor integración de leguminosas que contribuyen a la fijación del nitrógeno, incrementan la restitución de carbono al suelo, lo que eleva la productividad y favorece el almacenamiento de este vital elemento. El-Hage y Hattam (2003) mencionan que la AO permite que los ecosistemas se adapten mejor a los efectos de los

cambios climáticos y posee un mayor potencial para reducir las emisiones de gases de invernadero.

Biodiversidad. Los agricultores orgánicos son guardianes de la biodiversidad, a la vez que la utilizan en todos los niveles. En el plano genético, prefieren las semillas y las variedades tradicionales y adaptadas, por su mayor resistencia a las enfermedades y a las presiones del clima. En el plano de las especies, diversas combinaciones de plantas y animales optimizan los ciclos de los nutrientes y la energía para la producción agrícola. En cuanto al ecosistema, mantener zonas naturales dentro y alrededor de los campos de cultivo. La utilización frecuente de especies subutilizadas (a menudo como cultivos de rotación para restablecer la fertilidad del suelo) reduce la erosión de la agrobiodiversidad y crea una reserva de genes más sana, que es la base de la futura adaptación. El-Hage y Hattam (2003) reportan que la AO aumenta todos los recursos genéticos agrícolas, que comprenden también insectos y microorganismos, cuando se cultiva la tierra con el sistema orgánico. Existe mayor diversidad y cantidad de flora y de fauna silvestres en y alrededor de las granjas orgánicas que en las granjas de agricultura convencional.

Los organismos modificados genéticamente (OMGs). La utilización de OMGs en los sistemas orgánicos no se permite en ninguna etapa de la producción, elaboración o manipulación de alimentos orgánicos. Como no se conocen cabalmente las posibles repercusiones de los OMGs en el medio ambiente y en la salud, la AO está adoptando una perspectiva de precaución y prefiere fomentar la biodiversidad natural. La etiqueta orgánica, por lo tanto, asegura que no se hayan utilizado OMG intencionalmente en la producción y elaboración de los productos orgánicos.

Ventajas ecológicas de la AO. Las repercusiones de la AO en los recursos naturales favorecen una interacción con el agroecosistema, lo que resulta ser vital para la producción agrícola y para la conservación de la naturaleza. Las ventajas ecológicas que se obtienen son: formación, acondicionamiento y estabilización del suelo, reutilización de los desechos, retención de carbono, circulación de los nutrientes, depredación, polinización y suministro de hábitat. Al preferir productos orgánicos el consumidor promueve, con su poder de compra, un sistema agrícola menos contaminante. Desde el punto de vista de

la degradación de los recursos, se disminuyen los perjuicios y costos ocultos de la agricultura para el medio ambiente.

La AO y el paisaje. Un sistema de AO crea una diversidad de paisajes que contribuyen con la pluralidad funcional y con los valores estéticos. El establecimiento de hábitats seminaturales dentro de los sistemas orgánicos y el hecho de evitar la utilización de plaguicidas sintéticos contribuyen a mantener la conectividad biológica y la red ecológica, beneficiando tanto a la agricultura como a la conservación de la naturaleza (El-Hage y Hattam, 2003).

Uso de la energía. La AO se desempeña mejor que la convencional en una escala de superficie (hectárea), tanto en relación directa al consumo de energía (combustible y petróleo) como indirecta (fertilizantes y plaguicidas sintéticos). La eficiencia de la utilización de la energía es generalmente mayor en los sistemas de producción orgánicos (El-Hage y Hattam, 2003).

Los efectos benéficos del medio ambiente en la agricultura ecológica u orgánica incluyen cambios en las propiedades de los suelos (físicas, químicas y biológicas), en comparación con los efectos adversos asociados con la agricultura convencional. Otros beneficios están relacionados con las oportunidades que ofrece para reciclar los residuos orgánicos, la reducción en el uso de productos químicos de síntesis, la mejora de la calidad de plantas, animales, la reducción de la erosión y el escurrimiento, las posibles mejoras a los graves problemas de salinidad del suelo, agua y la pérdida o deterioro de los ecosistemas (Conacher y Conacher, 1998).

De acuerdo con lo señalado por Elmaz *et al.* (2004) la AO limita el uso de fertilizantes minerales, reduce el uso de energías no renovables (combustibles fósiles) y reduce las emisiones de gases de efecto invernadero agrícola (dióxido de carbono, dióxido de nitrógeno y metano. La AO se ha desarrollado rápidamente en todo el mundo durante los últimos años (Willer y Yussefi, 2006); actualmente se practica en unos 160 países de todo el mundo (Willer y Kilcher, 2011) y su porcentaje de explotación en tierras agrícolas sigue creciendo. La AO se está realizando en cerca de 37.2 millones de ha (incluida las zonas en reconversión). Las regiones con mayores áreas de AO son: Oceanía con 12.2 millones de ha, Europa con 9.3 millones y América Latina con 8.6 millones.

Los países con mayor AO en producción son: Australia, Argentina y Estados Unidos. Actualmente 0.9% de las tierras agrícolas del mundo son orgánicas. Sin embargo, algunos países alcanzan porcentajes muy superiores: Islas Malvinas (35.7%), Liechtenstein (26.9%) y Austria (18.5%). Siete países tienen más del 10% de AO (Willer y Kilcher, 2011). Estos mismos autores reportan que en América del Norte aproximadamente 2.7 millones de ha son manejadas orgánicamente; produciendo una derrama de dos millones de dólares en los Estados Unidos y 0.7 millones en Canadá, esto representan 0.7% de la superficie total agrícola en la región y 7% de la agricultura orgánica del mundo. En América Latina más de 280,000 productores sembraron 8.6 millones de ha con cultivos orgánicos en 2009, esto constituye el 23% de la AO del mundo y 1.4% en la región. Los principales países son Argentina con 4.4 millones de ha, Brasil, 1.8 millones y Uruguay con 30,965 ha. Los países con mayor cantidad de productores orgánicos son: India (677,257), Uganda (187,893) y México (128,862). Durante los últimos 10 años en USA la industria de alimentos orgánicos ha crecido a un ritmo de 20 a 30% al año, con un aumento proporcional a la tierra cultivada bajo manejo orgánico certificado. En el estado de Washington, la superficie orgánica se ha incrementado ocho veces desde 1993 y la industria de alimentos orgánicos está valorada en más de \$200 millones de dólares por año (CSANR, 2011). La industria Norteamericana de alimentos orgánicos ha experimentado grandes cambios estructurales en la última década. Un estándar orgánico nacional en USA fue implementado en 2002, reemplazando la gran cantidad de normas estatales y regionales que resultaban ser divergentes (Fetter y Caswell, 2002). En la Figura 1 se presentan las 30 empresas más importantes de la industria de alimentos orgánicos procesados en América del Norte (Howard, 2009; Fusaro, 2007). En la última década la producción orgánica ha sido el segmento de más rápido crecimiento en la agricultura de Estados Unidos. Debido al aumento de áreas cultivadas orgánicamente existe una fuerte demanda de hortalizas certificadas para los trasplantes orgánicos (Nair *et al.*, 2011). Desde 1990 en Estados Unidos y en todo el mundo se mantiene las altas tasas de crecimiento en las ventas de productos orgánicos certificados, con un promedio de 20-25% por año y han impulsado el crecimiento relacionado con las actividades de

producción, elaboración, investigación, regulación, acuerdos comerciales y de exportaciones (Lotter, 2003).

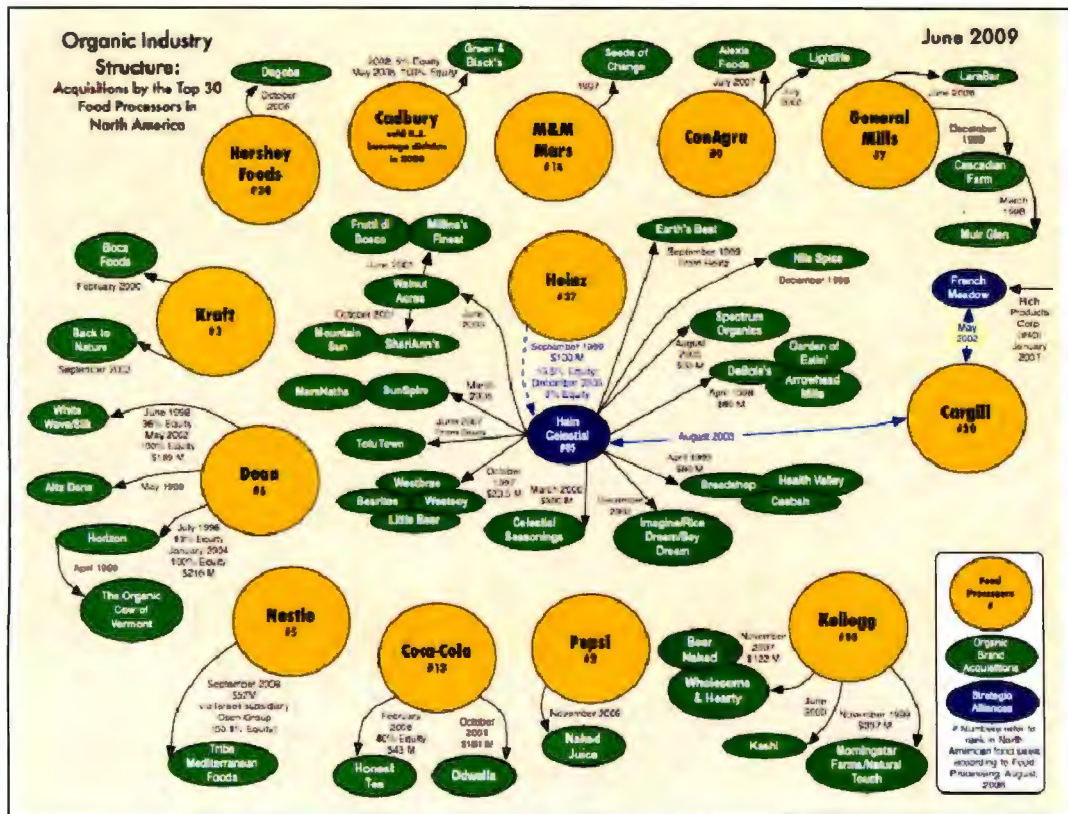


Figura 1. Esquema que ilustra la estructura comercial de los 30 principales procesadores de alimentos orgánicos en Estados Unidos, (Howard, 2009).

En México la demanda de productos orgánicos es muy pequeña, por lo tanto, el 98% de la producción orgánica certificada del país es exportada. La mayoría de los consumidores ni siquiera saben lo que significa el término "alimento orgánico". Sin embargo, ahora que México es un país de "Segundo Mundo" de clase media creciente, la demanda interna del sector orgánico crecerá y de hecho, el mercado para los agricultores orgánicos se ha iniciado ya en varias de las principales ciudades (Lotter, 2005).

México está ubicado en el contexto internacional como país productor exportador de alimentos orgánicos y como primer productor de café orgánico. En nuestro país, el sector orgánico es el subsector agrícola más dinámico, pues ha aumentado su superficie cultivada de 23,000 ha en 1996 a 103,000 ha en 2000, y para 2002 se estimó que la superficie orgánica alcanzó las 216,000

ha. Para el año 2000, la AO fue practicada por más de 33,000 productores en 262 zonas agrícolas de 28 estados de la República, lo cual generó 139 millones de dólares en divisas y 16.4 millones de jornales por año (Gómez, 2004).

Este mismo autor reporta que en México, las principales entidades productoras de alimentos orgánicos son Chiapas, Oaxaca, Michoacán, Chihuahua y Guerrero, que concentran 82.8% de la superficie total orgánica. Tan sólo Chiapas y Oaxaca cubren 70% del total. En el país se cultivan más de 45 productos orgánicos, de los cuales el café es el más importante por la superficie cultivada, con 66% del total cosechado (70,838 ha) y una producción de 47,461 ton; en segundo lugar se ubica el maíz azul y blanco, con 4.5% de la superficie (4,670 ha) y una producción de 7,800 ton, y en tercer lugar está el ajonjolí, con 4% de la superficie (4,124 ha) y una producción de 2,433 ton; a estos cultivos les siguen en importancia las hortalizas (3,831 ha); agave (3,047 ha); hierbas aromáticas (2,510 ha); mango (2,075 ha); naranja (1,849 ha); frijol (1,597 ha); manzana (1,444 ha), papaya (1,171 ha) y aguacate (911 ha). Entre los productos más exportados están el café, las frutas, las hortalizas (en invierno), y otros que ocupan mucha mano de obra, como el ajonjolí. Los países a los que principalmente se exportan los productos orgánicos mexicanos son Estados Unidos, Alemania, Holanda, Japón, Inglaterra y Suiza (Gómez, 2004).

La certificación de la AO presenta flexibilidad en relación con las prácticas utilizadas para demostrar que un producto cumple con los estándares de calidad; la AO y el comercio justo han sido promocionados como una estrategia de producción que genera ingresos para los pequeños productores del sur de México (Gómez *et al.*, 2005). Los indígenas de la Sierra Madre de Motozintla, Chiapas son el primer productor gourmet mundial de café orgánico; esto es un ejemplo a destacar de una empresa asociativa, la cual es una forma de organización que combina los aspectos tradicionales de organización social indígena con las modernas empresas capitalistas (Nigh, 1997).

2.2. Agricultura Ecológica o Sustentable

Otro concepto ampliamente usado a nivel mundial es el relativo a la agricultura ecológica o sustentable. El desarrollo de estos sistemas de producción es una respuesta relativamente reciente a la preocupación por la degradación de los

recursos naturales asociada a la agricultura moderna. Este concepto ha provocado mucha discusión y ha causado la necesidad de realizar ajustes en la agricultura convencional para que ésta se vuelva ambiental, social, económicamente viable y compatible (Altieri, 1994; Edwards *et al.*, 1990.)

La agricultura sustentable es un sistema integrado de prácticas de producción de plantas y animales, que tiene aplicación para un sitio específico y que se mantendrá a largo plazo (Lira-Saldívar y Medina-Torres, 2007). La agricultura sustentable es el manejo y conservación de los recursos naturales y la orientación de cambios tecnológicos e institucionales para asegurar la satisfacción de las necesidades humanas en forma continuada para las generaciones presentes y futuras. Tal desarrollo sustentable conserva el suelo, agua, y recursos genéticos animales y vegetales; no degrada al medio ambiente; es técnicamente apropiado, económicamente viable y socialmente aceptable (Von Der Weid, 1994; FAO, 1992).

La agricultura sustentable, basada en prácticas y técnicas ecológicas que minimicen la contaminación y degradación del medio ambiente deberá apoyarse en prácticas de conservación del suelo y agua, en la protección y mejoramiento de la fertilidad del suelo, en la conservación de la biodiversidad, en la utilización de biofertilizantes, de microorganismos antagonistas y promotores del crecimiento de las plantas, en pesticidas naturales u orgánicos, y en el uso racional de técnicas biotecnológicas que han permitido generar cultivos genéticamente modificados resistentes a plagas, enfermedades y factores abióticos (Lira-Saldivar y Medina-Torres, 2007). El desarrollo de variedades genéticas con mayor eficiencia el uso de N es esencial para la agricultura sustentable (Kant *et al.*, 2010). El potencial de los organismos del suelo como promotores del crecimiento vegetal, se ha estudiado en los suelos con el objetivo de utilizarlos en el ámbito de la agricultura sustentable (Botha, 2011).

2.3. Uso de los Biofertilizantes en la AO o Ecológica

En México el mayor impacto de los biofertilizantes fue en los años 70's y 80's con la fijación biológica de nitrógeno en soya y garbanzo, donde se logró sustituir la fertilización nitrogenada en Sinaloa que en ese tiempo fue el principal productor nacional de estas leguminosas (Armenta-Bojórquez *et al.*,

2010, 1986), la utilización de inoculantes comerciales a base de la bacteria del género *Rizobium* fue una práctica que se generalizó por los productores agrícolas mexicanos.

Gran parte de la biodiversidad de los agroecosistemas se encuentra en el suelo. La función de los micro y macro organismos (biota) del suelo tiene importantes efectos directos e indirectos sobre el crecimiento de los cultivos, calidad del suelo, las plagas transmitidas por residuos, la incidencia de enfermedades, el ciclo de los nutrientes, la calidad del agua y en la sustentabilidad del manejo de los sistemas de cultivos (Roger-Estrade *et al.*, 2010).

Las especies microbianas benéficas del suelo también actúan como predadores de fitopatógenos, productores de fitohormonas y sideróforos; aceleran la mineralización de materia orgánica, solubilización de ortofosfatos y filosilicatos, fijación de nitrógeno atmosférico; incremento de la eficiencia de extracción de agua y nutrimentos por las asociaciones micorrícicas. Estos son sólo algunos de los procesos y beneficios mejor conocidos (Robles y Barea, 2004; Barea y Jeffries, 1995; Olivares y Barea, 1995; Sánchez-Díaz y Honrubia, 1994; Berthelin *et al.*, 1991).

Los biofertilizantes se definen como una sustancia que contiene microorganismos vivos, que cuando se aplican a las semillas, en la superficie de la planta o suelo, colonizan la rizósfera, o en el interior de la planta promueven el crecimiento mediante el aumento y la disponibilidad de los nutrientes principales de la planta huésped (Rokhzadi *et al.*, 2008; Vessey, 2003). Los biofertilizantes en base a microorganismos se revelan como una estrategia importante para lograr una agricultura sustentable o ecológica. Su utilización permite disminuir insumos químicos y, además de reducir el impacto ambiental desfavorable, permite obtener ahorros económicos, incrementar rendimientos, mejorar la salud general de las plantas y regenerar paulatinamente las características físicas, químicas y biológicas de los suelos (Peralta-Díaz, 2007).

Dentro de los microorganismos del suelo que se han utilizado como inoculantes bacterianos, están las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (RPCV) (Bashan, 1993) y los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) (Sturmer y Siqueira, 2011). Entre los organismos microbianos más empleados y mejor

estudiados están *Rhizobium* y *Azospirillum*, entre las bacterias, y los hongos micorrícicos arbusculares como *Glomus*, entre otros (Peralta-Díaz, 2007).

El uso de los biofertilizantes que contienen microorganismos benéficos (rizobacterias y micorrizas) en lugar de productos químicos sintéticos puede ayudar a mantener la salud del medio ambiente y la productividad del suelo y se sabe también que mejoran el crecimiento vegetal mediante el suministro de nutrientes a las plantas (Kant *et al.*, 2010). La aplicación de biofertilizante como enmiendas adicionales a los cultivos permite reducir la contaminación del suelo y las aguas subterráneas (Maksoud *et al.*, 2009). La inoculación con biofertilizantes favorece la disponibilidad de minerales y sus formas en el material compostado y aumenta los niveles extraíbles de N, P, K, Fe, Zn y Mn (Hegazi *et al.*, 2007; El-Kraman *et al.*, 2000); además contribuyen a hacer un uso más eficiente del agua (Ruth *et al.*, 2011).

2.3.1. Uso de Rizobacterias como Biofertilizantes en la Producción de Tomate

Las rizoacterias son un grupo de plantas asociadas a bacterias que colonizan la raíz (suelo rizosférico) (Kloepper, 1994 y 1996). Las RPCV son utilizadas como inoculantes para la biofertilización, además desempeñan algunas funciones como control biológico y fitoestimulación (Huerta *et al.*, 2010). La colonización de plantas no leguminosas por rizobacterias tiene efectos directos e indirectos sobre el crecimiento de la planta y su evolución. Los efectos directos incluyen un mayor suministro de nutrientes y la producción de fitohormonas. Los efectos indirectos incluyen aspectos de control biológico: producción de antibióticos y mecanismos de inducción de resistencia de las plantas (Zaied *et al.*, 2007).

Existen varios mecanismos que permiten entender el porqué las RPCV pueden promover el crecimiento de plantas, incluyendo la producción de fitohormonas, la estimulación de la fijación de N₂, absorción de nutrientes y el control biológico de microorganismos patogénicos (Rokhzadi *et al.*, 2008; Rodriguez y Fraga, 1999; Sindhu *et al.*, 1999). Esos mecanismos han revelado que las RPCV secretan sustancias reguladoras del crecimiento vegetal como; auxinas, citoquininas y compuestos volátiles bacterianos (Velázquez-Becerra *et al.*, 2010; Arkhipova *et al.*, 2005; Ryu *et al.*, 2003; Lebuhn *et al.*, 1997; Selvadurai

et al., 1991). La secreción de fitohormona bacteriana puede afectar la arquitectura de la raíz en la sobreproducción de pelos radicales y raíces laterales, posteriormente aumenta la absorción de nutrientes y agua, contribuyendo así al crecimiento (Ortíz-Castro *et al.*, 2008; Persello-Cartieaux *et al.*, 2003). De forma resumida los mecanismos de acción directa de las RPCV se muestran en el Cuadro 1.

Las RPCV pueden suprimir enfermedades producidas por microorganismos fitopatógenos a través del antagonismo promovido por la producción de sideróforos, síntesis de antibióticos, enzimas y/o compuestos fungicidas (Sarabia *et al.*, 2010; Lugtenberg y Kamilova, 2009).

Cuadro 1. Mecanismos de acción directa de las RPCV (Sarabia *et al.*, 2010; Chanway, 1997).

Mecanismo	Efecto
Fijación de nitrógeno asociada a la raíz.	Biomasa y contenido en nitrógeno.
Producción de hormonas (auxinas, citoquininas, giberelinas).	Biomasa (parte aérea y radical); ramificación de raíces; floración.
Inhibición de síntesis de etileno.	Mayor longitud radical.
Aumento de la permeabilidad de raíz.	Biomasa y captación de nutrientes.

Los sideróforos son compuestos producidos por diferentes microorganismos en el suelo que basan su actividad en fenómenos de quelatación, un fenómeno rutinario en los sistemas biológicos (Sánchez *et al.*, 2006; Neilands, 1995). La gran mayoría de los microorganismos fijadores de nitrógeno producen sideróforos para obtener el hierro, elemento necesario para llevar a cabo la fijación de N, ya que la enzima nitrogenasa, que está compuesta de varias unidades proteicas, requiere 36 átomos de hierro para su correcto funcionamiento (Sylvia, 2005).

Los productos biológicos, especialmente, el uso de *Azospirillum* spp., se perfila como una nueva tecnología para optimizar la producción de numerosos cultivos. *Azospirillum* es una rizobacteria promotora de crecimiento vegetal capaz de colonizar la raíz y estimular el crecimiento de las raíces, mejorando así la absorción de minerales y agua por las plantas (Puente *et al.*, 2009). En el grupo de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (RPCV), *Azospirillum*

spp. es considerado un sistema modelo para el estudio de la asociación entre bacterias y plantas que no nodulan (Elein *et al.*, 2005; Bashan y Holguín, 1997).

2.3.1.1. Uso de *Azospirillum brasilense* en la Agricultura

A. brasilense, es una de las especies mejor estudiadas dentro de este género, se ha demostrado que ejerce efectos benéficos sobre el crecimiento vegetal y un aumento en el rendimiento de cultivos. El efecto benéfico sobre el crecimiento vegetal se ha atribuido a la producción de fitohormonas por la función de las bacterias al fijar nitrógeno (Steenhoudt y Vanderleyden, 2000). La producción de fitohormonas específicamente la auxina ácido indol-3-acético (AIA), ha sido reconocido como un factor importante directo de los promotores de crecimiento vegetal y es la habilidad de *A. brasilense* (Somers *et al.*, 2005; Dobbelaere *et al.*, 2001 y 1999; Bashan y Holguin, 1997; Okon, 1985). Otros autores reportan que *A. brasilense*, ha demostrado que mejora el desarrollo y crecimiento de las plantas debido a la producción de auxinas, citoquininas y giberelinas (Lerner *et al.*, 2006). La inoculación con *Azospirillum* produce también un aumento de la masa radicular, debido a la capacidad de producir fitohormonas, estas promueven la elongación radical e incrementan las ramificaciones laterales, por lo que aumenta el área radical. Se ha demostrado que las plantas inoculadas con esta bacteria absorben más rápido minerales de la solución del suelo y consecuentemente, acumulan más materia seca, así como N, P y K en tallos y hojas (Puente y Peticari, 2006).

Se ha señalado que la inoculación artificial de *Azospirillum* causa un efecto positivo sobre el crecimiento de las plántulas de tomate, así como en el estado nutricional de las plantas, con un rendimiento superior al 11% con respecto a las plantas testigo (Terry *et al.*, 2005). Las plantas de tomate inoculadas con *A. brasilense* y *A. chroococcum* mostraron alturas similares a la de las plántulas que recibieron solamente la fertilización mineral. El diámetro del tallo se comportó de forma similar a la altura, además las plántulas mostraron un aumento entre 12.6 y 51.9%, de biomasa seca total al ser comparadas con los testigos (Hernández y Chailloux, 2004). En el cultivo de tomate inoculado con *A. brasilense*, *A. chroococcum* y *Burkholderia cepacia*, se detectó que se obtuvieron plantas de calidad equivalente a la alcanzada con la fertilización mineral (Pulido *et al.*, 2003). En el caso de tomate cherry hay reportes que

indican que su crecimiento y desarrollo fue afectado debido a las asociaciones de comunidades nativas de bacterias, así como las inoculadas a la semilla y a la raíz y con *A. brasilense* (Correa *et al.*, 2007).

2.3.2. Modo de Acción de las Micorrizas

El término “micorriza”, proviene del griego “mykos”, hongo y “rhiza”, raíz; este término fue utilizado en primera instancia por Frank en el año 1885, pero hasta mediados del siglo XX se empezó a poner de manifiesto el significado y la importancia de estas asociaciones, así como su presencia en casi la totalidad de los ecosistemas suelo-planta (Azcón y Barea, 1997; Barea y Jeffries, 1995). Smith y Read (1997) señalan que las micorrizas son asociaciones simbióticas entre los hongos del suelo y raíces de las plantas. Los hongos penetran y colonizan las raíces de las plantas, donde hay diferenciación de muchas ramas estructurales conocidas como arbusculos, que se cree que son los principales sitios de intercambio de nutrientes entre los dos organismos (Akiyama y Hayashi, 2006). Los formadores de las micorrizas arbusculares (MA), son hongos que se producen en todos los suelos, y comúnmente colonizan las raíces de muchas especies de plantas. Estos hongos pueden aumentar el crecimiento de plantas y la reproducción mejorando la absorción de nutrientes, especialmente el fósforo inmóvil en el suelo (Yildiz *et al.*, 2008). La simbiosis de las micorrizas arbusculares (MA) es responsable de enormes flujos de carbono fijado fotosintéticamente de las plantas al suelo. El carbono se transfiere desde la planta al hongo como hexosa, pero la principal forma de carbono almacenado por el hongo en todas las etapas de su ciclo de vida es en triglicéridos (Bago *et al.*, 2002). En la Figura 2 se ilustra la interacción simbiótica entre las raíces de una leguminosa y el hongo micorrízico arbuscular. El principal beneficio que aportan los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) es incrementar la adquisición de nutrimentos que no están disponibles para las plantas, principalmente P y N (Harris-Valle *et al.*, 2009). Un beneficio adicional es la exudación fúngica de mucílagos, que lubrican las raíces para facilitar su movimiento en el sustrato y absorber minerales y agua (Morgan *et al.*, 2005). La presencia de HMA disminuye la peroxidación de lípidos, aumenta las relaciones $K^+ : Na^+$ y $Ca^{2+} : Na^+$, e incrementa la producción de glicina, betaína y prolina (Garg y Manchanda, 2009).

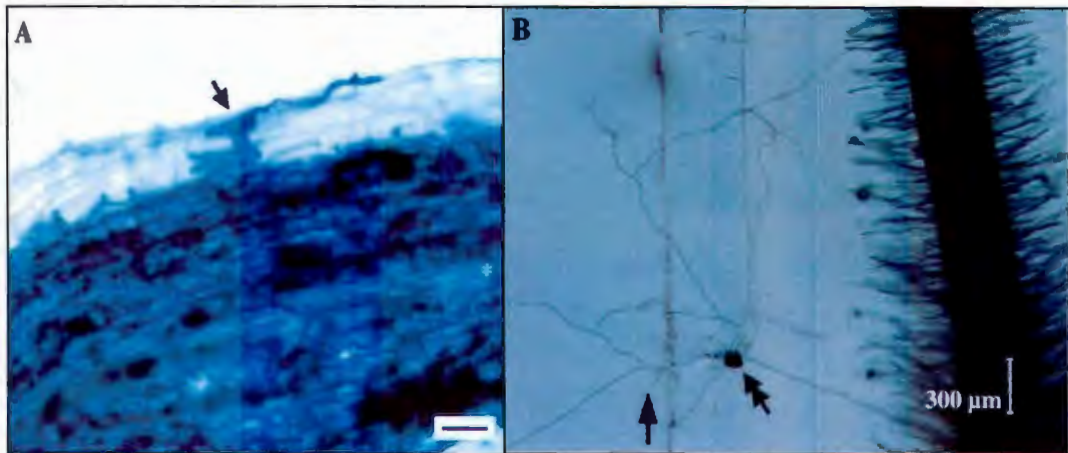


Figura 2. (A) Micorriza arbuscular formado entre *Lotus japonicus* y *Gigaspora margarita*. Las hifas micóticas son coloreadas de azul después de que la raíz ha sido limpiada mediante calentamiento con KOH. La flecha señala los apesorios formados en la superficie de la raíz. Barra de escala = 60mm. (B) Hifas ramificadas de *G. margarita* alrededor de las raíces de *L. japonicus*. La hifa secundaria, terciaria, cuaternaria y quinaría emerge de la hifa primaria. La flecha simple indica la dirección de crecimiento de la hifa primaria (tubo germinativo); la doble flecha señala las células auxiliares de hongos. Barra de escala = 300mm (Akiyama y Hayashi, 2006).

Cuando se establece la interacción planta-HMA, la planta transfiere al hongo entre 4 y 20% de los fotosintatos netos, mientras que el hongo incrementa considerablemente la asimilación de nutrimentos, pudiendo aportar a la planta hasta 80% de P; 25% de N, 10% de K, 25% de Zn y 60% de Cu (Morgan *et al.*, 2005; Marschner y Dell, 1994). La planta hospedadora le proporciona al hongo fuentes de carbono procedentes de la fotosíntesis y un nicho ecológico protegido (Smith y Read, 2008). El mecanismo y la regulación de la absorción, asimilación, desplazamiento y transferencia de N al huésped es importante para las aplicaciones potenciales de los HMA como biofertilizantes, bioprotectores y biorreguladores en la agricultura ecológica, así como para la comprensión de la función de los HMA en los ecosistemas naturales (Tian *et al.*, 2010; Bruns *et al.*, 2008).

En la Figura 3 se presenta la absorción, transporte y transferencia de N provocada por el hongo micorrícico por la expresión génica en las respuestas metabólicas de la planta del micelio extracelular (MEC), o micelio intracelular (MIC), que dará lugar a la síntesis y acumulación de arginina en el MEC, así como el volumen de acciones de Arg para liberar amonio en la MIC y la asimilación de amonio por la planta huésped a través de la enzima glutamina

sintetasa o glutamato sintasa que se genera dentro de la raíz (Tian *et al.*, 2010).

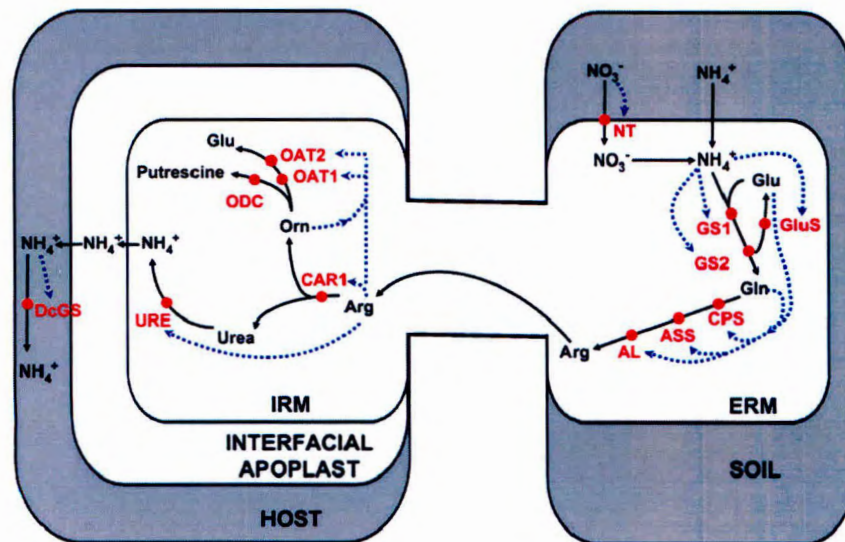


Figura 3. Modelo que ilustra el transporte de N su metabolismo en la simbiosis entre las raíces de plantas y hongos formadores de micorrizas arbusculares. Las enzimas encargadas de dicho transporte son: glutamato sintetasa (GluS), transportadora de nitrato (NT), glutamina sintetasa *Daucus carota* (DcGS), (GS1 y 2), carbamoil-fosfato sintasa cadena de glutamina (CPS), sintasa argininosuccinate (ASS), liasa argininosuccinate (AL), arginasa (CAR1), aminotransferasa ornitina (OAT1 y 2), decarboxilasa ornitina (ODC) y ureasa (URE) (Tian *et al.*, 2010).

De manera generalizada se reconocen tres tipos de micorriza (endomycorrizas, ectomycorrizas y ectendomycorrizas) siguiendo criterios estructurales, funcionales y taxonómicos (Smith y Read, 1997) los cuales se describen a continuación:

a) Endomycorrizas: son las más extendidas en la naturaleza cuya característica principal es que sus hifas penetran en el interior de las células del córtex y/o epidermis de la raíz. Otra característica es que no forman manto de hifas que cubren las raíces. Dentro de este grupo se distinguen tres subgrupos:

1. Ericoides. Características de las plantas de la familia de las Ericáceas y los hongos pueden pertenecer a los phyla Ascomycota o Basidiomycota. Los hongos presentan una gran versatilidad en cuanto al uso de fuentes de N y P (origen orgánico o inorgánico). Esta característica fúngica confiere parte de la

capacidad a las plantas para crecer en suelos con un elevado contenido de materia orgánica (St-John *et al.*, 1985; Pearson y Read, 1975).

2. Orquidioides: Formadas entre plantas de la familia Orquidiaceae y hongos del phylum Basidiomycota, cuyas características morfológicas cabe resaltar que tras penetrar en las células de la raíz forma ovillos dentro de la célula hospedadora previa invaginación de la membrana plasmática, así como agregados poco organizados de hifas que liberan los nutrientes cuando degeneran (Smith, 1966).

3. Arbusculares. Los hongos implicados pertenecen al phylum *Glomeromycota* (Shüßler *et al.*, 2001). Se trata de hongos microscópicos, en contraste con los demás hongos formadores de micorrizas, que son setas o trufas. La principal característica morfológica de la colonización de la corteza de la raíz por estos hongos es su ramificación dicotómica repetida una vez que han penetrado en las células de dicha corteza, para la formación de los arbuscúlos, estructuras típicas de la colonización de dichos hongos. Algunas especies de estos hongos forman otras estructuras en el interior de la raíz llamadas vesículas, que contienen sustancias de reserva.

b) Ectomicorrizas: Se presentan en especies de plantas con interés forestal como Fagáceas, Betuláceas, Pináceas, entre otras familias, lo que supone el 3% de especies vegetales micorrizables. Se caracterizan principalmente porque las hifas del hongo limitan su desarrollo a los espacios intercelulares del córtex, sin penetrar las células vegetales de la raíz, dando lugar a una estructura característica denominada red de Hartig (Smith y Read, 1997).

c) Ectoendomicorrizas: presentan características comunes con los dos tipos de micorrizas expuestos anteriormente y son las menos extendidas

2.3.2.1. Uso *Glomus intraradices* en la Producción de Tomate

Las micorrizas arbusculares (MA), son hongos que permiten a las plantas la absorción de nutrientes inmóviles, en particular en suelos de alta fijación de P y también de fuentes menos soluble de P. Las micorrizas vesículo-arbusculares (MVA) son asociaciones simbióticas entre un amplio rango de especies vegetales, que incluyen angiospermas, gimnospermas, pteridófitas, y algunas briófitas, con un limitado rango de hongos pertenecientes al orden

Glomales (Harrison, 1999). Estudios previos han demostrado que la interacción planta/micorrizas aumenta la tolerancia a diversos factores de estrés biótico y abiótico y entre los mecanismos involucrados se mencionan la mayor capacidad de las plantas micorrizadas para incorporar nutrientes minerales y agua, junto con un estímulo provocado en el metabolismo fotosintético (Auge, 2001).

El efecto benéfico de los hongos endomicorrícicos sobre las producciones hortícolas ha sido estudiado por diversos autores en distintas especies como pimiento (Brown *et al*, 2000; Aguilera-Gómez *et al* 1999) en el que se produjeron plantas más desarrolladas, con mayor número de hojas, tallos y una mayor producción de frutos. Este efecto también ha sido reportado en tomate, donde no solo aumentó el crecimiento vegetal, sino también la absorción de agua en condiciones de estrés hídrico (dell'Amico *et al.*, 2002).

Los resultados consignados por Oseni *et al.* (2010) indican que la producción de tomate inoculado con los hongos *Glomus etunicatum* y *G. intraradices* reportaron un mejor rendimiento debido a que obtuvieron mayor peso fresco ($11.28 \text{ g planta}^{-1}$), alta proporción de tallo y raíz ($0.236 \text{ g planta}^{-1}$), un aumento en la biomasa de raíces ($2.17 \text{ g planta}^{-1}$), mayor tasa relativa de crecimiento ($7.34 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$) y mayor tasa de crecimiento foliar ($1.28 \text{ mg cm}^{-1} \text{ día}^{-1}$).

2.3.3. Interacciones entre Rizobacterias y Hongos Micorrícicos Arbusculares

La mayoría de bacterias de la rizósfera y los hongos son altamente dependientes de las asociaciones con las plantas que están claramente reguladas por exudados de las raíces (Bonfante y Iulia-Andra, 2009). Algunos estudios han demostrado que las RPCV tienen un fuerte impacto estimulante sobre el crecimiento de los HMA (Linderman, 1997). Estos mecanismos de ayuda incluyen la estimulación del desarrollo radicular, una mayor susceptibilidad de la raíz a la colonización de hongos micorrícicos, y la mejora del proceso de reconocimiento entre la raíz y los hongos. En suelos con baja disponibilidad de P, las bacterias de vida libre solubilizadoras de fósforo pueden liberar iones fosfato, y contribuir así con un incremento de fosfato en el suelo disponible para que las hifas extra radicales de los HMA puedan pasar a la planta (Sarabia *et al.*, 2010).

La colonización de las raíces por los hongos micorrícicos arbusculares puede afectar a las comunidades bacterianas asociadas a las raíces en forma directa o indirecta. Las interacciones directas incluyen: el suministro de energía rico en compuestos de carbono, que son transportados a través de las hifas de los hongos a la micorrizósfera, los cambios en el pH de la micorrizósfera inducida por el hongo, la competencia por los nutrientes y la exudación de compuestos inhibidores o estimulantes de otros hongos. Las interacciones indirectas también pueden tener lugar en forma de efectos mediados por las micorrizas sobre el crecimiento de la planta hospedera, exudación de la raíz, y la estructura del suelo (Morgan *et al.*, 2005).

Las interacciones entre los HMA y las bacterias implican tanto un efecto benéfico de los hongos en el desarrollo de bacterias y viceversa. Un ejemplo interesante es la bacteria *Paenibacillus validus*, que cuando está sola apoya el crecimiento y la esporulación del hongo *Glomus intraradices*, independientemente de la presencia de la planta (Bonfante y Iulia-Andra, 2009). En la Figura 4 se ilustra que en condiciones naturales, las bacterias asociadas con los HMA colonizan la superficie extra radical de la hifa, por lo menos, en algunos taxa de hongos, o viven en el citoplasma como endobacterias (Sarabia *et al.*, 2010).

Un trabajo realizado por Velasco y colaboradores (2001) reportan que la fijación de N por *A. brasilense* + *G. intraradix* superó al testigo en 100%. La inoculación por separado de *G. intraradix* y *A. brasilense* presentó efectos positivos en la tasa fotosintética de plantas de tomate de cascara inoculadas comparados con el tratamiento no inoculado, debido a que la bacteria aportó N a través de la fijación biológica y el hongo facilitó la absorción de P por la planta. La coinoculación de *A. brasilense* + *G. clarum* mostró un efecto positivo en el crecimiento de las plantas de tomate, ya que se obtuvo una altura superior a 23% con respecto al testigo; también se logró una eficiencia de 40% respecto a la fertilización nitrogenada, lo cual no afectó el estado nutricional de las plantas ni el rendimiento total (Terry y Leyva, 2006). Por todo lo antes señalado, el uso de productos biológicos y orgánicos para el control de plagas y enfermedades resultan ser buenas opciones para sustituir a los plaguicidas sintéticos y consecuentemente son insumos que se están empleando en la AO y la sustentable.



Figura 4. El esquema muestra algunas interacciones establecidas en la rizósfera entre plantas, dos ejemplares de hongos micorrízicos y bacterias. Los dos tipos de micorrizas son: ectomicorriza a la izquierda y micorriza arbuscular a la derecha. Las endobacterias (color blanco) están dentro de los HMA y crecen a partir de las esporas hacia el micelio intraradical; las bacterias de la rizosfera (color rojo) liberan exudados químicos que pueden comportarse como benéficos o detrimentales para la micorrización; otras bacterias (verdes) establecen contacto físico con la superficie del hongo y la raíz y pueden tener efectos positivos o actividad micofágica. Las flechas indican la liberación de exudados como estrigolactonas, compuestos volátiles y auxinas como moléculas señal para los organismos involucrados en la asociación (Bonfante y Iulia-Andra, 2009).

2.4. Los Plaguicidas Orgánico - Biológicos en la Agricultura

Los plaguicidas orgánicos son aquellos que provienen de fuentes naturales. Estas fuentes naturales usualmente son plantas, como en el caso de *Piretrum* (piretrinas) rotenonas o riania (insecticidas botánicos), o minerales como el ácido bórico, criolita o tierra diatomácea. La mayoría de los plaguicidas orgánicos son insecticidas (Bellinger, 2011). Los insecticidas botánicos han sido promocionados como una alternativa interesante para sustituir a los insecticidas sintéticos para el manejo de plagas, porque supuestamente los productos botánicos no son una amenaza para el medio ambiente y la salud humana (Isman, 2006). La práctica de utilizar insecticidas en la agricultura derivados de plantas o botánicos como ahora los conocemos, se inició por lo

menos hace unos dos mil años, principalmente en China, Egipto, Grecia y la India (Thacker, 2002; Ware, 1983).

A través de la evolución, las plantas han venido desarrollando compuestos fitoquímicos o metabolitos secundarios que tienen actividad defensiva contra plagas que las atacan. Más de 2,000 especies de plantas con propiedades insecticidas han sido caracterizadas mundialmente (Grainge y Ahmed, 1988). En el siglo 19 algunos compuestos de origen vegetal fueron identificados y frecuentemente utilizados como repelentes o toxinas, incluyendo alcaloides extraídos de varias plantas relacionadas con el tabaco (*Nicotiana tabacum*, *N. rustica* y *N. glauca*). La nicotina es un alcaloide ($C_{10}H_{14}N_2$) muy estable que actúa en el sistema cardiaco y nervioso (Lira-Saldívar *et al.*, 2007). La nicotina es un insecticida no sistémico con acción predominantemente respiratoria que actúa mimetizando a la acetilcolina al unirse con el receptor de ésta en la membrana postsináptica de la unión neuromuscular. Se generan entonces impulsos que provocan contracciones espasmódicas, convulsiones y finalmente la muerte (Lagunes-Tejeda y Villanueva-Jimenez, 1994).

La rotenona es un producto natural de gran interés para ser utilizado en la producción agrícola. Desde mediados del siglo XVII, pobladores de Sudamérica observaron que raíces molidas de algunas plantas leguminosas les permitían capturar peces de agua dulce; en 1848 esos extractos fueron adicionados a compuestos con propiedades insecticidas por primera vez, los cuales habían sido aislados de *Lonchocarpus nicou* una planta del género *Papilionaceae*, que actualmente se le ha dado el nombre comercial de rotenona. Diversos pesticidas en esta familia fueron usados ampliamente como insecticidas comerciales hasta mediados de la década de 1940. La producción orgánica de cultivos ha mostrado un renovado interés en utilizar la rotenona asociada con piretroides, así como con compuestos conteniendo cobre y/o azufre (Lira-Saldívar *et al.*, 2007). La rotenona produce en los insectos disminución en el consumo de oxígeno, depresión en la respiración y en el ritmo cardiaco con subsecuente parálisis y muerte (Lagunes-Tejeda y Villanueva-Jiménez 1994). Las piretrinas son aisladas de plantas de la familia *Asteraceae* que se cultivan comercialmente el Japón, Yugoslavia, Kenya, Tanzania y Ecuador (Lira-Saldívar *et al.*, 2007). La actividad insecticida de las piretrinas se deben principalmente al compuesto denominado piretrum, término que se aplica a una

mezcla de ésteres como piretrina, cinerina y jasmolina. Estos compuestos naturales alteran la transmisión del sistema nervioso al disminuir y cerrar los canales de Na^+ de las membranas celulares, afectado así la capacidad de las neuronas. Consecuentemente los insectos intoxicados muestran una hiperactividad seguida de convulsiones, y posteriormente la muerte (Regnault-Roger *et al.*, 2005).

A nivel mundial existe un gran interés por redescubrir las propiedades insecticidas y antimicrobianas de los extractos del árbol de neem (*Azadirachta indica*) por los científicos occidentales. Las propiedades insecticidas y antimicrobiales del neem son debido a la alta concentración de fitoquímicos como limonoides y principalmente azaridactina y en menor medida a salanina, nimbini y sus análogos. Esos compuestos tiene diferentes actividades: las salaninas y las nimbinas inhiben el proceso alimenticio de los insectos. Generalmente los pesticidas derivados de esta planta tienen baja persistencia en el ambiente (vida media de 20 horas en el follaje después de ser aplicado), además, se degradan fácilmente por los microorganismos del suelo (Lira-Saldívar *et al.*, 2007).

Los primeros productos naturales de origen microbiano de amplio uso comercial fueron los antibióticos blasticidina S, kasuganamicina y validamicina A, desarrollados en Japón para controlar el quemado del arroz (*Magnaporthe grisea*) y la podredumbre de vaina de arroz (*Rhizoctonia solani*) (Worthigton, 1988).

El control biológico consiste en la acción de parasitoides, depredadores y patógenos destinados a mantener la densidad poblacional de otro organismo a un nivel inferior al que se mantendría en su ausencia (De Bach, 1964). Los aislados protectores tienen unas características similares al patógeno dañino, excepto su incapacidad para producir los síntomas de enfermedad en la planta y a veces, algunas características morfológicas o fisiológicas diferentes, tales como pigmentación reducida, crecimiento más lento, producción de metabolitos secundarios o de determinadas enzimas (Nuss y Koltin, 1990).

Los mecanismos de protección no son iguales en todos los casos y un mismo aislado puede proteger simultáneamente por varios mecanismos, entre estos mecanismos es la capacidad de colonización y forma de inoculación; competencia en la colonización con los patógenos en el mismo nicho ecológico

en la superficie de la planta (Sneh, 1998), o competencia por nutrientes, como ejemplos estudiados están carbono y hierro (Eparvier y Alabouvette, 1994); producción de compuestos inhibidores o antibiosis (Sesan *et al.*, 1993); transmisión de virus (Nuss, 1992) e inducción de mecanismos generales de resistencia en las plantas (Poromarto *et al.*, 1998).

Un éxito muy notable en el control microbiano de insectos se ha conseguido mediante la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt). Este bacilo es capaz de producir una endotoxina que ataca a numerosos insectos-plaga (Federici, 1999). La actividad y eficacia de los parasitoides y depredadores depende de una serie de factores ambientales, pero también depende de la cantidad de presas disponibles (Koul y Dhaliwal, 2003). Bt es una bacteria que forma esporas y se reproduce naturalmente en el suelo; produce un compuesto insecticida que es altamente específica llamada proteína Cry. Estas proteínas actúan como venenos estomacales que afectan a los insectos específicamente. Hoy en día, las preparaciones de Bt son consideradas como los bioinsecticidas más efectivas con el medio ambiente; han sido utilizados como plaguicidas biológicos en la agricultura y su aplicación es muy superior que otros agentes microbianos como los hongos, protozoos o virus (Sanchis, 2011). La biotecnología ha sido una herramienta utilizada en las plantas para insertar el gen Bt Cry y expresarse especialmente contra las plagas que atacan a las plantas.

2.5. Valor Nutritivo del Fruto de Tomate y Principales Fitoquímicos que lo Componen

En la producción hortícola el enfoque ha sido tradicionalmente en el rendimiento. Sin embargo, en los últimos años en todo el mundo ha incrementado el interés de los consumidores en la calidad de los productos hortícolas. La calidad hortícola es un término muy amplio e incluye las propiedades físicas, sabor, y compuestos relacionados con la salud (Rouphael *et al.*, 2010). La calidad del fruto de tomate también varía en las interacciones entre los cultivares con factores ambientales como la luz, la temperatura, la composición de la solución nutritiva y manejo de cultivos (Dorais, 2007).

Las frutas y fibras vegetales pueden estimular una mayor absorción del calcio de la leche, el cual es el mineral más reconocido como beneficioso para la

salud ósea. El beneficio máximo sólo se puede lograr al consumir la fruta o vegetal entera, o bien, una mezcla sinérgica en combinación con otros alimentos (Lister *et al.*, 2007). Una dieta rica en frutas y verduras se asocia con un menor riesgo de desarrollar enfermedades cardiovasculares y ciertos tipos de cáncer. Este efecto positivo se relaciona con fitoquímicos bioactivos que se encuentran presentes en las plantas y frutos. Los hortalizas que poseen un color rojo contienen mayor cantidad de antioxidantes; sin embargo, las zanahorias y tomates los contienen en menor proporción que otros vegetales de color rojo con alto contenido de licopeno (Wold *et al.*, 2006).

El tomate está compuesto principalmente de agua en 93-96% (Helyes *et al.*, 2003); el tomate cherry es uno de los cultivares de tomate y especies de plantas anuales que prefieren una alta incidencia de luz. Los tomates cherry tienen apariencia agradable, un sabor delicioso y son bien aceptados por los consumidores (Xiao *et al.*, 2011), se ha encontrado que tienen mayor contenido de antioxidantes que las frutas de tamaño normal (Kaur *et al.*, 2004). Además de su importancia económica, el consumo de tomate es muy benéfico para la salud humana, debido al contenido de fitoquímicos como licopeno, β -caroteno, flavonoides, además de vitamina C y muchos nutrientes esenciales (Rosales *et al.*, 2006; Beutner *et al.*, 2001). El fruto de tomate contiene vitamina C en el rango de 15.70 a 28.56 mg 100 g⁻¹ de peso fresco; el contenido de carotenoides totales es de 4.99 a 20.88 mg 100 g⁻¹ de peso fresco y el contenido de licopeno 2.13 a 9.76 mg 100 g⁻¹ de peso fresco (Singh *et al.*, 2004).

Considerando que la descomposición de la clorofila es influenciada por luz roja, la síntesis de carotenoides es realizada por la luz azul. El aumento de la conductividad eléctrica de la solución nutritiva puede incrementar en frutos los minerales, caroteno y vitamina C; mientras que la alta fertilización con calcio y nitrógeno influye negativamente en la concentración de carotenoides y vitaminas. Por otra parte, cuando el potasio es mayor en la solución de nutritiva, la concentración de licopeno se encuentra más alta en el fruto. La concentración de vitaminas y antioxidantes también cambia con la maduración del fruto (Dorais, 2007). Las concentraciones altas del licopeno también se encuentran en el tomate, el cual es una de las hortalizas más utilizadas y la mayor fuente de licopeno dietético. Las enfermedades cardiovasculares están

entre las principales causas de muerte en Europa y otras regiones industriales del mundo. Esta enfermedad puede ser prevenida por el consumo de licopeno (Boehm, 2007).

Los flavonoides se encuentran en muchas frutas y vegetales que funcionan como anti-inflamatorias y antioxidantes, se han demostrado efectos en los animales y en células de cultivo (Lister *et al.*, 2007). El potencial del tomate se debe a la presencia de la mezcla de biomoléculas antioxidantes como el licopeno, ácido ascórbico, compuestos fenólicos, flavonoides y vitamina E (Kaur *et al.*, 2004). Los frutos de tomate son también ricos en vitaminas A y C, ácido fólico, potasio, y varias sustancias fitoquímicas no nutritivas. El aumento de la ingesta de licopeno por medio del tomate ha formulado la hipótesis de que reduce el riesgo de cáncer de próstata, el cáncer más comúnmente diagnosticado en los hombres en Estados Unidos (Ziegler y Vogt, 2006).

2.6. Estadísticas en la Producción de Tomate

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es la especie hortícola más difundida y popular del mundo, debido al nivel de producción, distribución y consumo que presenta. La FAO (2008) reporta que México ha sido uno de los principales productores de tomate, ubicándose en el décimo lugar a nivel mundial (Cuadro 2).

El sistema de información SIAP (2010) de la SAGARPA, reporta que en 2009 México tuvo una producción aproximada de 2.04 millones de toneladas de tomate cosechadas en una superficie de 52,380 ha. En todas las entidades del país existe producción de tomate, pero once son los Estados en donde la se concentra mayor producción (82%) del volumen nacional (Figura 5). Así mismo, el SIAP reporta que la producción de tomate cherry se realizó en sólo 2,320 ha con una producción de 63,600 ton (con rendimiento promedio de 27.4 t ha⁻¹) y solo el 12.93% fue producido orgánicamente.

Cuadro 2. Principales países productores de tomate en el mundo.

Posición	Países	Valor de la Producción (1000 \$)	Producción Total (t)
1	China	8,034,699	33,911,702
2	EEUU	3,250,246	13,718,171
3	Turquía	2,212,343	10,985,355
4	India	2,441,089	10,303,000
5	Egipto	2,180,726	9,204,097
6	Italia	1,416,109	5,976,912
7	Irán	1,143,518	4,826,396
8	España	905,664	3,922,500
9	Brasil	916,363	3,867,655
10	México	695,809	2,936,773

FAO, 2008.

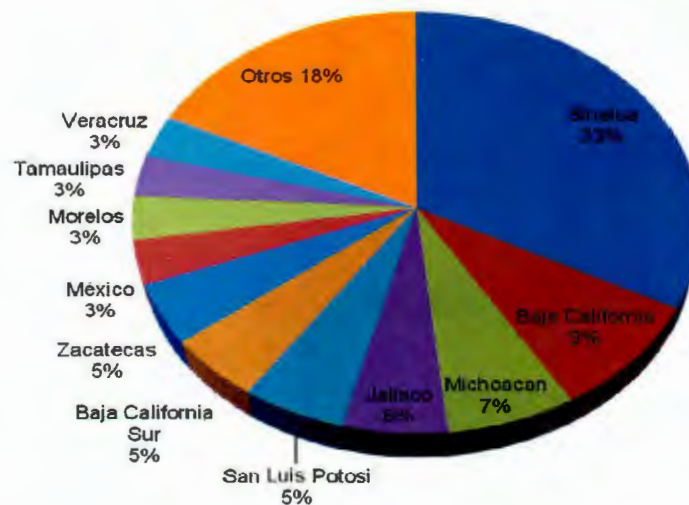


Figura 5. Principales Estados productores de tomate en México.

2.7. Parámetros Fisiológicos Importantes del Cultivo de Tomate

2.7.1. Fotosíntesis

La fotosíntesis es un proceso complejo que se lleva a cabo en el cloroplasto, está controlada por los genes del núcleo; es considerado como un proceso fundamental en el crecimiento de las plantas y su productividad (El-Lithy *et al.*, 2005). Las dos principales reacciones de la fotosíntesis se producen exclusivamente en el cloroplasto: 1) la acción de la luz en la cadena del transporte de electrones de la fotosíntesis genera reducción equivalente en forma de NADPH a energía equivalente en forma de ATP. 2) El ciclo de Calvin-

Benson aprovecha la energía para la reducción o asimilación de CO₂ en forma de triosa-fosfatos y con esa vital reacción se generan los fotosintatos (alimento para la planta) y los metabolitos secundarios que tienen una gran diversidad de funciones, entre ellas la de defensa contra el ataque de organismos patogénicos (Bräutigam y Weber, 2011).

La fotosíntesis se incrementa con el aumento de la radiación y temperatura, cuando la radiación se encuentra cerca de los niveles de saturación afecta la fotosíntesis; la humedad relativa tiene un efecto en la fotosíntesis cuando la radiación y temperatura son altas (Dalaka *et al.*, 2000). El efecto de la temperatura sobre la fotosíntesis neta es una preocupación fundamental en la producción de los cultivos. Las altas temperaturas tienen más influencia adversa sobre la fotosíntesis neta que las temperaturas bajas y conduce a una menor producción de fotosintatos por encima de cierta temperatura (Reddy, 1999). La disminución de la fotosíntesis por estrés de alta temperatura, podría ser por el resultado de las diferencias estructurales e interrupciones funcionales del cloroplasto y la reducción en la acumulación de clorofila (Dekov *et al.*, 2000; Xu *et al.*, 1995). La fotosíntesis y el crecimiento de las plantas de tomate están muy influenciados por la calidad y la cantidad de luz (Xiao *et al.*, 2011; Hiroshi *et al.*, 2000).

En tomate de cáscara la inoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices* presentó efectos positivos en la tasa fotosintética de plantas inoculadas comparados con el tratamiento no inoculado, debido a que la bacteria aportó nitrógeno a través de la fijación biológica y el hongo facilitó la absorción de fósforo en la planta (Velasco *et al.*, 2001). En otro trabajo el hongo micorrícico *G. clarum* mejoró la actividad fotosintética y la conductancia estomática en plantas de tomate cv. Amalia bajo estrés hídrico y sin estrés. Este aumento se asoció a los mayores valores de conductividad hidráulica radicular, lo que indica que esa micorriza mejora la absorción de agua en condiciones de sequía (Dell'Amico *et al.*, 2002).

2.7.2. Transpiración

El aparato estomático tiene un papel determinante en la pérdida de agua y absorción de CO₂ por la regulación que ejerce en la conductancia difusiva de las hojas (Wallach *et al.*, 2010). El 90% del agua absorbida por la planta es

transpirada (León, 2006). La transpiración de la planta es considerada como una de las más importantes funciones fisiológicas, ya que permite crear una evolución adaptativa de las plantas de un ambiente húmedo o bien hidratado, a un ambiente seco que pueden deshidratar o eventualmente matar a la planta (Millan-Almaraz *et al.*, 2010). El trabajo reportado por Thongbai *et al.* (2010), señala que la tasa de transpiración de las plantas de tomate aumentó con una mayor circulación de aire y disminuyó al aumentar la concentración de CO₂ independientemente de la circulación del aire en invernadero. Por su parte, Jolliet y Bailey (1992) consignan que la radiación solar, el déficit de presión de vapor de agua (DPV) y la velocidad del aire aumenta linealmente la tasa de transpiración en plantas de tomate bajo invernadero.

2.7.3. CO₂ Ambiental y CO₂ Intracelular

A partir de 2010 la concentración de CO₂ en la atmosfera de la tierra es aproximadamente de 390 ppm (Tans y Keeling, 2009). Este rápido aumento de la concentración de dióxido de carbono (CO₂) en la atmosfera y el cambio climático tienen dos principales consecuencias: (1) un posible beneficio para incrementar el crecimiento de las plantas por la estimulación directa de la fotosíntesis debido a los contaminantes gaseosos del aire. (2) Una amenaza para la producción de cultivos debido a un aumento en la pérdida de la calidad de los cultivos (Bender y Weigel, 2011). El CO₂ es un gas fisiológico que se encuentran en niveles bajos en la atmósfera. En consecuencia, los niveles de CO₂ en el interior de los tejidos suelen ser mucho más altos que al exterior (Taylor y Cummins, 2011). Los microscópicos estomas en la epidermis de las hojas y del tallo de las plantas realizan el intercambio gaseoso (entrada de CO₂ y salida de O₂) (Middleton, 2010). En promedio, el numero de estomas que las plantas C3 como el tomate tienen en el envés de las hojas, varía en un amplio rango que va desde 40 hasta 300 estomas por mm⁻² (Leegod, 1993). Sin embargo, en tomate (*Lycopersicum spp*) se ha reportado que tiene por mm⁻² un promedio de 96 estomas en el haz y 203 en el envés (Esau, 1977).

Los estomas funcionan como válvulas de presión en la superficie de las hojas de las plantas; las células oclusivas que rodean cada poro rápidamente ajustan la turgencia para optimizar la captación de CO₂ y minimizar la pérdida de agua por transpiración (Baroli *et al.*, 2008). La apertura estomática es inducida por

las bajas concentraciones de CO₂, alta intensidad lumínica y alta humedad. El cierre del estoma es promovido por alta concentración de CO₂, sequía, oscuridad y la hormona ácido abscísico (Outlaw, 2003). Las especies de plantas C3 inician la apertura estomática en respuesta a la luz inducida por diferentes mecanismos, dependiendo de la longitud de onda de la luz incidente. La luz azul es percibida directamente por las fototropinas (Doi *et al.*, 2004; Kinoshita *et al.*, 2001). Las fototropinas (phot1 y phot2) son receptores específicos de luz azul en las plantas para el fototropismo y el movimiento del cloroplasto, la expansión de la hoja y la apertura de las estomas (Takemiya *et al.*, 2005).

El tomate responde eficientemente a las concentraciones elevadas del CO₂ incrementando rendimientos en un 30-36%. Los niveles en el cual se obtiene buenos resultados varía entre 1000 a 1300 ppm (León, 2006). De acuerdo con Wajaszek y colaboradores (1979) reportan que el enriquecimiento de CO₂ a 1500 ppm en el interior de un invernadero aumentaron 45.2% los rendimientos de tomate, en comparación a cielo abierto. En tomate la tasa de fotosíntesis máxima fue más alta (23%) con concentraciones de CO₂ de 500 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ en comparación con 340 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ (Heuvelink, 1996).

En el cultivo de lechuga se reporta que la asimilación fotosintética de CO₂ y la conductancia estomática se incrementó con el aumento de la radiación PAR; por otro lado, al incrementar la concentración de CO₂ en la zona radicular se provocó un cierre parcial de estomas. La máxima conductancia estomática y máxima asimilación de CO₂, se correlacionaron negativamente con la temperatura del aire (He *et al.*, 2010).

En el cultivo de pepino con una concentración de CO₂ inferior a 400 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ la tasa de fotosíntesis fue similar a la del pepino injertado y el no-injertado en casasombra, pero cuando la concentración de CO₂ fue superior a 400 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ la tasa fotosintética del pepino injertado superó al no-injertado. La fotosíntesis máxima se reportó a una concentración de CO₂ entre 50 y 600 $\mu\text{mol mol}^{-1}$, pero se redujo cuando la concentración fue superior a 600 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ (Yue-jian *et al.*, 2007).

Los niveles altos de CO₂ favorecieron una reducción de nitrógeno en las hojas de plantas hospederas de insectos herbívoros y redujo el desarrollo de los insectos masticadores. Los insectos chupadores de floema (áfidos) tuvieron

respuestas negativas a niveles elevados de CO₂ (Sun y Ge, 2011). Teniendo en cuenta la complejidad de la interacción planta-pulgón, es difícil y poco razonable predecir una respuesta negativa de los áfidos a niveles elevados de CO₂ con un solo componente de la planta. En cambio, es más probable que los áfidos sean capaces de superar la desventaja de los efectos indirectos de niveles elevados de CO₂ mediante la reducción de tiempos de desarrollo y el aumento de la fecundidad bajo condiciones elevadas de CO₂.

2.7.4. Conductancia Estomática o Resistencia Estomática

Una de las principales respuestas de las plantas C3 al aumentar las concentraciones de CO₂ atmosférico es reducir la pérdida de agua por la disminución de la conductancia estomática y paralelamente se aumenta las tasas de asimilación (Lammertsma *et al.*, 2011). Por otro lado, se ha reportado que el aumento de la conductancia estomática en tomate mejora la tasa de asimilación neta y los procesos fotoquímicos protegen el PSII frente a salinidad elevada en presencia de la micorriza *G. intraradices* (Hajiboland *et al.*, 2010). En el cultivo de arroz, la colonización con micorriza arbuscular (MA) aumenta la conductancia estomática, en particular cuando se asocia con *A. brasilense* que incrementó este parámetro 80% bajo condiciones de sequía y 35% en condiciones de riego normal, en comparación con las plantas inoculadas con MA (Ruíz-Sánchez *et al.*, 2011). La conductancia estomática al vapor de agua disminuye a medida que aumenta la resistencia. Debido a que el agua tiene una masa molecular más ligera que el CO₂; consecuentemente, el agua normalmente se difunde 1.6 veces más rápido que el CO₂ (Swarthout, 2010). El intercambio gaseoso expresado por la conductancia estomática y la tasa de asimilación de CO₂, es afectado sensiblemente por el incremento de la temperatura, este comportamiento pudo estar muy ligado con una depresión en la conductividad hidráulica de las raíces y un incremento de la temperatura foliar, los que interactuando de manera conjunta implican un cierre estomático, que no solo afecta la absorción de agua por la planta, sino que también conlleva un menor flujo de CO₂, por lo que la fotosíntesis se ve afectada (Morales *et al.*, 2006).

2.8. Nutrición Mineral del Cultivo de Tomate

La nutrición es un proceso complejo que involucra 16 nutrientes esenciales. Así como muchos elementos minerales son benéficos, hay otros que pueden ser perjudiciales para el metabolismo de la planta. Por otra parte, la respuesta del estado nutricional de un cultivo como el tomate puede variar con el cultivar, factores endógenos y exógenos, así como las prácticas culturales, el sustrato y las condiciones ambientales (Passam *et al.*, 2007).

El nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K) y agua son considerados como los principales factores limitantes del crecimiento, desarrollo del cultivo y posteriormente del rendimiento económico (Parry, *et al.*, 2005; Glass, 2003) en tomate y cualquier cultivo. El suministro limitado de N, P y K disminuye las tasas de división celular, expansión celular y la permeabilidad celular (Hossain *et al.*, 2010; Roggatz *et al.*, 1999).

2.8.1. Nitrógeno (N)

Nitrógeno es el nutriente mineral requerido en elevadas cantidades y su disponibilidad es un factor importante que limita el crecimiento y el desarrollo de las plantas (Kraiser *et al.*, 2011), la producción de hortalizas demanda grandes cantidades de N (Ehaliotis *et al.*, 2010). Las plantas pueden asimilar N inorgánico de fuentes de ácidos orgánicos tales como aminoácidos. El metabolismo está estrechamente coordinado con el carbono (C) y es fundamental en todos los procesos metabólicos relacionados con el crecimiento de las plantas (Kusano *et al.*, 2011).

La asimilación de N en las plantas comienza con la captación y conversión de nitrato (NO_3^-) a nitrito (NO_2^-) por el sistema de radical; este proceso es altamente regulado por la enzima nitrato reductasa y seguido por el transporte de NO_2^- a las hojas verdes, donde las reducciones posteriormente se transforman a amonio (NH_4^+) (Ingenbleek, 2006; Mohr y Schopfer, 1994). La asimilación de N aparece como consecuencia directa de las reacciones fotosintéticas en forma de ATP, siendo la reducción de ferredoxina continuamente generada en las células de cloroplasto (Ingenbleek, 2006; Losada *et al.*, 1981).

Las bacterias fijadoras de N son capaces de fijar N atmosférico en diferentes condiciones: de forma independiente, en asociación libre con otros organismos

o en simbiosis estricta con ellos; como la simbiosis *Rhizobium*-leguminosa (Reinhardt *et al.*, 2008). El género *Azospirillum* fija el N atmosférico cuando la concentración de oxígeno es baja, produce sideróforos y sustancias hormonales estimuladoras del crecimiento vegetal como: auxinas, giberelinas y citocininas (Espinosa-Victoria *et al.*, 2006; Mascarúa-Esparza *et al.*, 1988; Okon *et al.*, 1988). En un trabajo donde se realizó la coinoculación con *A. brasilense* y *Glomus intraradices* en plantas de tomate de cascara, se presentaron valores en el contenido de N en las plantas en el rango de 550 a 800 mg planta⁻¹, mientras que el testigo alcanzó un valor 500 mg planta⁻¹ (Velasco *et al.*, 2001).

2.8.2. Fósforo (P)

El P es un nutriente esencial para el crecimiento y desarrollo de las plantas. A pesar de su amplia distribución en la naturaleza el P es deficiente en la mayoría de los suelos y su contenido es aproximadamente de 0.05%, de los cuales sólo 0.1% está disponible para las plantas (Richa *et al.*, 2007; Scheffer y Schachtschabel, 1988). El P se añade en forma de fertilizantes fosfatados, parte del cual es utilizado por las plantas y el resto es convertido en forma insoluble o fijado en el suelo (Narsian y Patel, 2000). El P tiene una gran variedad de funciones biológicas básicas: es elemento estructural de muchas moléculas como en los ácidos nucleicos y fosfolípidos; además desempeña un papel fundamental en el metabolismo energético, en la activación del metabolismo intermedio, transducción de señal y regulación de enzimas (Wang *et al.*, 2008).

Algunos hongos ectomicorrícicos son capaces de efectuar la liberación de P insoluble a través de la excreción de aniones orgánicos de bajo peso molecular como oxalato (Plassard y Dell, 2010). Resultados de investigación indican que en hojas de tomate los niveles de P, K, Mg, Fe, Mn, Zn y Cu fueron más altos en las parcelas inoculadas con *G. intraradices* que en el testigo (Cimen *et al.*, 2010), sin embargo, el hongo no tuvo efecto sobre el rendimiento, pero si promovió cambios en el pH de la rizósfera que favorecieron la solubilización de P; además *G. intraradices* incrementó la concentración de P en las raíces de las plantas sometidas a estrés hídrico (Zepeda *et al.*, 2010). Se ha demostrado también el efecto de las micorrizas en la actividad enzimática de la fosfatasa ácida en la raíz, tanto soluble como extractable, ya que esta enzima fue más

alta en plantas inoculadas con *G. claroideum* en comparación con el testigo (Alarcón *et al.*, 2002).

2.8.3. Potasio (K)

Los cultivos protegidos como el tomate presentan una alta demanda de K para obtener mayor rendimiento y calidad del fruto (Genuncio *et al.*, 2010), ya que este elemento es uno de los principales nutrientes esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas (Ashley *et al.*, 2006). El K es absorbido por la planta en tres formas: soluble, intercambiable y no intercambiable. La disponibilidad de la primera forma del K es muy común y rápida, ya que puede ser absorbido directamente por las raíces de las plantas. La disponibilidad del K de la segunda forma es ligeramente lenta, mientras que la tercera forma es lenta y no disponible. La disponibilidad del K para las plantas depende del suelo, planta y factores climáticos (Nursyamsi *et al.*, 2008).

El K es definido como el "nutriente de calidad" para la producción de cultivos. Con una escasez de K, la fotosíntesis, respiración, traslocación y un sin número de sistemas enzimáticos no funcionan muy bien (Bhaskarachary, 2011). Su función principal en la planta es el mantenimiento de la presión osmótica y el tamaño de la célula, lo que influyen en la fotosíntesis y en la producción de energía, así como en la apertura de los estomas, suministro de dióxido de carbono, la turgencia de la planta y traslocación de nutrientes.

Las bacterias solubilizadoras de K como *Bacillus mucilaginosus* inoculado en el suelo incrementa su disponibilidad de 86.57 a 99.60 mg kg⁻¹ de suelo (Sugumaran y Janarthaman, 2007). Investigaciones revelan que las concentraciones de K y P en el tejido fueron mayores en plantas de tomate cuando fueron inoculadas con el hongo micorrícico arbuscular (*Glomus mosseae*), en comparación con plantas no inoculadas cultivadas en condiciones no salinas y en solución salina (Latef y He, 2011).

2.8.4. Calcio (Ca)

El Ca es un nutriente esencial para las plantas. Cuando se tiene mejor absorción de agua aumenta el transporte de calcio a las hojas a través del xilema; esto se puede lograr con niveles altos de transpiración y de temperatura (Taylor *et al.*, 2004). Este elemento es requerido para diferentes

funciones estructurales en la pared celular y en la membrana; es un catión identificador de aniones orgánicos e inorgánicos en la vacuola y el Ca^{2+} citosólico es un mensajero intracelular que obliga coordinar numerosas señales de respuestas provocados por el medio ambiente (White y Broadley, 2003). El Ca está implicado en el funcionamiento del floema (Eckardt, 2001); también reduce la tasa de senescencia de las plantas y la maduración del fruto de tomate (Gerasopoulos y Chebli, 1999); además regula la expresión de ciertos genes (Pandey *et al.*, 2000) y activa hormonas del crecimiento vegetal, modificando selectivamente el transporte de cationes a través de la membrana. Una buena concentración de Ca en la planta de tomate puede reducir drásticamente algún efecto adverso sobre el crecimiento durante la etapa de crecimiento vegetativo, mientras que una mayor humedad reduce el crecimiento y la concentración de Ca en las plantas jóvenes de tomate (del Amor y Marcelis, 2006). La asimilación de Ca en las hojas y frutos depende de movimiento del agua en el xilema y probablemente es impulsado por la transpiración y el crecimiento. La baja transpiración en las hojas limita el movimiento de Ca en los frutos de tomate y puede aumentar la susceptibilidad de la deficiencia de Ca provocando la pudrición apical del fruto (de Freitas *et al.*, 2011). Se ha señalado que el Ca funciona como sustento para la actividad de las micorrizas, teniendo que las concentraciones altas y bajas de la relación Mg/Ca en el tejido induce senescencia prematura en la raíz que puede ser debido a alteraciones en la asociación micorrícica. (Jarstfer *et al.*, 1997).

2.8.5. Magnesio (Mg)

Este es uno de los elementos minerales más abundantes en las plantas (Waters, 2011). La concentración total de Mg en las células va desde 15 a 25 mM (Moomaw y Maguire, 2008). Normalmente entre 15-20% del Mg total en las hojas se encuentra en la molécula de clorofila (White y Broadley, 2009), aunque este porcentaje de Mg puede ser mayor o menor dependiendo de la etapa de la planta (Marschner, 1995). La carga de carbohidratos en el floema depende de los niveles apropiados de Mg, cuando las hojas tienen deficiencia de Mg acumulan almidón y azúcares (Karley y White, 2009; Marschner, 1995). El mantenimiento de la homeostasis del Mg en la planta es esencial para la viabilidad. La importancia de la homeostasis del Mg ha sido particularmente

efectiva con respecto al papel de Mg en la fotosíntesis, ya que es el átomo central de la molécula de clorofila y las fluctuaciones en sus niveles en el cloroplasto regulan la actividad de las principales enzimas fotosintéticas (Shaul, 2002). Cuando se incrementa la concentración de $MgSO_4$ en la solución nutritiva del agua de riego se provoca un incremento en el porcentaje de la longitud de las raíces, especialmente cuando son infectadas por el hongo micorrízico arbuscular (Gryndler *et al.*, 1992).

2.9. Factores Ambientales Importantes en el Cultivo de Tomate

2.9.1. Radiación Fotosintéticamente Activa (PAR)

La relación entre la captura de la radiación solar y el crecimiento potencial de la planta es de importancia teórica y práctica (Amthor, 2010). La radiación PAR que llega a la superficie de la tierra en el rango de 400-700 nm es un parámetro importante para el control de muchos factores biológicos, físicos y procesos relacionados con la evolución del follaje de las plantas y del medio ambiente. Desafortunadamente la radiación PAR no es medida con frecuencia, por lo que se debe estimar a partir de otras variables meteorológicas (Rubio *et al.*, 2005). Estudiando la radiación PAR incidente, su transmitancia y absorbancia dentro de una mallasombra, Al-Helal y Abdel-Ghany (2010) reportaron que estas se vieron afectadas por el color de malla y la porosidad de la misma. El color de malla tuvo un efecto predominante sobre los valores de transmisión y absorción. La reflectancia se vio afectada principalmente por el color de la malla. La mayor parte de la transmisión y reflectancia de radiación PAR se originó a partir de la dispersión ocasionada por la textura de la malla. Por ejemplo, la malla color azul-80 mostró una transmisión superior que la malla con textura de hilo tejido de punto; también el color verde-oscuro-80 y verde aumentó la transmisión PAR debido a la dispersión. Las mallas de colores brillantes crema-80 (beige) y blanca-50, mostraron mayores niveles de reflectancia que las otras mallas de colores oscuros. El aumento de la oscuridad de la malla junto con la disminución de la porosidad aumentó significativamente la capacidad de la malla para absorber la radiación PAR. La radiación incidente en días soleados bajo malla negra y malla cristal, interceptaron la radiación PAR en un 25% y 12% más que el testigo sin malla (Iglesias y Alegre, 2006).

2.9.2. Temperatura del Aire

La temperatura tiene un papel importante en el desarrollo fenológico y la productividad de los cultivos. La alta temperatura influye en los cultivos en la maduración temprana (Awal y Ikeda, 2003). Altas temperaturas y la incidencia directa de las radiación en los frutos de tomate alteran varios parámetros de calidad; provocando manchas, reducción de la síntesis de licopeno, de los azúcares y un aumento de los ácidos orgánicos (Riga *et al.*, 2007). La temperatura ha sido altamente correlacionada con ciertos parámetros de la calidad de tomate como: firmeza, conductividad eléctrica, contenido de sólidos solubles y de compuestos fenólicos totales, y ha sido moderadamente correlacionado con el pH, peso seco, acidez y contenido de vitamina C (Riga *et al.*, 2008). En relación con la influencia de la mallasombra, se ha reportado que la malla de color negro redujo la temperatura alrededor de 4°C, mientras que la malla color cristal la redujo en 2.5°C en comparación con el testigo sin mallasombra (Iglesias y Alegre, 2006). Cuando las plantas de tomate fueron sometidas a altas temperaturas de forma paulatina, presentaron una depresión en la tasa de asimilación de CO₂ y posteriormente cuando se expusieron a temperaturas más elevadas mostraron un incremento de esta variable (Morales *et al.*, 2006).

2.9.3. Temperatura del Suelo

La temperatura óptima en la zona radicular del tomate para su crecimiento es de 22 a 25°C (León, 2006), a 15°C o menos se reduce la cantidad y calidad de los frutos y la raíz se predispone a las enfermedades radiculares, así como también se incrementa el riesgo de una deficiencia del fósforo y magnesio. En base al peso fresco, seco y área foliar, la óptima temperatura en la zona radicular para el crecimiento de las plántulas de tomate es de 30°C (Hurewitz y Janes, 1983). El peso seco de la raíz, la tasa de crecimiento de brotes, altura de planta, y el uso del agua alcanzan un máximo a los 25°C de temperatura en la zona radicular. La temperatura óptima del suelo parece ser aproximadamente 25°C para la absorción de la mayoría de elementos minerales y las respuestas de crecimiento de la planta de tomate (Tindalla *et al.*, 1990).

La temperatura del suelo tiene una fuerte influencia en la actividad de los organismos vivos (Liu *et al.*, 2004), la esporulación del hongo *G. intraradices* se redujo a una temperatura inferior a 23°C, mientras que la actividad metabólica de las esporas se redujo significativamente sólo a 10°C. Sin embargo, Zhang y colaboradores (1995) reportan que la temperatura óptima de la zona radicular para la infección de la micorriza *G. versiforme* es entre 21 y 22°C, mientras que por encima o debajo de este rango, la colonización micorrícica es inhibida.

2.9.4. Humedad Relativa

La humedad relativa óptima para el tomate de día y noche oscila entre 75 a 85%, valores que permiten una adecuada transpiración y procesos relacionados con el desarrollo y crecimiento (León, 2006). La humedad alta en tomate reduce al material vegetal seco total y el área foliar total; mientras que el aumento de la distribución de materia seca en los tallos es debido a la reducción del área foliar (del Amor y Marcelis, 2006). Se ha reportado que la humedad relativa puede ser menor en el interior de la casahuate con respecto al exterior (Gutiérrez, *et al.*, 2007).

2.9.5. Humedad del Suelo

El agua es uno de los componentes más importantes de la fotosíntesis (Adivappar *et al.*, 2003). La masa de los tejidos de las plantas en crecimiento constituye normalmente entre 80 y 95% de agua y desempeña un papel crucial para el crecimiento vegetal (Taiz y Zeiger, 1998). El contenido de agua del suelo a 80% de la capacidad de campo mostró que cuando se cultiva tomate en primavera, la tasa fotosintética y la transpiración de las hojas fueron los más altos, seguido por los tratamientos con 65% y 50% de humedad, mientras que la eficiencia de uso del agua fue mayor a 65% de abatimiento de la humedad del suelo (Gao *et al.*, 2007). La etapa de maduración del fruto de tomate, con contenido de humedad del suelo superior a 80% e inferior a 65% de la capacidad de campo, es menos afectada pero disminuye el rendimiento; cuando es inferior al 65% se redujo el número de frutos y aumentó el porcentaje de fruto con malformaciones (Liu *et al.*, 2009).

En relación con el efecto de la inoculación de rizobacterias en cultivos, algunos reportes indican que la inoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices* en el

cultivo de sorgo puede incrementar la productividad en condiciones limitadas de humedad en el suelo (Díaz *et al.*, 2008). El cultivo de trigo inoculado con *A. brasilense* más molibdeno podrían contribuir considerablemente a la tolerancia del déficit hídrico (El-Samad *et al.*, 2005). En cultivo soya bajo estrés hídrico más inoculación con la micorriza *G. mosseae* la transpiración y la conductancia de la hoja fueron significativamente mayores en comparación con las plantas no inoculadas (Bethlenfalvay *et al.*, 1987).

2.10. Uso de la Plasticultura en los Cultivos Hortícolas

El uso de los plásticos en la agricultura surgió como consecuencia de la escasez de agua y la necesidad de producir cultivos fuera del ciclo productivo; la aplicación de los plásticos en la agricultura tiene un impacto principalmente en la horticultura, obteniendo como principal beneficio una mayor productividad de la cosecha; precocidad en los cultivos y mejor calidad de los frutos; además ha provocado que zonas de baja productividad se hayan convertido en importantes zonas productoras de hortalizas.

El uso de polímeros en la agricultura y específicamente en los cultivos hortícolas inició en una escala comercial importante en la década de los 50s cuando el polietileno (PE) de baja densidad se utilizó en ensayos para cubrir hortalizas sustituyendo al papel. En esta época también fueron estudiadas las propiedades ópticas y mecánicas de las películas plásticas para reemplazar el vidrio de las cubiertas de invernadero. Sin embargo, la aplicación a mayor escala del PE fue cuando se utilizó para cubrir las estructuras de los invernaderos; además, el desarrollo de la tecnología de riego por goteo coincide por esos tiempos para usarse por primera vez en campo abierto en Israel a finales de la década de 1950 (Brown, 2004). Los plásticos han permitido convertir tierras aparentemente improductivas en modernísimas explotaciones agrícolas, en la agricultura se usa en invernadero, malla sombra, acolchado, micro y macro túneles, cubiertas flotantes y en el sistema de riego por cintilla o goteo (CEPLA, 2011).

En el campo agrícola, los polímeros en general son ampliamente utilizados para muchas aplicaciones (Akelah, 1990). A pesar de que se utilizaron en un principio como cubiertas de estructuras para crear un ambiente benéfico y favorecer el crecimiento vegetal, en las últimas décadas los polímeros han

revolucionado la agricultura y la industria de alimentos; se han utilizado como nuevas herramientas para la detección rápida de la enfermedad, y utilizado micro encapsulados para la lenta liberación de nutrientes, lo cual ayuda a mejorar la capacidad de absorción de las plantas (Puoci *et al.*, 2008). Los materiales poliméricos inteligentes y los sistemas inteligentes de transmisión ayudaron a la industria agrícola combatir virus y otros agentes patógenos de los cultivos; los polímeros funcionalizados se utilizan para aumentar la eficiencia de los plaguicidas y herbicidas, lo que permite una dosis menor a utilizar y proteger de esta manera al medio ambiente o indirectamente a través de filtros catalizadores, reducir la contaminación y los contaminantes de limpieza existente (Petruzzelli *et al.*, 2000; Bastioli, 1998; Akelah, 1995).

En la última década, uno de los problemas que ha afectan el medio ambiente ha sido el aumento del uso de materiales plásticos y su posterior eliminación. Los plásticos se han utilizado en innumerables aplicaciones con poca consideración por su desecho final. Los polímeros convencionales, tales como polietileno y polipropileno permanecen en el ambiente durante muchos años después de su eliminación (Puoci *et al.*, 2008), entre las posibles rutas diferentes para eliminar desechos poliméricos es a través de la biodegradación, bioreciclación y bioasimilación; estas se consideran soluciones atractivas para la protección del medio ambiente.

Los polímeros biodegradables (PBs) se han utilizado cada vez más como sustituto de los plásticos convencionales de varias aplicaciones en la agricultura (Wang *et al.*, 2003; Gross y Kalra, 2002; Nayak, 1999). Los PBs, cuando están en un ambiente bioactivo, se inicia la degradación por la acción enzimática de microorganismos como bacterias, hongos, y algas; también la cadena polimérica puede ser degradada por procesos no enzimáticos como la hidrólisis química (Puoci *et al.*, 2008). Sin embargo, en la mayoría de los casos, las propiedades de los polímeros naturales no se ajustan a las necesidades de aplicaciones específicas y la mezcla de polímeros de síntesis es una ruta muy utilizada para obtener las propiedades deseadas (Xiao, 2000; Olabisi, 1979). Los polímeros naturales que se emplean para las aplicaciones biodegradables son: el agar, almidón, alginatos, pectinas y derivados de la celulosa, adicionados a polímeros sintéticos como policaprolactona, polilactida y el PVC

(Briassoulis, 2004; Halley *et al.*, 2001; Chadra y Rustgi, 1998; Kaplan *et al.*, 1994).

2.10.1. Producción de Tomate en Invernadero

Un invernadero es toda aquella estructura cerrada, cubierta por materiales transparentes (vidrio o plástico) que permiten el paso de luz, dentro de la cual es posible obtener un microclima artificial y con ello cultivar plantas fuera de estación en condiciones óptimas. (Sheti, 2009; Teitel *et al.*, 2009; Bartazanas *et al.*, 2009). Por su parte, Omer (2009) reporta que un invernadero es básicamente una estructura cerrada, que atrapa la radiación solar de longitud de onda corta y almacena la longitud de onda larga de la radiación térmica, de esta manera se crea un microclima favorable para una mayor productividad. Este tipo de sistemas productivos requiere para su implementación un elevado consumo de energía derivado de los procesos de climatización del mismo (Chinese *et al.*, 2005).

La producción bajo invernadero tiene varias ventajas sobre la producción a campo abierto como: mayor eficiencia en el uso de agua, tierra, fertilizantes, ampliación y ajuste de la temporada de siembra, precocidad de cosecha y además se alcanza a cumplir con la demanda en el mercado (Flores *et al.*, 2007). De acuerdo con lo señalado por Caldari (2007) las ventajas de un invernadero son: precocidad en la producción de frutos, aumento de la calidad y del rendimiento de los cultivos, producción fuera de época, ahorro de agua y fertilizantes, mejora del control de insectos y enfermedades y la posibilidad de obtener hasta tres o más ciclos de cultivo al año. Robledo-Torres *et al.* (2002) mencionan que pueden ser muchas las ventajas de la producción en invernadero, sin embargo, también tiene desventajas como las siguientes: se requiere una alta especialización, visión empresarial y personal técnico especializado en esta actividad y altos costos de los insumos, un mal manejo del invernadero o del cultivo implica fuertes pérdidas económicas, en general se puede mencionar que si se desea producir en invernadero, se debe tener la firme intención de obtener el máximo provecho; por lo tanto, es importante considerar para el éxito en la explotación de hortalizas en invernadero: (1) uso de genotipos de alto potencial de rendimiento y calidad, que sean específicos para explotación en invernadero, (2) Control del ambiente de invernadero y (3)

Uso de técnicas de cultivo apropiadas para bioespacios (riego, fertilización, siembra, prevención y control de plagas y de enfermedades).

La producción de tomate en condiciones protegidas incrementa el rendimiento y la calidad de fruto (de la Cruz-Lázaro *et al.*, 2010). Dicha estructura mejora las condiciones ambientales para incrementar la productividad, obteniendo producciones de tomate de 300 a 700 t ha⁻¹, en función del nivel de tecnificación del invernadero, el cual garantiza que el producto cumpla con los estándares de calidad e inocuidad alimentaria que exigen los mercados internacionales (Muñoz, 2003).

La clasificación de los invernaderos de acuerdo a su nivel de tecnología son en tres niveles: (1) Invernadero de baja tecnología: se define como la participación de una sólo estructura fija y permanente con el control de ambiente limitado o pasivo. (2) Invernadero de tecnología media; implica un mayor control del medio ambiente y/o la adición de la hidroponía. (3) Invernadero de alta tecnología; requiere control automatizado del medio ambiente en plena actividad y la hidroponía (Cook y Calvin, 2005).

La producción de tomate bajo invernadero en combinación con el sistema de producción orgánica aplicando té de composta como fertilizante, alcanza rendimientos de 200 t ha⁻¹ (Rodríguez *et al.*, 2009). Sin embargo, cuando el tomate cherry es cultivado en sustrato orgánico de vermicomposta (50%) mas arena, vermicomposta mas perlita (37.5 y 50%) y biocomposta (37.5%) mas perlita, se logra obtener un rendimiento promedio de 91t ha⁻¹ (Márquez-Hernández *et al.*, 2008).

2.10.2. Efecto del Acolchado Plástico de Diferentes Colores en Tomate

El acolchado plástico, tiene muchas ventajas para los usuarios, tales como ahorro de agua, incremento en la producción precoz y producción total, además de un cierto control de plagas, enfermedades y malezas (Ibarra *et al.*, 2004; Rice *et al.*, 2001). Otras ventajas del acolchado plástico es el aumento de la temperatura del suelo, disminución de malas hierbas (reduce la competencia por agua y nutrientes), reduce el contacto de la planta con los organismos del suelo, conservar la humedad del suelo (menos evaporación), acelera el crecimiento de las plantas, precocidad del cultivo y aumento de energía en la planta (se traduce en un aumento de los rendimientos finales (Spencer, 2004).

Sin embargo, tiene como desventaja el elevado costo, ya que el acolchado plástico cuesta aproximadamente entre 275 a 300 dólares (\$ 6,555 a \$ 7,151) por hectárea, incluyendo la instalación, remoción y eliminación (McCraw y Motes, 2007).

Por otro lado, el acolchado ayuda a promover los agregados del suelo como consecuencia del aumento de la actividad microbiana y una mejor protección de la superficie del suelo (Hobbs, 2007). Sin embargo, el acolchado de suelos no es una tecnología sencilla de piezas individuales que se pueden transferir fácilmente a los sistemas de producción tradicionales (Ernestein, 2003).

Al comparar diferentes materiales de acolchado en tomate se encontraron diferencias significativas en las temperaturas medias del suelo bajo el acolchado correspondiendo de la siguiente manera: biodegradable (27.8°C), aluminizado fotodegradable (28.7°C) y en polietileno negro (31.8°C). La producción de rendimiento comercial fue similar en acolchado biodegradable y polietileno negro (98.2 y 86.6 t ha⁻¹ respectivamente), las cuales fueron superiores a las generadas con el aluminizado fotodegradable (68.5 t ha⁻¹). Los autores no detectaron diferencias en los parámetros de calidad del fruto como: sólidos solubles, firmeza, peso seco, jugosidad y forma (Moreno *et al.* 2009). En tomate con acolchado más riego por goteo se incrementó el rendimiento hasta en 26.7 t·ha⁻¹ (39%) y se ahorraron 1,800 m³ de agua (8,000 vs. 6,200 m³) con respecto al suelo desnudo y riego por superficie; así mismo se incrementó el beneficio económico para los agricultores de tomate hasta en 145% (Ibarra *et al.*, 2004). De acuerdo con Díaz *et al.* (2005) se reporta que el tomate acolchado a campo abierto en combinación con el sistema de riego por goteo produce rendimientos de 86.3 t ha⁻¹.

El acolchado blanco refleja más luz fotosintética y una proporción menor que el acolchado rojo, mientras que el acolchado negro refleja menos del 5% de todos los colores; o sea que actúa como un cuerpo negro que absorbe casi todo el espectro de la radiación solar. La temperatura del suelo fue menor en el acolchado blanco que bajo acolchado de color rojo y negro (Fortnum *et al.* 1997). La producción de tomate en acolchado blanco recibe más luz fotosintética reflejada, obteniendo así mayor crecimiento y peso de brotes (27%), de raíz (32%) y área foliar (20%), eso en comparación con las plantas desarrolladas sobre acolchado negro (Fortnum *et al.* 2000). Por su parte,

Csizinszky *et al.* (1995) reportan que el acolchado plástico azul resultó con mayor rendimiento en tomate en comparación con el acolchado rojo, negro, amarillo y gris.

2.10.3. Producción de Tomate en Micro y Macrotúneles

El sistema de producción en microtúnel consiste en cubrir al cultivo por un periodo corto de tiempo, antes de la aparición de flores, en diferentes especies hortícolas (Ibarra *et al.*, 2001). Los microtúneles, que se establecen durante la etapa inicial en el desarrollo de las plantas, incrementan la temperatura 1 a 2°C, y permite un mejor desarrollo y crecimiento de la planta durante los periodos críticos (Arin y Ankara, 2001). Los microtúneles dentro de un invernadero sin calefacción han demostrado que promueven una cosecha precoz e incrementan el rendimiento total (Ankara, 2001). El tomate desarrollado en macrotúnel puede producir hasta 11.34 kg de fruto por planta (Carey, 2006).

Las ventajas de los microtúneles son muchas, entre ellas podemos mencionar: protección a los cultivos de la lluvia, viento, granizo, heladas e insectos entre otras; así como reducción en la cantidad de agroquímicos usados, lo que incide benéficamente en la disminución de los costos de producción. También se incrementan los rendimientos y la calidad de las cosechas; se mantienen las temperaturas del aire y del suelo permitiendo un mejor desarrollo de las plantas; además se pueden obtener cosechas en casi cualquier época del año y en algunos casos en menos tiempo, alcanzando mejores precios en el mercado (Santos *et al.*, 2010).

El tomate cherry desarrollado en microtúnel aumenta significativamente el contenido de fitoquímicos, en especial los fenoles totales, en concentraciones de 8.6 mg en 100 g de peso fresco en los frutos cultivados en campo, y de 10.39 mg en 100 g de peso fresco en los frutos cultivados en microtúnel. El aumento en el contenido de fenoles totales en frutos de tomate cultivado túnel podría ser un mecanismo de respuesta de la planta al estrés térmico (Maršić *et al.*, 2011).

Por otro lado, los macrotúneles cubiertos con material plástico resultan ser invernaderos con calefacción solar de bajo costo, que se utilizan para proteger y ampliar la temporada tradicional de los cultivos hortícolas. La época de

cosecha del tomate desarrollado dentro de un macrotúnel se puede adelantar de 4 a 5 semanas en comparación a campo abierto. Se ha mencionado que los macrotúneles incrementan la temperatura entre 10 y 12°C en promedio (Jett *et al.*, 2010). Sin embargo, al cubrir un cultivo con plástico se reduce la cantidad de radiación fotosintéticamente activa (PAR) que recibe una planta. Por ejemplo, en un macrotúnel con una sola capa de plástico, la luz acumulada se redujo en promedio en 437 moles m⁻² (24%) en comparación el exterior (Both *et al.*, 2007).

Las ventajas que proporcionan los macrotúneles a los cultivos hortícolas son: prolonga la temporada de crecimiento de los cultivos; protege a las plantas del estrés ambiental producido por sequía, lluvia, viento y temperaturas extremas; protege los cultivos de insectos y enfermedades. Por lo tanto son muy adecuados para la producción de hortalizas, especialmente las que requieren un ambiente de crecimiento específico y permite la producción de cultivos intensivos en un área pequeña (Jett, 2006). Además, de acuerdo a lo reportado por Lamont (2004), el sistema de producción en macrotúnel en Estados Unidos ha recibido mayor atención para la producción de frutas y flores, así como en algunos otros cultivos en donde el agricultor no tiene experiencia en la producción bajo invernadero, o ésta es muy limitada.

2.10.4. Producción de Tomate en Casasombra

La casasombra es una nueva tecnología en la agricultura protegida y se considera una buena opción para el cultivo de tomate, ya que permite mayor área de intercambio de aire y con ello mayor reducción en el gradiente de temperatura; disminución de problemas fitosanitarios por el exceso de humedad que se crea en ambientes de invernaderos; un nivel conveniente de dióxido de carbono en el interior y también funciona como protección contra insectos plaga vectores de virus, como mosquita blanca, pulgones, paratrioza, etc.

El principio fundamental de la casasombra a diferencia de los invernaderos, es reducir problemas de alta temperatura y excesiva humedad en su interior, razones por las que en las casasombra se da una conjunción de prácticas agronómicas que regulan la cantidad y calidad de luz, así como temperatura y humedad en zonas con alta radiación y temperatura, para de esta manera

favorecer el crecimiento y desarrollo de las plantas en su interior (Rodríguez *et al.*, 2003). Por su parte Mantur y Sateesh (2008) señalan que la casasonbra protegerá el cultivo de condiciones climáticas adversas como la alta intensidad de luz y temperatura. En las zonas con climas cálidos es una necesidad aumentar la ventilación para mejorar el control climático que ha llevado a la sustitución de cubiertas plásticas por pantallas porosas, las que se caracterizan por el número de hilo por unidad de longitud. Estas estructuras se denominan comúnmente pantalla o malla sombra (Flores-Velázquez y Montero, 2008).

La casasonbra protege el cultivo mediante el sombreado de la malla reduciendo el consumo de agua debido a que impide en el interior una alta intensidad de radiación y disminuye la velocidad del viento, de esa forma se reduce la evapotranspiración del cultivo (Tanny *et al.*, 2006). Además, permite reducir la temperatura en 2°C y aumenta la humedad relativa alrededor de 15% durante el ciclo de cultivo; reduce en 60% o más la radiación solar total en su interior, también reduce considerablemente la incidencia de plagas y enfermedades dependiendo de la abertura de la malla; disminuye la lamina de riego en 13%, reduce al menos 50% la aplicación de insecticidas e incrementa la productividad y calidad del producto cosechado (Bravo *et al.*, 2007).

El uso de malla fotoselectivas en hortalizas y ornamentales reduce la incidencia de la enfermedad del virus mosaico del pepino transmitido por áfidos, el cual fue 10 veces menor en la malla color perla y 3 veces menor en la malla color amarillo en comparación con la malla de color negro, así mismo la penetración de mosca blanca y su población fue 2 veces menor en la malla amarilla en comparación con la malla negra (Shahak *et al.*, 2008). Al cultivar tomate cherry en invernadero de alta tecnología y en un invernadero con hidroponía cubierto con malla anti insectos, no hay diferencias significativas en la producción, pero si hay diferencia en el número de frutos, siendo mayor bajo malla anti-insectos. Respecto a la calidad de frutos se reportaron diferencias significativas, con un mayor contenido de sólidos solubles y materia seca en los tomates cultivados bajo malla anti-insectos; concluyendo que el cultivo bajo malla anti-insectos no afecta la producción y si se mejora la calidad de los frutos de tomate cherry (Mazuela *et al.*, 2010). Con la producción de tomate bajo condiciones de agricultura semiprotegida en casasonbra, se obtienen rendimientos de 90 t ha⁻¹

o más SIAP (2010). Mantur y Sateesh (2008) reportaron que el rendimiento de tomate bajo casahuate fue de 86.7 t ha⁻¹.

2.11. Biomasa Seca, Área Foliar y Tasa Relativa de Crecimiento

El crecimiento se define como un incremento constante en el tamaño de un organismo, que está acompañado de dos procesos: morfogénesis y diferenciación; el primero, es el desarrollo de la forma o modelo de la célula u órgano y el segundo, es el proceso por el cual las células cambian estructural y bioquímicamente para formar o adquirir funciones especializadas (Taiz y Zeiger, 1991).

El análisis de crecimiento se ha utilizado como una herramienta técnica-científica que trata de explicar matemáticamente en función del tiempo, las variaciones en parámetros como peso seco y área foliar de las plantas. Para estimar los índices de eficiencia en el crecimiento o parámetros fisiotécnicos, es necesario obtener el peso seco de plantas, órganos y el área foliar a intervalos de tiempo regulares durante el desarrollo del cultivo (Borrego *et al.*, 2000; Hunt, 1981 y Radford, 1967).

El peso seco es el criterio más apropiado para medir el crecimiento y la magnitud del sistema de asimilación de la planta, referido, frecuentemente al área foliar total (Azofeifa y Moreira, 2004; Taiz y Zeiger, 1991; Radford, 1967).

El área foliar es la medida usual del tejido fotosintetizador de una comunidad de plantas. Además, la cantidad de área foliar es importante, porque ésta determina la cantidad de energía solar que es absorbida y convertida a materia orgánica (Shibles, 1987).

Con base al peso seco se determina el índice de eficiencia fisiológica como la tasa relativa de crecimiento (TCR), este parámetro se determina de acuerdo a la metodología propuesta por Hoffmann y Poorter (2002).

2.11.1. Tasa Relativa de Crecimiento (TRC): permite medir la eficiencia de la planta en el incremento de peso por unidad de tiempo (Hunt, 1990), la cual se describe matemáticamente por la siguiente ecuación:

$$TRC = \left(\frac{\ln \bar{W}_2 - \ln \bar{W}_1}{t_2 - t_1} \right) = g \text{ dia}^{-1}$$

Donde:

- ❖ $\overline{\ln W_2}$ y $\overline{\ln W_1}$ son los promedios transformados en logaritmo natural del peso de la biomasa total de la planta al final y al inicio de un periodo determinado.
- ❖ t_2 y t_1 es el tiempo transcurrido entre dos muestreos

La TRC es un índice de eficiencia que expresa el crecimiento en términos de una tasa de incremento en tamaño por unidad de tamaño y tiempo; representa la eficiencia de la planta como productor de nuevo material y depende de la fotosíntesis total y de la respiración, además se ha empleado como una medida que integra el comportamiento fisiológico de las plantas (Pedroza *et al.*, 1997; Sivakumar y Shaw, 1978; Radford, 1967).

Las plántulas de tomate inoculadas con los hongos micorrícicos arbusculares (*G. etunicatum* y *G. intraradices*) mostraron un mejor funcionamiento en el trasplante debido a que presentó mayor peso fresco con un promedio de 11.28 g planta⁻¹, mayor proporción de raíz/tallo con un promedio de 0.236, aumento de la biomasa de raíces con un promedio 2.17 g planta⁻¹ y mayor TRC con 7.34 mg g⁻¹ día⁻¹ en comparación con las plántulas no inoculadas (Oseni *et al.*, 2010).

Estudios detallados del crecimiento de las plantas permiten cuantificar diferentes aspectos del mismo: la duración del ciclo; la definición de las etapas de desarrollo; y la distribución de los fotosintatos por órganos (Azofeifa, y Moreira, 2004). El crecimiento de las plantas finalmente depende de los cambios en la variabilidad ambiental, como temperatura, intensidad de la luz, la disponibilidad de agua y minerales esenciales (Hermans, *et al.*, 2007).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización del Experimento

Este trabajo se realizó durante el ciclo primavera-verano y parte de otoño (marzo a octubre) de 2010 en condiciones semiprotegidas de casasombra, en las instalaciones del Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA) en Saltillo, Coahuila, cuyas coordenadas geográficas son 25° 27" latitud norte y 101° 02" longitud oeste con una altitud de 1619 msnm. El clima predominante de esta región es seco templado, con verano cálido, teniendo una temperatura media anual entre 12 y 18°C, con lluvias intermitentes y torrenciales principalmente durante los meses de junio a septiembre, con una precipitación anual de 320 mm, acentuándose en el mes de julio. Los suelos del lote experimental son de origen aluvial con textura arcillo limosa en el estrato 0-30 cm y arcilloso en la capa 30-60 cm del perfil, con pH de 7.8, clasificándose como un suelo medianamente alcalino.

3.2 Material Vegetativo

Se utilizó un híbrido de tomate tipo cherry (*Solanum lycopersicon* L.) cv. Camelia de la casa comercial HAZERA GENETICS LTD., Lote # 34957; este genotipo produce plantas de hábito de crecimiento indeterminado, con germinación del 95%. El híbrido generalmente es vigoroso, con inflorescencias muy alargadas, 10 o más frutos por racimo, su madurez relativa es precoz bajo el sistema de invernadero, el fruto es globoso de calibre 30-45 mm y su peso de 15-20 g, el color es rojo intenso, tiene larga vida de anaquel y una firmeza muy buena. Este genotipo de tomate es resistente a: *Fusarium oxysporum*, f. sp. *Lycopersici*, race 1 (Fol 1), *Verticillium dahliae* (Vd (V) y al virus del mosaico del tomate (ToMV).

3.3. Tratamientos

En este trabajo de investigación se usaron siete tratamientos incluyendo el testigo, cada uno de ellos con cuatro repeticiones los cuales se describen en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos con biofertilizantes a base de microorganismos y la fertilización tradicional evaluados en la producción de tomate cherry orgánico.

Tratamientos	Descripción
FQ	1. Testigo con fertilización química N-P-K (200-150-100).
Az	2. Inoculación con <i>Azospirillum brasilense</i> a la semilla, 1.5 g <i>A. brasilense</i> en 200 semillas.
GI	3. Inoculación con <i>Glomus intraradices</i> a la semilla, 3 g <i>G. intraradices</i> en 200 semillas.
AZ+GI	4. Coinoculación a la semilla con <i>A. brasilense</i> (2.5 g) más <i>G. intraradices</i> (5 g) sin más aplicaciones, en 700 semillas.
AZ+GI+2AG	5. Coinoculación <i>A. brasilense</i> más <i>G. intraradices</i> a la semilla más 2 aplicaciones de <i>A. brasilense</i> (0.75 g) mas <i>G. intraradices</i> (1.5 g) a las plantas (15 y 30 días después del trasplante), diluida en 2.5 litros de agua, aplicada 5 ml por planta y al suelo.
AZ+GI 2Az	6. Coinoculación con <i>A. brasilense</i> más <i>G. intraradices</i> a la semilla más 2 aplicaciones de <i>A. brasilense</i> (1.5 g) a las plantas (15 y 30 días después del trasplante), diluida en 2.5 litros de agua, aplicada 5 ml por planta y al suelo.
AZ+GI 2GI	7. Coinoculación con <i>A. brasilense</i> más <i>G. intraradices</i> a la semilla más 2 aplicaciones de <i>G. intraradices</i> (3 g) a las plantas (15 y 30 días después del trasplante), diluida en 2.5 litros de agua, aplicada 5 ml por planta y al suelo.

3.4. Establecimiento del Experimento

El trabajo se realizó en un ambiente bajo condiciones de agricultura semiprotegida en casasombra de 300 m² tipo capilla con estructura metálica, cubiertas lateralmente con malla anti-insectos y el techo con malla sombra de color cristal con 50% de transmisión de luz. Las camas de siembra fueron de 0.8 m de ancho, las que fueron acolchadas con una película de polietileno negro/blanco de 1.20 m de ancho y 0.030 mm de espesor.

3.4.1 Preparación del Terreno

La preparación del terreno se realizó en forma mecánica, realizando las labores de barbecho, rastreo, nivelación y la formación de camas de 0.8 m de ancho y de 21 m de largo en el interior de la casasombra.

3.4.2 Instalación del Sistema de Riego y Establecimiento del Acolchado

En forma manual se colocaron en el centro de las camas una cintilla de riego con emisores cada 30 cm, con gasto hidráulico de 4 l ha⁻¹. La colocación del acolchado plástico en las 28 camas las cuales se constituyeron el experimento, también se realizó manualmente utilizando una película de polietileno (PE) coextruido negro/blanco, dejando la parte blanca expuesta al sol.

3.5. Producción de Plántulas

La producción de plántula inicio el día 2 de marzo realizando la siembra de semilla de tomate híbrido cv. Camelia, el mismo día se hizo la inoculación con 1.5 g de *A. brasilense* y 3 g de *G. intraradices* y la coinoculación con 0.75 g de *A. brasilense* y 1.5 g *G. intraradices*, dejando las semillas en reposo durante 4 horas para que dichos microorganismos se impregnaran bien en la superficie de las semillas; posteriormente se sembraron en charolas de germinación de poliestireno expandido de color blanco de 200 cavidades cada una, las cuales fueron previamente lavadas con agua corriente y desinfectadas con hipoclorito de sodio al 10%. La temperatura promedio durante esta etapa fue de 25°C.

Para la siembra se utilizó peat moss como sustrato, llenado con este material las cavidades de las charolas y después de hizo un hoyo en cada una de las cavidades en el cual se colocaron las semillas, posteriormente fueron tapadas con el mismo sustrato y se aplicó un riego pesado, luego fueron cubiertas con un plástico negro para incrementar la temperatura en el interior de las charolas y así acelerar su germinación. Cinco días después de la siembra emergieron las plántulas y se inició la aplicación de los riegos, mismos que se efectuaron de acuerdo con la temperatura ambiente y las necesidades hídricas de las plántulas. Durante esta etapa de producción de plántulas se aplicaron diferentes productos de origen orgánico (Cuadro 2) para promover un mejor desarrollo y crecimiento de las mismas.

Cuadro 4.-Productos orgánicos aplicados durante la etapa de producción de plantas.

Producto	Efecto o modo de acción	Aplicado en:	Dosis (cc/l)	Sus	Semanas				
					1	2	3	4	5
Best Ultra S	Para protección de la raíz contra patógenos	Sustrato	2.0						
Biobacter O	Inductor de resistencia antibacterial.	Follaje	0.5						
Best Ultra F	Para la prevención de enfermedades fungosas.	Follaje	1.0						
Noxside Up	Genera nuevos tejidos; antiestresante y destoxicante	Follaje	2.0						
eBioluzion	Insecticida orgánico de amplio espectro	Follaje	1.0						
Akabrown	Para la prevención de plagas y como acaricida orgánico.	Follaje	1.0						
Profluxx	Coadyuvante para permitir la adherencia de agroinsumos a la planta.	Follaje	1.0						

3.6. Prácticas Culturales realizadas en la producción de tomate orgánico

3.6.1. Marco de Plantación

La densidad de plantación empleada en el experimento fue de 3.7 plantas por metro cuadrado, habiéndolas establecido a doble hilera con 18 plantas por cada cama, teniendo una distancia entre planta de 0.30 m y el espacio entre pasillos fue de 1 m; quedando el experimento conformado por 28 camas y teniendo un área total de 300 m².

3.6.2. Trasplante

El trasplante se efectuó el día 15 de abril de 2010 utilizando plántulas de tomate del híbrido cv. Camelia de crecimiento indeterminado a una altura promedio de 20 cm.

3.6.3. Tutorio

Esta práctica se inició 15 días después del trasplante y se realizó cada 8 días cuando la planta alcanzó una altura de entre 25 a 30 cm aproximadamente. El tutorio permitió manejar las plantas a un tallo, se hizo con hilos de rafia, pero sujetos en la base de la planta con un anillo tomatero, mismo que estaba colgado a una altura de 2.5 metros en cada una de las plantas, habiéndolo sostenido horizontalmente con hilos de alambre galvanizado, esto se realizó para tener un mejor manejo del cultivo, evitar problemas de acame y así prevenir enfermedades en la planta y frutos a causa del contacto con la superficie del suelo.

3.6.4. Podas

Las plantas se condujeron a un tallo principal; la formación de tallo inició a los 45 días después del trasplante, esta práctica se realizó cuando los brotes axilares tenían una altura de 5 a 10 cm. Para ello se podaron cada 8 días los brotes laterales que emergieron en cada entrenudo, esta práctica se hizo después de la primera poda. Se realizó también la poda de hojas maduras (deshojado) para permitir un mayor paso de radiación solar, tener a las plantas más ventiladas, libres de fuentes de inóculo de enfermedades y obtener así una buena producción.

3.6.5. Riegos

El sistema de riego por goteo permitió dosificar 4 litros de agua por hora con presión de 9 libras por pulgada cuadrada, los riegos se aplicaron cada 3 días, con duración de una hora.

3.6.6. Nutrición y Fertilización

La nutrición de la plantas se realizó con un aspersor manual y al sistema de riego mediante soluciones de fertilizantes orgánicos. Los fertilizantes aplicados fueron: **NitraminOrg**, es un biofertilizante líquido rico en aminoácidos (dosis aplicada 5 l ha⁻¹); **PotaminOrg** es un fertilizante rico en potasio, magnesio y calcio (dosis aplicada 5 l ha⁻¹); **Biophos*25** es un fertilizante que aporta a las plantas de manera directa aminoácidos, que se traducen en una mayor respuesta de la planta, (dosis aplicada 5 l ha⁻¹); **AminomaxR** es un producto

líquido concentrado, elaborado a base de un complejo de aminoácidos de origen vegetal, y animal, (dosis aplicada 5 l ha⁻¹); **FulvimaxAlga** es un Bio-Mejorador orgánico de suelos el cual está diseñado con un buen balance de componentes orgánicos carbonatados, nitrogenados y microbios benéficos, (dosis aplicada 4 l ha⁻¹) y **Biocharger**, el cual es un bioestimulante orgánico líquido formulado a partir de extractos solubles de pescado, la dosis aplicada fue 4 l ha⁻¹.

Por otro lado, la fertilización sintética con macro nutrientes se aplicó manualmente en los tratamientos testigo con N-P-K (200-150-100) granulado a razón de 270 g de Triple 16; 19.14 g de nitrato de potasio y 144 g de sulfato de amonio distribuido en una superficie de 9.6 m², la aplicación de estos fertilizantes se realizó cada 15 días.

3.6.7 Control de Malezas

Se hizo de forma manual debido a que se trataba de una investigación de carácter orgánico, además de tener la ventaja de contar con acolchado plástico.

3.6.8 Prevención y Control de Plagas y Enfermedades

Las aplicaciones para la prevención y control de las plagas y enfermedades se realizaron conforme fueron requeridas durante todo el ciclo del cultivo, para esta operación se empleó una bomba aspersora de 20 litros. En el desarrollo del cultivo se tuvo la presencia de las siguientes plagas: mosca blanca (*Bemisia tabaci*), pulgón verde (*Myzus persicae* Glover), paratrioza (*Paratrioza cockerelli*), minador de la hoja (*Liriomyza trifoli*) y gusano soldado (*Spodoptera exigua*).

Para la prevención y control de las plagas mencionadas anteriormente se realizaron aplicaciones periódicas de los siguientes productos: **eBioluzion** (insecticida orgánico de amplio espectro) aplicado en dosis de 1.5 l en 300 l de agua; **Akabrown** (acárida orgánico), aplicándolo de manera periódica conforme el comportamiento de la plaga en dosis de 1 l ha⁻¹ y **LarBiol** (insecticida orgánico) aplicado en dosis de 1 l ha⁻¹.

En el caso de enfermedades se tuvo la presencia de tizón temprano (*Alternaria solani*), tizón tardío (*Phytophthora infestans*) y la bacteria que provoca la

enfermedad comúnmente conocida como mancha negra del tomate (*Pseudomonas syringae* p.v. *tomato*). Para el control de dichas enfermedades se utilizaron los siguientes productos: **Best**, producto microbiológico que contiene dos cepas de *Bacillus subtilis*, las cuales tienen un amplio espectro de acción contra los agentes fitopatógenos; se aplicó en dosis de 2 l ha⁻¹. **Best UltraS**, es un producto microbiológico-orgánico para el control y manejo de enfermedades ocasionadas por microorganismos del suelo se aplicó en dosis de 2 l ha⁻¹. **Best UltraF**, es un biofungicida orgánico e inductor de resistencia sistémica de las plantas a una dosis de 1l ha⁻¹ y **Biobacter-O**, este insumo de amplio espectro de control, funciona a través de varios modos y mecanismos de acción, incidiendo directamente sobre las bacterias tanto gram positivas como gram negativas; se aplicó en dosis de 600 ml ha⁻¹.

Además se presentó la fisiopatía de agrietado de fruto, debido a la elevada humedad relativa que se presentó en los meses lluviosos de julio y agosto, los cuales registran precipitaciones excepcionales debido a la presencia del huracán "Alex". Existe la posibilidad de que también haya habido una alteración nutricional en las plantas, ya que la nutrición fue a base de productos orgánicos. Los productos utilizados para la nutrición complementaria y para la prevención y control de plagas y enfermedades fueron de origen biológico y orgánico, los cuales fueron proporcionados por la compañía GreenCorp Biorganiks de México, S.A. de C.V.

3.7 Variables de Respuesta Evaluadas

3.7.1 Variables Fenológicas

Las variables monitoreadas durante el desarrollo del cultivo fueron: altura de la planta, medida manualmente en seis plantas por repetición con una cinta métrica a los 30, 60 y 90 días después del trasplante (ddt) a partir de la base del tallo hasta la parte apical del mismo. Para determinar el número de hojas activas, fueron contadas en cada una de las 6 plantas muestreadas, llevando a cabo un conteo de las mismas. En cuanto al número de racimos florales, se contaron todos aquellos racimos que tenía la planta pero que aún no habían sido fecundados. Número de racimos con fruto, este parámetro se registró llevando el conteo de los racimos que ya habían iniciado el desarrollo de fruto. Número de frutos por racimo, se contó la cantidad de frutos de cada racimo que

tenía la planta y con ellos se obtenía un valor promedio. Número de entrenudos, se contaron desde la base del tallo hasta la parte diferenciada de los entrenudos. El diámetro del tallo fue medido en la base del tallo y en el ápice de la planta respectivamente, utilizando un vernier digital (Caliper Auto TEC™).

Para computar el área foliar (AF) se empleó un medidor de área foliar marca LICOR modelo LI-300, Lincoln, Nebraska, USA. En cada muestreo se desprendieron todas las hojas de la planta evaluada e inmediatamente después se colocaron en la banda sinfín del aparato para leer el AF total por planta. Se utilizaron dos plantas por repetición colectadas a los 30, 60 y 90 ddt. Todos estos valores fueron expresados en centímetros cuadrados por planta.

Después de medir el AF se determinó el peso seco de la misma planta; por lo que fue llevada al proceso de deshidratación de los diferentes órganos (tallo, hoja y fruto). Cada una se colocó en bolsas de papel destreza y se introdujeron en un cuarto de secado a una temperatura de 65°C por 72 horas hasta obtener peso constante; después se registró el peso seco de las mismas utilizando una balanza analítica. El peso seco total por planta se consiguió sumando el peso de las hojas, el tallo y los frutos.

Se determinó la tasa relativa de crecimiento (TCR) de acuerdo a la metodología propuesta por (Hoffmann y Poorter, 2002).

$$TRC = \left(\frac{\ln \overline{W}_2 - \ln \overline{W}_1}{t_2 - t_1} \right) = g \text{ dia}^{-1}$$

Donde:

$\ln \overline{W}_2$ y $\ln \overline{W}_1$ son los promedios transformados en logaritmo natural del peso de la biomasa total de la planta al final y al inicio de un periodo determinado.

t_2 y t_1 es el tiempo transcurrido entre dos muestreos

En la relación área foliar/rendimiento se determinó de acuerdo en la siguiente ecuación:

$$RAF: Rto = \frac{AF \text{ cm}^2}{Rto \text{ (Kg)}}$$

Donde:

AF= área foliar

Rto= Rendimiento en kilogramos

Además, la determinación del índice de cosecha fue con la siguiente ecuación:

$$IC = \frac{Rto \text{ (Kg)}}{MS \text{ (Kg)}}$$

Donde:

Rto = Rendimiento en Kilogramos

MS= Materia seca de planta en kilogramos

3.7.2. Variables Fisiológicas

3.7.2.1. Fotosíntesis y Variables Relacionadas

Durante el desarrollo del cultivo se realizaron dos mediciones de las variables fisiológicas como: Tasa fotosintética en $\mu\text{mol de CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, radiación en $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, temperatura del aire en $^{\circ}\text{C}$, temperatura de la hoja en $^{\circ}\text{C}$, CO_2 en ppm, humedad relativa en %, transpiración en $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, conductancia estomática en cm s^{-1} , CO_2 intercelular en ppm y resistencia estomática en s cm^{-1} , a intervalos de 30 días iniciando las lecturas a los 60 días después del trasplante cuando las plantas se encontraban en la etapa de producción. Las mediciones se hicieron utilizando un aparato portátil de fotosíntesis LI-6200 (LI-COR, inc. Lincoln, Nebraska, EU.). Las lecturas se tomaron en un periodo de 6:00 a 20:00 hr durante todo el día tomadas sobre hojas jóvenes completamente desarrolladas y que estuvieran en una posición perpendicular a la radiación solar, las mediciones se realizaron en una hoja por planta por unidad experimental.

También se analizó la medición del contenido relativo de clorofila en las hojas viejas, maduras e jóvenes (CHV, CHM y CHJ). La determinación de esta variable se realizó con el medidor de contenido de clorofila de la hoja marca Minolta SPAD-502.

3.7.3. Rendimiento y Calidad de Frutos

3.7.3.1. Cosecha de Fruto

La maduración del fruto comenzó a los 55 días después del trasplante, el primer corte de frutos se hizo a los 63 días después del trasplante de acuerdo al punto de corte considerado para este tipo de tomate (Figura 6). Después del primer corte la cosecha de frutos fue semanalmente, se cosechó el racimo

completo cuando ya habían alcanzado su madurez fisiológica, los colores de cosecha variaron de pintón rosa y rojo pálido, en este trabajo se realizaron 16 cortes.



Figura 6. Punto de corte considerado para tomate cherry.

Para determinar el rendimiento total se realizaron de manera manual 16 cortes durante todo el ciclo del cultivo. Los frutos cosechados se contabilizaron y se pesaron para obtener el rendimiento por planta y después se convirtió a rendimiento en kilogramos por metro cuadrado y en toneladas por hectárea. El peso promedio por fruto se computó dividiendo el rendimiento total entre el número de frutos por planta, mismo que fue expresado en gramos.

Para realizar la medición del contenido de sólidos solubles ($^{\circ}$ Brix) con un refractómetro se seleccionaron tres frutos representativos por cada planta en cada una de las cosechas. La categorización de frutos de acuerdo a su tamaño se hizo mediante un clasificador de tomate cherry con el instrumento empleado por el Departamento de Alimentos y Agricultura de California, USA., mismo que se ilustra en la Figura 7.

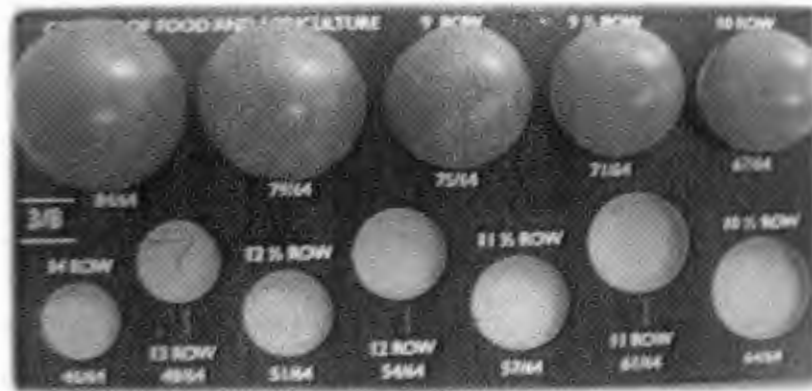


Figura 7. Categorización del tamaño de frutos de tomate cherry de acuerdo a la tabla usada por el Departamento de Alimentos y Agricultura de California, USA.

3.7.4 Análisis Nutricional en Follaje

Se realizó la determinación de la concentración de macroelementos como: nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca) y magnesio (Mg), después de la última cosecha el 20 de octubre del 2010; para ello, se colectó una muestra de hojas jóvenes sanas y completamente extendidas. Las hojas se tomaron de dos plantas seleccionadas por unidad experimental, las muestras fueron lavadas con agua destilada e introducidas en bolsas de papel y llevadas a un horno de secado con recirculación de aire a 65°C por 72 horas. El material seco obtenido se llevó a molienda en un molino Analytica Mill marca "Tekmar Co. Modelo A-10". Las muestras de 2 plantas por unidad experimental se mezclaron y se homogenizaron obteniendo así muestras compuestas, después se procedió a pesar en una balanza analítica las muestras homogenizadas, habiendo tomado 0.5 g para introducirse en bolsas de papel para su posterior envío a digerirlos en la Universidad Autónoma de Chapingo y a analizarse en el laboratorio del Colegio de Posgraduados.

3.8. Diseño Experimental

El experimento se estableció de acuerdo a un diseño experimental en bloques al azar con siete tratamientos y cuatro repeticiones. Cada unidad experimental estuvo constituida por una cama de 3 m de longitud y con separación de 1 m entre camas. Las plantas se sembraron a doble hilera con una distancia de 0.30 metros entre plantas. El experimento se constituyó de 21 camas teniendo un área total de siembra de 300 m².

3.9. Análisis Estadístico

Los datos que se obtuvieron en esta investigación se sometieron a un análisis estadístico mediante análisis de varianza y prueba de rango múltiple con Tukey ($P < 0.05$) con la ayuda del programa SAS (Statistical Analysis Systems), versión 8.1. Y el modelo estadístico lineal aditivo empleado fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + E_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Observaciones del i – ésimo tratamiento en j – ésimo repetición

μ = Efecto de la media general

α_i = Efecto del i – ésimo tratamiento

β_j = Efecto de la j – ésima repetición

E_{ijk} = Efecto del error experimental

$i = 1, 2, \dots, t$ (tratamientos)

$j = 1, 2, \dots, r$ (repeticiones)

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En seguida se presentan los resultados obtenidos de los factores ambientales, el cual fueron influenciados por la malla sombra y las variables fenológicas, fisiológicas y rendimiento que también fueron afectados por la fertilización química y la aplicación de biofertilizantes en tomate cherry.

4.1. Factores Ambientales en el Interior de la Casasombra

4.1.1. CO₂ dentro de la Casasombra y Radiación (PAR)

En la Figura 8 se presentan de manera simultánea las tendencias diurnas en la evolución de la concentración de CO₂ en el interior de la casasombra (CS) y la radiación fotosintéticamente activa (PAR) incidente sobre las plantas de tomate cherry. Claramente se observa que la máxima concentración de CO₂ fue a las 6 horas (h) con 1350 ppm, la cual empieza a decrecer desde las 8 h hasta alcanzar el mínimo de 400 ppm a las 13 h, a partir de las 14 h la concentración de CO₂ nuevamente se incrementa. El diferencial de la concentración de CO₂ entre las 6 y las 13 h es del 337%. En cambio, la radiación PAR a las 6 h es prácticamente nula ($0.62 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), mientras que a las 13 h aumenta hasta $800 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, a partir de este momento ese valor decrece constantemente hasta alcanzar un valor cercano a cero a las 20 h.

La disminución de la concentración de CO₂ observada en horas cercanas al mediodía puede ser atribuida a que las plantas de tomate cherry empezaron a fotosintetizar activamente, el incremento del mismo después de las 16 hr probablemente fue debido a un efecto provocado por la disminución de la tasa fotosintética, el cierre de las estomas con oscuridad y el mantenimiento de la tasa respiratoria y a la disminución de la radiación PAR.

Por otro lado, la CS redujo un 52% de la radiación incidente en su interior y una concentración mínima de CO₂ de 400 ppm, además, la reducción de la radiación al interior de la CS depende en gran medida de las características de la malla (50% sombra). El trabajo de Möller *et al.* (2003) quienes señalan que en promedio las casasombra reducen la transmisión de la radiación de onda corta en 52%. Sin embargo, Bravo *et al.* (2007) mencionan que la casasombra reduce en 60% o más la radiación total en su interior. Yue-jian *et al.* (2007) mencionan que dentro de la casasombra hay una concentración de CO₂ de

entre 400 a 600 $\mu\text{mol mol}^{-1}$, lo cual coincide con lo observado entre las 10 y 16 hr en este estudio.

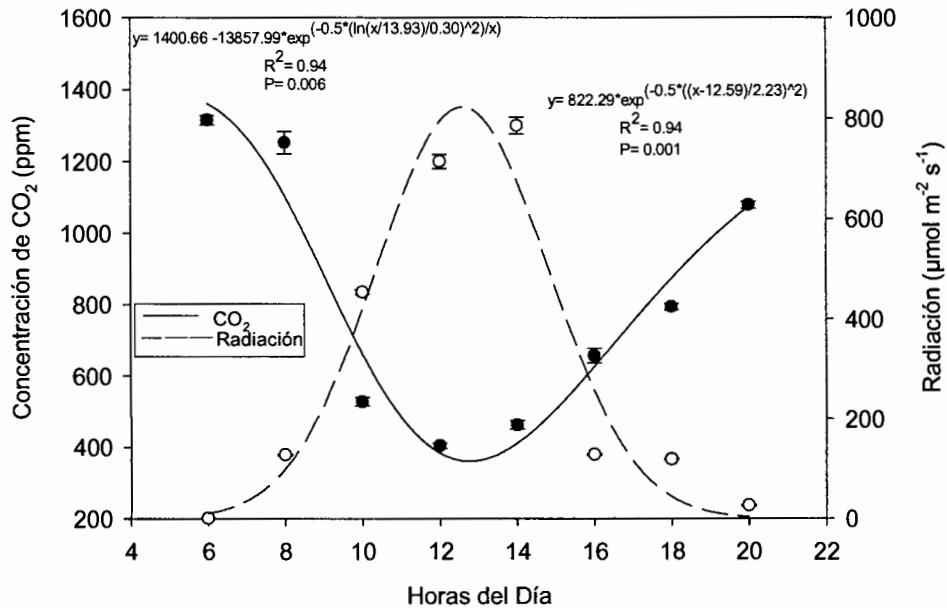


Figura 8. Relación diurna entre la concentración de CO₂ y la radiación fotosintéticamente activa dentro de la casombrá.

4.1.2. Temperatura del Aire

La temperatura del aire dentro de la CS a las 9 h fue de 34°C, sin embargo, en adelante empieza a aumentar hasta alcanzar su máximo valor (43°C) a las 13 h, y a partir de las 14 h la temperatura decrece llegando a tener un valor mínimo de 38°C a las 17 h (Figura 9).

El aumento de la temperatura del aire es debido a que la radiación PAR dentro de la casombrá, lo cual es mayor entre las 12 y 14 horas (Figura 8), pero a medida que disminuye la radiación, la temperatura también decrece. Reportes previos indican que la casombrá permite reducir la temperatura en 2°C con respecto al exterior (Bravo *et al.*, 2007).

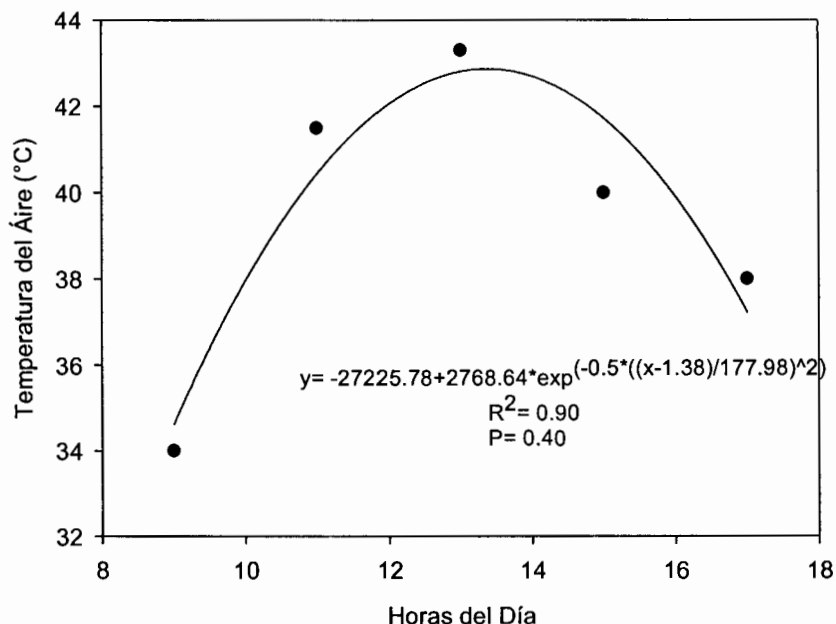


Figura 9. Temperatura diurna del aire en el interior de la casasonbra.

4.1.3. Humedad Relativa

La humedad relativa dentro de la casasonbra a las 6 h fue de 35%, a partir de 10 a 12 h aumenta a 49% y de las 12 horas en adelante disminuye, alcanzando un valor mínimo de 20% a las 20 h (Figura 10). Estos cambios de la humedad relativa pueden ser debidos a un aumento de la evapotranspiración del cultivo entre 10 y 12 h, mientras que la disminución de la misma puede ser provocada por la disminución de la evapotranspiración, de la temperatura y de la radiación solar. Sin embargo, estos valores no son los óptimos para el crecimiento y desarrollo del cultivo tomate. El trabajo de León (2006) menciona que la humedad relativa óptima para el tomate de día y noche oscila entre 75 y 85%, valores que permiten una adecuada transpiración y procesos relacionados con el desarrollo y crecimiento. Además, Bravo *et al.* (2007) reportan que la casasonbra permite aumentar la humedad relativa alrededor de 15% durante el ciclo de cultivo.

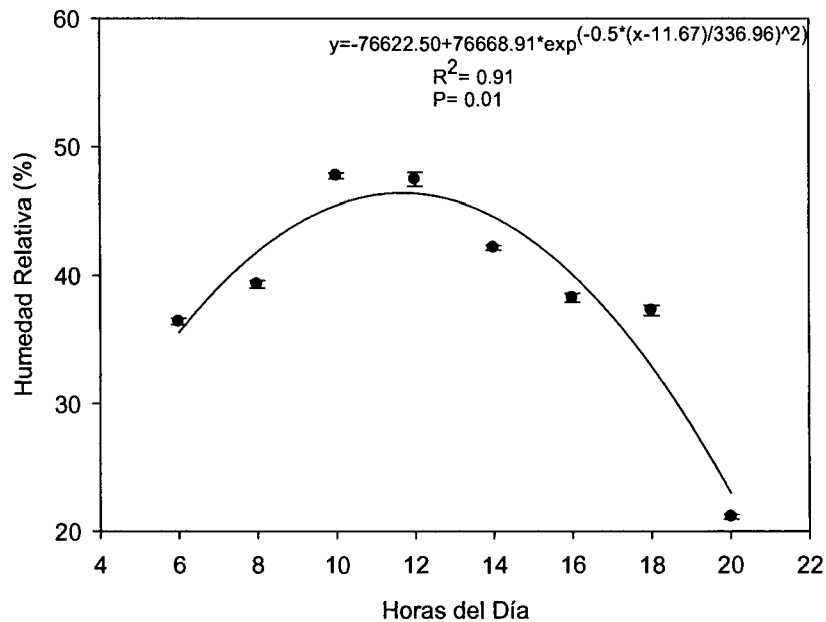


Figura 10. Humedad relativa diurna en el interior de la casahombra.

4.1.4. Temperatura del suelo

La temperatura del suelo bajo el acolchado plástico coextruido negro/blanco registró en promedio de 24.8°C durante todo el ciclo del cultivo en el interior de la casahombra (datos no mostrados), lo cual se acerca a la temperatura que se reporta como la temperatura Ideal, lo anterior de acuerdo con León, (2006), quien señala que la temperatura óptima en la zona radicular del tomate para su crecimiento es de 22 a 25°C. El acolchado negro/blanco refleja más la radiación solar incidente, por consecuencia se evita el incremento de la temperatura del suelo, además, la radiación que llega en la superficie del acolchado es menor por efecto de la casahombra. Se ha reportado que el acolchado blanco refleja más luz fotosintética y una proporción menor que el acolchado rojo, mientras que el acolchado negro refleja menos del 5% de todos los colores; o sea, que actúa como un cuerpo negro que absorbe casi todo el espectro de la radiación solar. Fortnum *et al.* 1997, señalan que la temperatura del suelo fue menor con acolchado blanco que bajo acolchado rojo y negro.

4.2 Variables Fenológicas

4.2.1. Altura de la Planta

La bacteria *A. brasilense*, el hongo *G. intraradices* y la fertilización química influyeron significativamente ($P \leq 0.01$) en la altura de las plantas a los 30, 60 y 90 ddt (Cuadro 5, ver Apéndice). A los 30 ddt la fertilización química y la coinoculación con Az+Gl+2Az promovieron en las plantas mayor altura en promedio 82 cm, comparada con el resto de las plantas inoculadas. (Figura 11). A los 60 ddt la fertilización química fue la que registró menor la altura de planta con 199 cm en comparación a los microorganismos empleados. La inoculación con *A. brasilense* fue la que incrementó en las plantas mayor altura (208 cm), seguida por las coinoculaciones con Az+Gl+2A, mas la aplicación de *A. brasilense* (Az+Gl+2Az) y mas la aplicación de *G. intraradices* (Az+Gl+2Gl) que fue de 205 cm. Sin embargo, la coinoculación sin más aplicaciones después del trasplante (Az+Gl SA) e inoculación con *G. intraradices* fueron los que promovieron en las plantas menor efecto en la altura con 202 cm (Figura 11). Finamente, a los 90 ddt la fertilización tradicional tuvo el efecto más bajo en altura de planta (288 cm). La coinoculación con Az+Gl+2A fue la que mayor altura de planta obtuvo con 305 cm (representando el 6% de incremento con relación a las fertilizadas sintéticamente). Por lo tanto, la coinoculación con Az+Gl+2Gl y la inoculación con *A. brasilense* fueron las que ocuparon el segundo lugar en la altura de planta con 298 cm, mientras que la inoculación con *G. intraradices* y las coinoculaciones con Az+Gl SA y Az+Gl+2Az esta fue de solo 292 cm (Figura 11).

El resultado positivo a los 30 ddt con la fertilización química puede ser debido a que los fertilizantes que se aplicaron tienen un efecto más rápido, ya que se empleó un producto en forma asimilable para la planta. Sin embargo, la inoculación con la bacteria y el hongo para ese entonces todavía no promovían aun un efecto similar a la fertilización sintética, a excepción de la coinoculación con Az+Gl+2A. Mientras que a los 60 y 90 ddt la inoculación con *A. brasilense*, *G. intraradices* y las coinoculaciones de estos microorganismos tuvieron mayor efecto positivo en la altura de planta en relación con la fertilización química. Este efecto puede deberse a que *A. brasilense* y *G. intraradices*, influyen en la estimulación del crecimiento mediante la producción de fitohormonas, fijación

de nitrógeno y la asimilación de fósforo lo que le permite mayor desarrollo radicular, absorción de nutrientes y agua a las plantas.

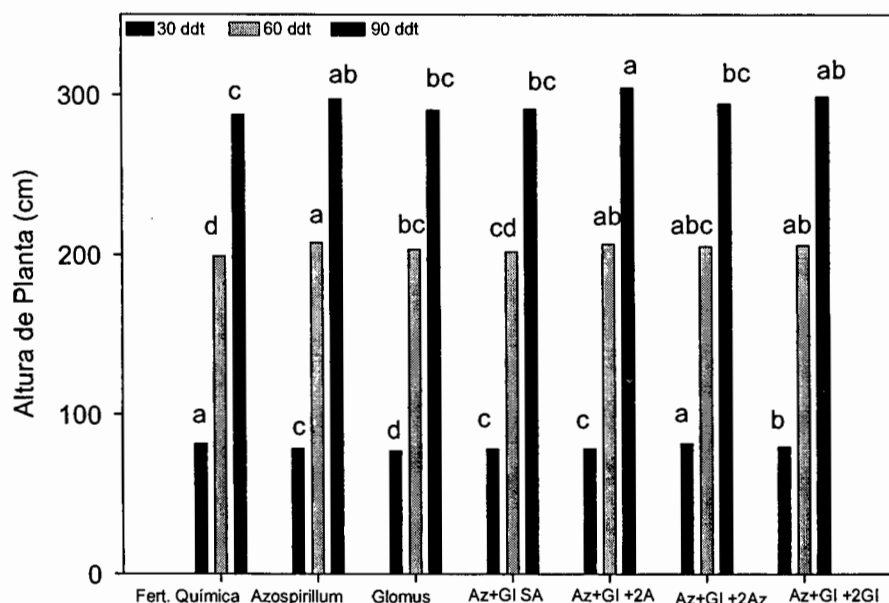


Figura 11. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en la altura de plantas de tomate cherry en condiciones casasaombra. Las letras a, b, c y d son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

Algunos autores reportan que la secreción de fitohormonas bacteriana puede afectar la arquitectura de la raíz en la sobreproducción de pelos radicales y raíces laterales, lo que posteriormente aumenta la absorción de nutrientes y agua, contribuyendo así al crecimiento (Ortíz-Castro *et al.*, 2008; Persello-Cartieaux *et al.*, 2003). La estimulación del crecimiento por los biofertilizantes, concuerda con investigaciones donde mencionan que plantas de tomate inoculadas con *A. brasilense* y *A. choococcum* mostraron altura similar a la de las plántulas que recibieron solamente la fertilización mineral (Hernández y Chailloux, 2004). Los resultados consignados por Oseni *et al.* (2010) indican que la producción de tomate inoculado con los hongos *Glomus etunicatum* y *G. intraradices* reportaron una mayor longitud de tallo y raíz. El reporte de Terry y Leyva (2006) también señala que la coinoculación de *A. brasilense* + *G. clarum*

mostró un efecto positivo en el crecimiento de las plantas de tomate, ya que se obtuvo una altura superior a 23% con respecto al testigo.

4.2.2. Área Foliar (AF)

La bacteria *A. brasilense*, el hongo *G. intraradices* y la fertilización química influyeron significativamente ($P \leq 0.01$) en el AF de las plantas a los 30, 60 y 90 ddt (Cuadro 5). En el AF de la planta a los 30 ddt la fertilización sintética fue la menor AF que registró con 3446.30 cm² mientras que plants inoculadas con la bacteria *A. brasilense* y el hongo *G. intraradices* fueron 4,104.10 y 3,850.90 cm² respectivamente (Figura 12). La coinoculación con Az+Gl+2Az promovió en la planta mayor AF con 4,343.40 cm² representado el 26% de incremento en AF respecto a la fertilizadas químicamente. Sin embargo, el resto de las coinoculaciones Az+Gl SA, Az+Gl+2A y Az+Gl+2Gl alcanzaron AF de 3,704.70, 3,774.10 y 4,122.30 cm².

Para el segundo muestreo (60 ddt) la inoculación a base de *G. intraradices* y la coinoculación Az+Gl SA produjeron en promedio 7% más AF que las plantas fertilizadas químicamente. Mientras que las plantas inoculadas a base de *A. brasilense*, la coinoculaciones Az+Gl+2A y Az+Gl+2Gl fueron ligeramente inferiores con respecto a las fertilizadas tradicionalmente (10,496.10, 10,481.50 y 10,174.50 cm² respectivamente).

La fertilización mineral y la inoculación a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* a los 90 ddt, aumentaron en promedio el AF a 16,310.50 cm². La coinoculación con Az+Gl+2A fue la que promovió mayor AF con 18,213.30 cm², lo que representa 11% de incremento con respecto a los tratamientos antes señalados. Sin embargo, las coinoculaciones Az+Gl SA, Az+Gl+2Az y Az+Gl+2Gl fueron las que menos favorecieron el aumento del AF, las cuales en promedio arrojaron 14,749.26 cm².

Los resultados de las plantas inoculadas y coinoculadas a base de bacterias y hongos, que resultaron ser superiores que las fertilizadas químicamente, pueden ser atribuidos a que los biofertilizantes microbianos alteran el medio rizosférico, lo que le permite a la planta desarrollarse satisfactoriamente.

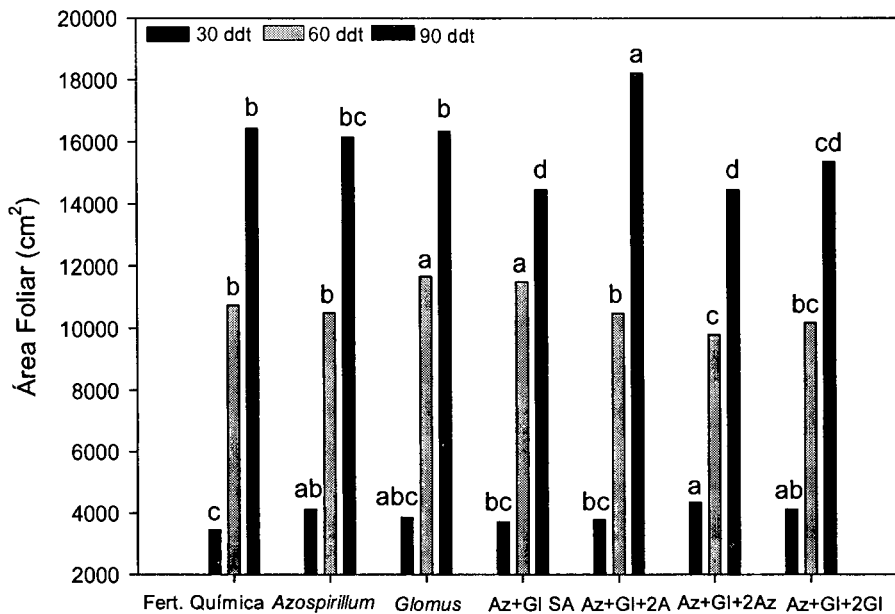


Figura 12. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en el área foliar de tomate cherry en condiciones casasmora. Las letras a, b, c y d son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

Riera y Medina (2005) mencionan que las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal y el hongo micorrizico arbuscular son componentes clave para el desarrollo de la biota del suelo por su gran capacidad de interacción con diferentes especies microbianas, a la vez que pueden modificar muchos aspectos de las propiedades físicas en la zona rizosférica. Todos esos efectos modifican los patrones de colonización de la raíz micorrizada, donde se desarrollan procesos biológicos que mejoran las condiciones de los suelos para el desarrollo de las plantas, aspectos muy importantes para el establecimiento de una agricultura sostenible y el funcionamiento del ecosistema (Soroa-Bell *et al.*, 2009).

4.2.3. Número de Hojas activas y Racimos Florales

La inoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices*, la coinoculación de ambos y la fertilización química afectó significativamente ($P \leq 0.05$) el numero de hojas activas por planta a los 30 ddt, mientras que el efecto en el numero de racimos

florales fue altamente significativo ($P \leq 0.01$). Las mismas variables a los 60 ddt no mostraron diferencias significativas, lo que indica que los biofertilizantes y la fertilización sintética influyeron de manera similar en esta variable. Sin embargo, a los 90 ddt las diferencias en el número de hojas activas fueron altamente significativas ($P \leq 0.01$), mientras que en cuanto al número de racimos florales no hubo diferencias significativas (Cuadro 6).

La comparación de rango múltiple sobre el número de hojas y racimos florales se presenta en el Cuadro 7. Las plantas fertilizadas químicamente a los 30 ddt promovieron en promedio 16.7 hojas. Sin embargo, la inoculación con *A. brasilense* fue la que incrementó el número de hojas (17.2). Las plantas inoculadas con *G. intraradices* y las coinoculadas (Az+Gl SA, Az+Gl+2A, Az+gl+2Az y Az+gl+2Gl) produjeron en promedio 16.6 hojas.

Por lo que respecta al número de racimos florales, las plantas fertilizadas con productos sintéticos reportaron en promedio 4.1 racimos florales a los 30 ddt. La coinoculación con Az+Gl+2Gl fue la que promovió las plantas con mayor número de racimos florales. La inoculación a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* promovieron las plantas en 4.22 y 4.12 racimos florales respectivamente, mientras que con la coinoculación con Az+Gl SA esta fue de solo 4.07 racimos florales. El menor número de racimos florales se registró en las plantas coinoculadas con Az+Gl+2A y Az+Gl+2Az con 3.6 racimos florales en ambos casos.

A los 90 ddt las plantas fertilizadas químicamente incrementó a 20.16 hojas, las plantas coinoculadas a base de Az+Gl+2A y Az+Gl+2Gl son las que más aumentaron la producción del número de hojas con 21.4 y 21.1 respectivamente. Por lo tanto, la inoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices* esta fue en promedio de solo 20.6 hojas. La coinoculación con Az+Gl SA y Az+Gl+2Az indujeron las plantas en menor producción de número de hojas (19.9 y 20.2).

Las plantas inoculadas y coinoculadas a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* promovieron mayor número de hojas y racimos florales en comparación a las fertilizadas químicamente; esto puede ser atribuido a que estos microorganismos promueven una tasa de diferenciación más alta resultante de la promoción del crecimiento en general. Resultados de investigaciones mencionan que *Azospirillum* es una rizobacteria promotora de crecimiento

vegetal capaz de colonizar la raíz y estimular el crecimiento de las raíces, mejorando así la absorción de minerales y agua por las plantas (Puente *et al.*, 2009). El efecto benéfico de los hongos endomicorrícicos sobre la producción de hortalizas ha sido estudiado por diversos autores en distintas hortalizas como pimiento (Brown *et al.*, 2000; Aguilera-Gómez *et al.* 1999) en el que se produjeron plantas más desarrolladas, con mayor número de hojas, tallos y una mayor producción de frutos.

Cuadro 7. Efecto de biofertilizantes microbianos y fertilización química en el número de hojas y racimos florales de plantas de tomate cherry en condiciones de casombra, en tres fechas de muestreo.

Tratamientos	30 ddt		60 ddt		90 ddt	
	Numero Hojas Activas	Numero Racimos Florales	Numero Hojas Activas	Numero Racimos Florales	Numero Hojas Activas	Numero Racimos Florales
	Fert. Química	16.67ab	4.09c	19.50	2.08	20.16bc
<i>Azospirillum</i>	17.21a	4.22ab	20.00	2.25	20.79ab	2.12
<i>Glomus</i>	16.58ab	4.12bc	19.25	2.21	20.37bc	2.16
Az+GI SA	16.58ab	4.07c	19.66	2.25	19.91c	2.33
Az+GI+2A	16.50ab	3.56d	19.37	2.29	21.37a	2.33
AZ+GI+2Az	16.66ab	3.57d	19.83	2.12	20.20bc	2.21
Az+GI+2GI	16.62ab	4.28a	19.62	2.33	21.12a	2.29
DMS ^{0.05}	0.69	0.12			0.72	

ddt = días después del trasplante. Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* mas dos aplicaciones del mismo; Az+GI+2Az = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* mas dos aplicaciones de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.2.4 Diámetro del Tallo y Número de Entrenudos

A los 30 y 90 ddt la fertilización química, *A. brasilense* y *G. intraradices* no afectaron el diámetro de tallo, pero a los 60 ddt estos microorganismos y la fertilización sintética tuvieron un efecto altamente significativo ($P \leq 0.01$) en este parámetro (Cuadro 8). Sin embargo, el número de entrenudos no fue influenciado por los biofertilizantes ni por el fertilizante químico a los 30 y 60 ddt, mientras que a los 90 ddt la aplicación de NPK si tuvo efectos significativos ($P \leq 0.05$) en el número de entrenudos por planta (Cuadro 8).

En el Cuadro 9 se presenta el diámetro de tallo y numero de entrenudos, en donde se observa que a los 60 ddt las plantas fertilizadas químicamente fueron las de mayor aumento en el diámetro de tallo (1.35 cm). Sin embargo, la inoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices* promovieron las plantas en

promedio 1.33 cm, pero la coinoculación con Az+Gl+2Gl esta fue de solo 1.31 cm. El resto de las coinoculaciones (Az+Gl SA, Az+Gl+2A y Az+Gl+2Az) originaron las plantas en promedio 1.25 cm de diámetro de tallo.

A los 90 ddt el número de entrenudos por planta que fueron tratadas con la fertilización química fue en promedio 18.6. Sin embargo, la coinoculación Az+Gl+2A promovió plantas con mayor numero de entrenudos con 19.9, seguida con las coinoculadas Az+Gl+2Gl (19.5) y la inoculadas a base de *A. brasilense* (19.0). Plantas inoculadas con *G. intraradices* tuvieron solo 18.9 entrenudos, mientras que en las coinoculadas con Az+Gl SA y Az+Gl+2Az en promedio produjeron 18.5 entrenudos.

Cuadro 9. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en el diámetro del tallo y número de entrenudos de plantas de tomate cherry en condiciones de casahuate, en tres fechas de muestreo.

Tratamientos	30 ddt		60 ddt		90 ddt	
	Diámetro Tallo (cm)	Número de entrenudos	Diámetro Tallo (cm)	Número de entrenudos	Diámetro Tallo (cm)	Número de entrenudos
Fert. Química	1.14	15.79	1.35a	17.95	1.54	18.62cd
<i>Azospirillum</i>	1.11	15.87	1.32a	18.04	1.47	19.04bc
<i>Glomus</i>	1.08	15.33	1.33a	17.45	1.43	18.92bcd
Az+Gl SA	1.07	15.66	1.26bc	17.87	1.46	18.49cd
Az+Gl+2A	1.08	15.58	1.23c	17.66	1.48	19.91a
Az+Gl+2Az	1.11	15.24	1.25c	18.12	1.45	18.45d
Az+Gl+2Gl	1.09	15.71	1.31ab	18.04	1.51	19.46ab
DMS ^{0.05}			0.05			0.58

Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* mas dos aplicaciones del mismo; Az+Gl+2Az = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* mas dos aplicaciones de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = Coinoculación *A. brasilense*+*G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

El aumento del número de entrenudos y diámetro de tallo puede ser atribuido a que los microorganismos que se emplearon le facilitaron a la planta absorber mayor cantidad de agua y nutrientes, así como la producción de fitohormonas.

De acuerdo con (Sarabia *et al.*, 2010 y Chanway, 1997) reportan que los microorganismos aumentan la penetrabilidad de la raíz que ayuda a una mayor captación de nutrientes. Las plantas de tomate inoculadas con *A. brasilense* y *A. choococcum* mostraron diámetro del tallo similar a la de las plántulas que recibieron solamente la fertilización mineral (Hernández y Chailloux, 2004).

4.2.5. Racimos con Fruto y Frutos por Racimo

Estas variables no fueron afectadas a los 30, 60, 90 ddt por los biofertilizantes microbianos y la fertilización química, ya que no se encontraron diferencias significativas en dichos parámetros (Cuadro 10). Esto es un indicador de que tanto la fertilización química y la inoculación a base rizobacteria y micorriza promueven una respuesta similar la planta en cuanto a número de frutos por racimo y racimos con fruto.

4.2.6. Biomasa seca

La inoculación y coinoculación de *A. brasilense*, *G. intraradices* y la fertilización química empleadas en plantas de tomate cherry tuvieron un efecto altamente significativo ($P \leq 0.01$) en la producción de biomasa seca de hojas, tallos, frutos y plantas a los 30, 60 y 90 ddt (Cuadros 11, 12 y 13, respectivamente).

En la Figura 13 se ilustra que a los 30 ddt la fertilización química afectó la biomasa seca de hojas, produciendo en promedio 15.79 g por planta. Mientras que *A. brasilense*, *G. intraradices* y Az+Gl+2Gl fueron los que promovieron mayor biomasa seca de hoja (17.6, 17.4 y 17.9 g por planta respectivamente). Con Az+Gl SA, Az+Gl+2A y Az+Gl+2Az la biomasa fue de solo 16.8 g. La biomasa seca de tallo fue aumentada (17.0 g) en las plantas fertilizadas químicamente, mientras que *A. brasilense*, *G. intraradices*, Az+Gl SA y Az+Gl+2Az la incrementaron en promedio 17.0 g; sin embargo, con Az+Gl+2A el aumento fue de solo 16.1 g. Por lo tanto, la mayor producción de biomasa seca de tallo fue obtenida con las plantas coinoculadas a base de Az+Gl+2Gl.

La fertilización química y Az+Gl+2A promovieron la producción de biomasa seca total por planta de en promedio 32.7 g. Mientras que *A. brasilense*, *G. intraradices*, Az+Gl SA y Az+Gl+2Az aumentaron la biomasa de las plantas en promedio 34.8 g, mientras que con Az+Gl+2A esta fue de sólo 32.7 g. La coinoculación a base de Az+Gl+2Gl fue la que indujo las plantas con una mayor biomasa seca total (35.7 g). Se pudo observar que en general, las plantas inoculadas y coinoculadas promovieron mayor biomasa seca de hoja que de tallo en comparación con las fertilizadas químicamente.

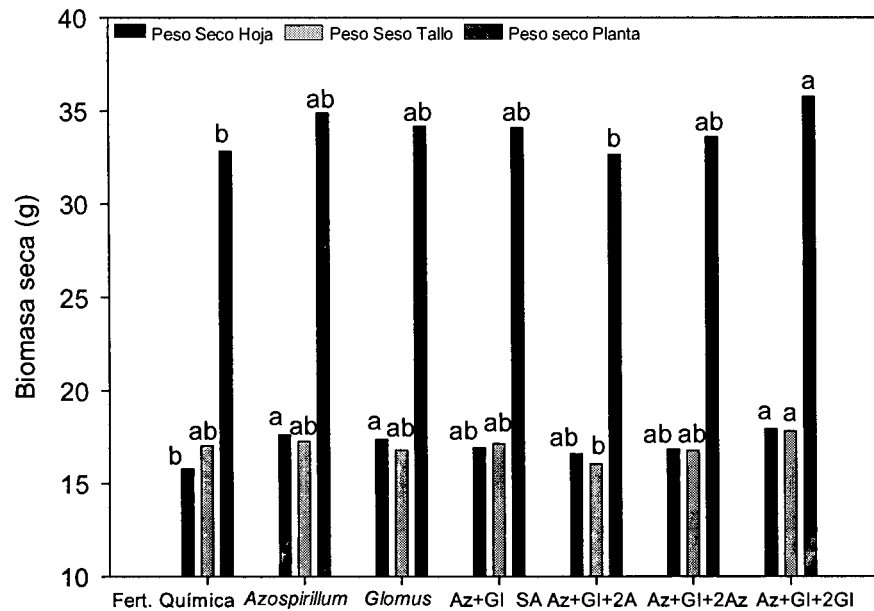


Figura 13. Efecto de biofertilizantes y fertilización química a los 30 ddt en la producción de materia seca de hojas, tallos y plantas de tomate cherry en condiciones de casahuate. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

La Figura 14 muestra la producción de biomasa seca de hojas, tallos, frutos y plantas a los 60 ddt de las plantas fertilizadas químicamente, inoculadas con *A. brasilense*, *G. intraradices* y las coinoculadas. En esta misma Figura se revela que la fertilización química fue la que produjo las plantas con un menor biomasa seca de hojas (41.0 g). Sin embargo, las que promovieron las plantas con mayor producción de biomasa seca de hoja fueron a base de *G. intraradices* y Az+GI SA (45.4 y 48.4 g, respectivamente). La inoculación a base de *A. brasilense* y las coinoculaciones con Az+GI+2A, Az+GI+2Az y Az+GI+2GI esta fue de solo 39.3 g.

En cuanto a la biomasa seca de tallo, la fertilización química, *A. brasilense* y Az+GI+2GI permitieron que las plantas acumularan en promedio 56.8 g, mientras que las inoculadas y coinoculadas con *G. intraradices* y Az+GI SA fueron superiores al resto de los tratamientos, ya que aumentaron en 62.2 y 61.9 g. Las plantas coinoculadas con Az+GI+2A y Az+GI+2Az causaron menor producción de biomasa seca del tallo con 53.8 g. La fertilización tradicional

afectó la biomasa seca de fruto con 51.2 g, en tanto que, *G. intraradices* promovió plantas con una biomasa de 53.6 g. En plantas inoculadas y coinoculadas con *A. brasilense* y Az+GI+2Az esta fue de solo 49.7 g, seguida con las coinoculaciones Az+GI SA y Az+GI+2A, que produjeron plantas con 47.0 g. Por lo tanto, las plantas coinoculadas con Az+GI+2GI fueron las que produjeron menor biomasa seca de fruto con tan solo 42.3 g.

La biomasa seca total de las plantas fertilizadas químicamente fue de 149.4 g, mientras que en las inoculadas a base de *A. brasilense* fue de 145.9 g. Las que aumentaron la producción de biomasa seca fueron las inoculadas y coinoculadas con *G. intraradices* y Az+GI SA (161.3 y 157.6), sin embargo, Az+GI+2A, Az+GI+2Az y Az+GI+2GI son las que menos indujeron las plantas en la producción de biomasa, reportando en promedio 140.0 g.

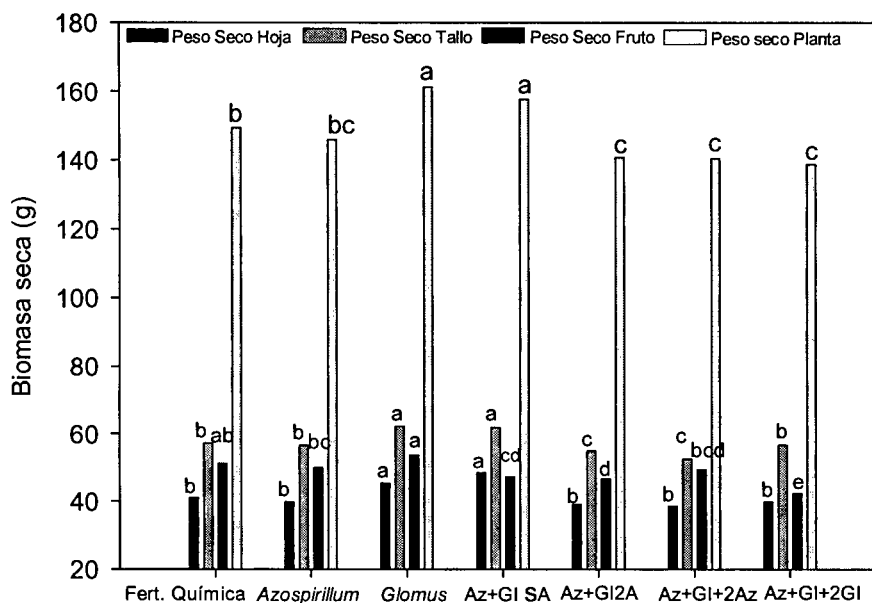


Figura 14. Efecto de biofertilizantes y fertilización química a los 60 ddt en la producción de materia seca de hojas, tallos y plantas de tomate cherry en condiciones de casombrá. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

La Figura 15 representa el muestreo a los 90 ddt y puede observarse que las plantas fertilizadas sintéticamente generaron 75.4 g de biomasa seca de hoja, y solo fueron superadas por las coinoculadas a base de Az+Gl+2A con un incremento de 80.7 g. Mientras que el resto de las plantas inoculadas y coinoculadas fueron estadísticamente iguales. Para la biomasa seca de tallo, la fertilización química, *A. brasilense*, Az+Gl+2Az y Az+Gl+2Gl esta fue de solo 103 g; siendo superados por las plantas coinoculadas con Az+Gl+2A al incrementar hasta 112.7 g de biomasa, sin embargo, *G. intraradices* y Az+Gl SA son las que produjeron las plantas con menor biomasa seca de 92.3 g.

La biomasa seca de fruto fue de en promedio 125.7 g con el uso de fertilizante químico, la inoculación a base *A. brasilense* y la coinoculación con Az+Gl+2Az y Az+Gl+2Gl; este valor fue ampliamente superado por las plantas coinoculadas con Az+Gl+2A al producir 143.5 g de biomasa seca. Con *G. intraradices* y Az+Gl SA esta fue de solo 112.7 g. En general las plantas tratadas más sobresalientes fue con Az+Gl+2A al producir 336.9 g de biomasa seca total. El resto de las plantas inoculadas y coinoculadas a base de biofertilizantes microbianos incluyendo la fertilización química aumentaron en promedio 290.31 g de biomasa seca total de planta.

Los resultados muestran que la bacteria *A. brasilense* y el hongo *G. intraradices* inoculados a la semilla y coinoculados pueden producir las plantas mayor o igual cantidad de materia seca en comparación con las fertilizadas químicamente. Esto puede ser debido a un incremento de la tasa fotosintética, mayor absorción de agua, nutrientes y mayor asimilación de N y P.

Se ha reportado que la inoculación con *A. brasilense* y *A. choococcum* en plántulas de tomate mostraron un aumento entre 12.6 y 51.9% de biomasa seca total al ser comparadas con el testigo (Hernández y Chailloux, 2004). Otras informaciones mencionan que las plantas inoculadas con esta bacteria absorben más rápido minerales de la solución del suelo y consecuentemente, acumulan más materia seca, así como NPK en tallos y hojas (Puente y Peticari, 2006). Los hongos micorrícicos pueden aumentar el crecimiento de plantas y la reproducción mejorando la absorción de nutrientes, especialmente el fósforo en el suelo (Yildiz *et al.*, 2008).

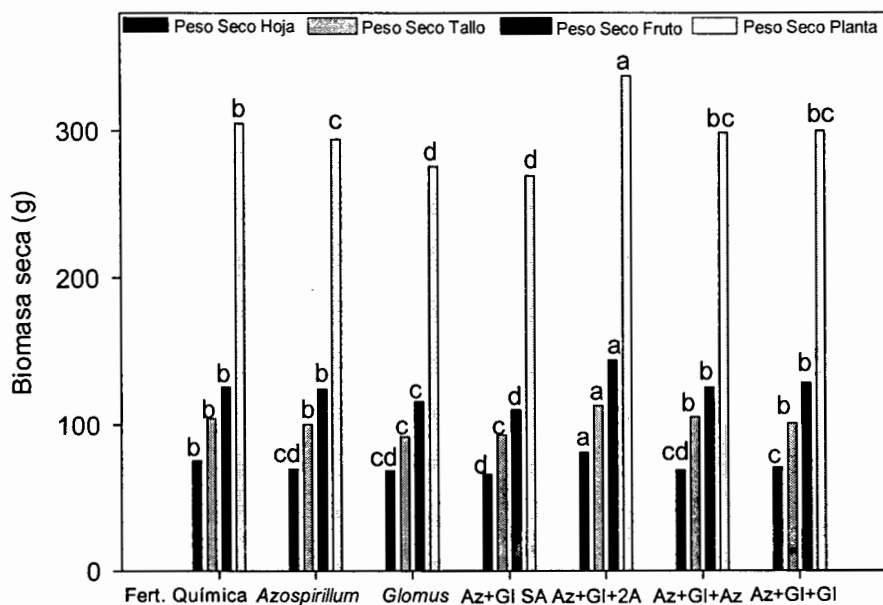


Figura 15. Efecto de biofertilizantes y fertilización química a los 90 ddt en la producción de materia seca de hojas, tallos y plantas de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.2.7. Tasa Relativa de Crecimiento

4.2.7.1. Tasa Relativa de Crecimiento sin Fruto

El uso de biofertilizantes y la fertilización química tuvo un efecto altamente significativo ($P \leq 0.01$) en la tasa relativa de crecimiento (TRC) sin fruto (Cuadro 14). Las plantas inoculadas a base de *G. intraradices* y Az+GI SA fueron las que más incrementaron la con 1.98 g dia^{-1} . Sin embargo, el resto de las plantas inoculadas incluyendo las fertilizadas químicamente promovieron una TRC en promedio 1.93 g dia^{-1} en el periodo de 30-60 ddt (Figura 16). Durante el periodo 60-90 ddt la fertilización química fue la que aumentó las plantas con una TRC de 2.29 g dia^{-1} , además, con la coinoculación Az+GI+2A esta fue mayor (2.33 g dia^{-1}). En general las demás plantas inoculadas fueron inferiores a las fertilizadas químicamente pues produjeron en promedio 2.26 g dia^{-1} (Figura 17). En la Figura 18 se ilustra la TRC durante todo el experimento (30-90 ddt), en donde se observa que las plantas fertilizadas químicamente superó marcadamente a las plantas inoculadas y coinoculadas a base de *A. brasilense*

y *G. intraradices* al incrementar este valor hasta 2.23 g día^{-1} , a excepción de las plantas coinoculadas a base de Az+Gl+2A que produjo en promedio 2.33 g día^{-1} .

Esto significa que en general las plantas tratadas con la fertilización química son más eficientes en cuanto a la producción de biomasa por día. Sin embargo, las plantas inoculadas no necesariamente están en desventaja al tener una menor producción de biomasa, ya que estas plantas inoculadas obtuvieron un mayor rendimiento.

Algunos reportes mencionan que la TRC acumulado de tallo de chirimoya fue significativamente mayor en los tratamientos *Glomus* Zac-19 y en el *Glomus* Zac-19 más la aplicación del fertilizante orgánico; este último presentó un incremento de 27% en comparación con el *Glomus* mas fertilización mineral (Manjarrez-Martínez *et al.*, 2005). Otros señalan que la producción de tomate inoculado con *G. etunicatum* y *G. intraradices* reportaron una TRC de $7.34 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ (Oseni *et al.*, 2010).

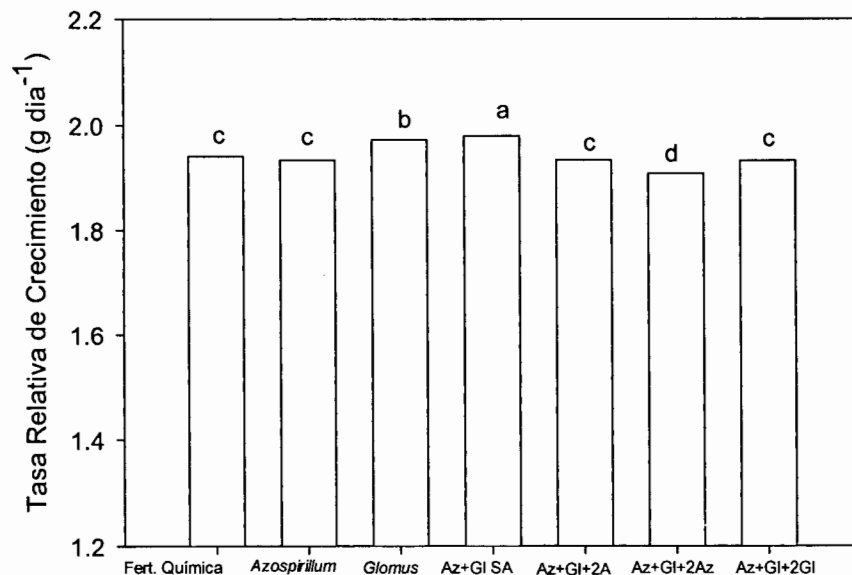


Figura 16. Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-60 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casombrá. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

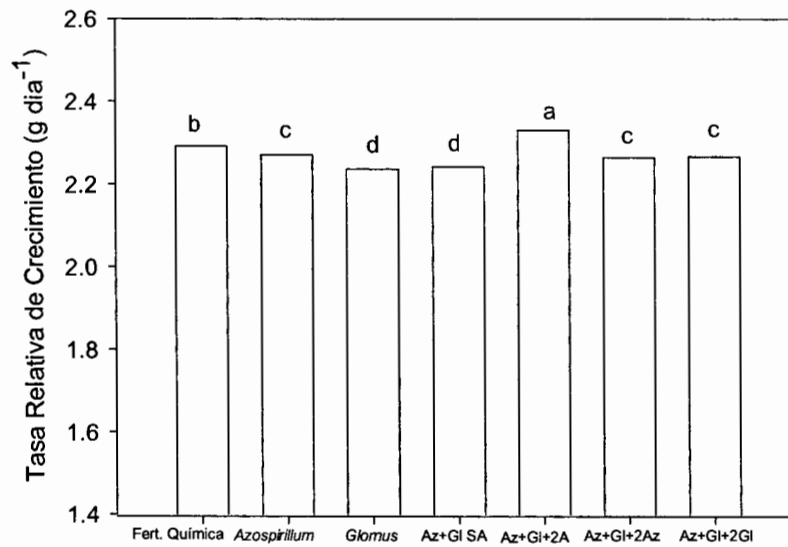


Figura 17. Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 60-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasonbra. Las letras a, b, c y d son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

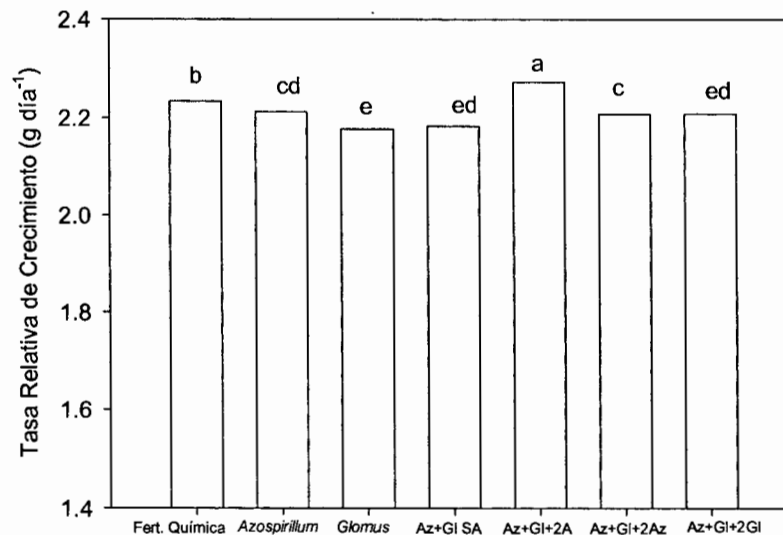


Figura 18. Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasonbra. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.2.7.2. Tasa Relativa de Crecimiento con Fruto

La tasa relativa de crecimiento con fruto fue influenciada por la inoculación con *A. brasilense*, *G. intraradices* y la fertilización química ya que se encontraron diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) (Cuadro 15). La Figura 19 (30-60 ddt) indica que las plantas tratadas con *G. intraradices* y Az+GI SA fueron las que promovieron mayor TRC en promedio 2.14 g día^{-1} , mientras que las plantas fertilizadas químicamente aumentó en solo 2.12 g día^{-1} . El resto de las plantas inoculadas incrementaron en menor proporción la TRC (2.10 g día^{-1}) en comparación con las plantas fertilizadas sintéticamente.

La Figura 20 (60-90 ddt) presenta el incremento de la TRC en donde observa las plantas fertilizadas químicamente, y las inoculadas *A. brasilense*, Az+GI+2Az y Az+GI+2GI incrementaron una TRC en promedio 2.41 g día^{-1} . Mientras que *G. intraradices* y Az+GI SA esta fue de solo 2.36 g día^{-1} . Ambos fueron ampliamente superados por las plantas coinoculadas con Az+GI+2A al aumentar 2.46 g día^{-1} . Dicho incremento representa un 2% en comparación con las plantas fertilizadas químicamente.

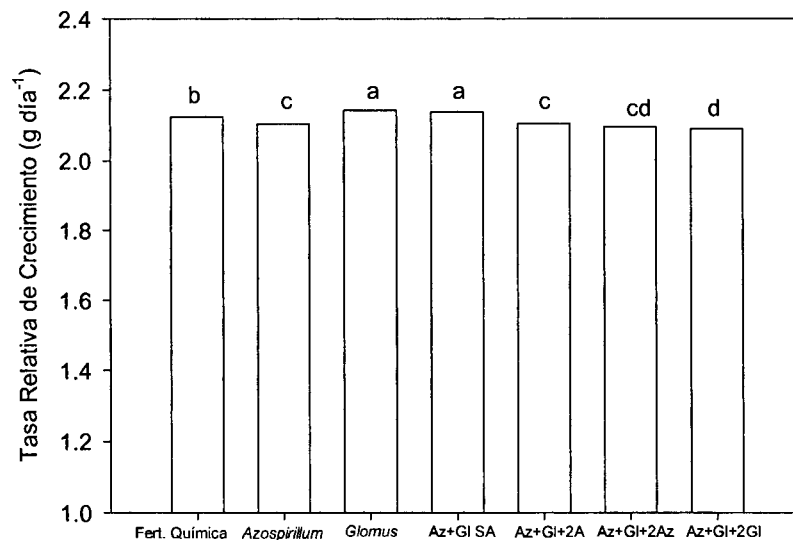


Figura 19. Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-60 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casombrá. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* más dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* más dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* más dos aplicaciones de *G. intraradices*.

La TRC final (30-90 ddt) se muestra en la Figura 21, en donde se observa que ligeramente las plantas fertilizadas químicamente superan a las plantas inoculadas al producir 2.46 g día^{-1} , a excepción de las coinoculación Az+GI+2A pues este indujo las plantas en promedio 2.50 g día^{-1} .

Este resultado indica que las plantas con inoculación a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* en general puede producir las misma biomasa que las plantas fertilizadas químicamente. Esto puede ser debido a que los microorganismos le faciliten a las plantas una mayor absorción de nutrientes, agua, N, P, K y una mayor actividad fotosintética. Algunos reportes mencionan que *Azospirillum* es una rizobacteria promotora de crecimiento vegetal capaz de colonizar la raíz y estimular el crecimiento de las raíces, mejorando así la absorción de minerales y agua por las plantas (Puente *et al.*, 2009). De acuerdo con Lerner y colaboradores (2006) reportan que *A. brasilense* ha demostrado que mejora el desarrollo y crecimiento de las plantas debido a la producción de auxinas, citoquininas y giberelinas. Además, la función de los hongos micorrícicos arbusculares es incrementar la adquisición de nutrimentos que no están disponibles para las plantas, principalmente P y N (Harris-Valle *et al.*, 2009), Oseni *et al.* (2010) indican que la producción de tomate inoculado con los hongos *Glomus etunicatum* y *G. intraradices* reportaron un mejor rendimiento debido a que obtiene un aumento en la tasa relativa de crecimiento ($7.34 \text{ mg g}^{-1} \text{ día}^{-1}$).

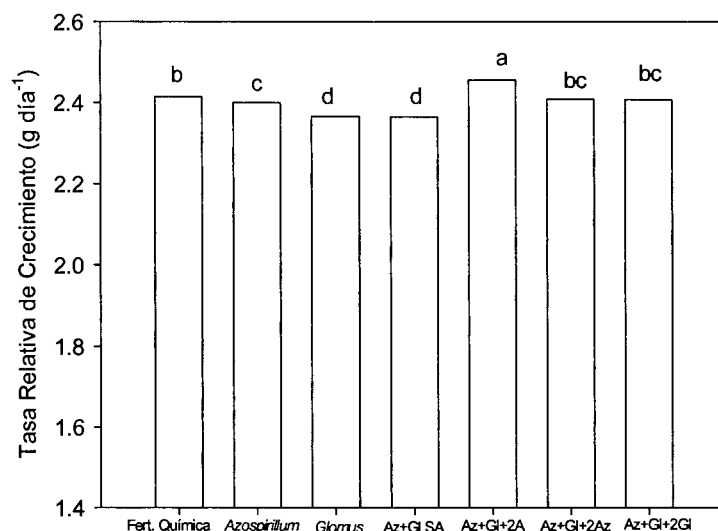


Figura 20. Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 60-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasonbra. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

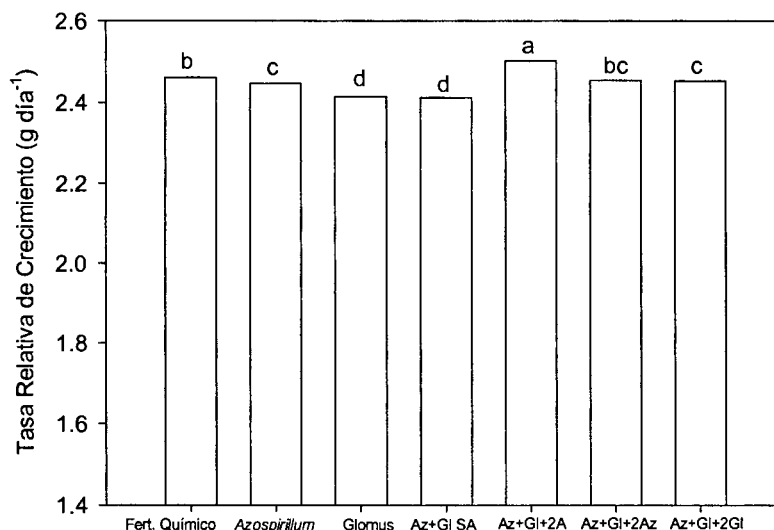


Figura 21. Efecto de biofertilizantes y fertilización química durante el período 30-90 ddt en la tasa relativa de crecimiento de tomate cherry en condiciones de casasonbra. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.2.8. Relación Área Foliar/Rendimiento

Las plantas tratadas con fertilizantes sintéticos, inoculadas con *A. brasilense* y *G. intraradices* fueron afectadas significativamente ($P \leq 0.01$) en la variable relación área foliar/rendimiento (Cuadro 16). Las plantas fertilizadas sintéticamente fueron en las que se requiere mayor área foliar de 5,550 cm² para producir un kilogramo de fruto comercial, sin embargo, las plantas inoculadas y coinoculadas con *G. intraradices* y Az+Gl+2A demandan en promedio 5,283 cm², seguida de *A. brasilense* y Az+Gl SA con 4,980 cm². Finalmente las coinoculaciones Az+Gl+2Az y Az+Gl+2Gl fueron las que indujeron las plantas que necesitan menos área foliar (4663.5 cm²) para producir un kilogramo de rendimiento por planta (Figura 22).

En general, este índice sugiere que las plantas inoculadas son más eficientes en el uso de área foliar pues para producir fruto requieren menor superficie fotosintética.

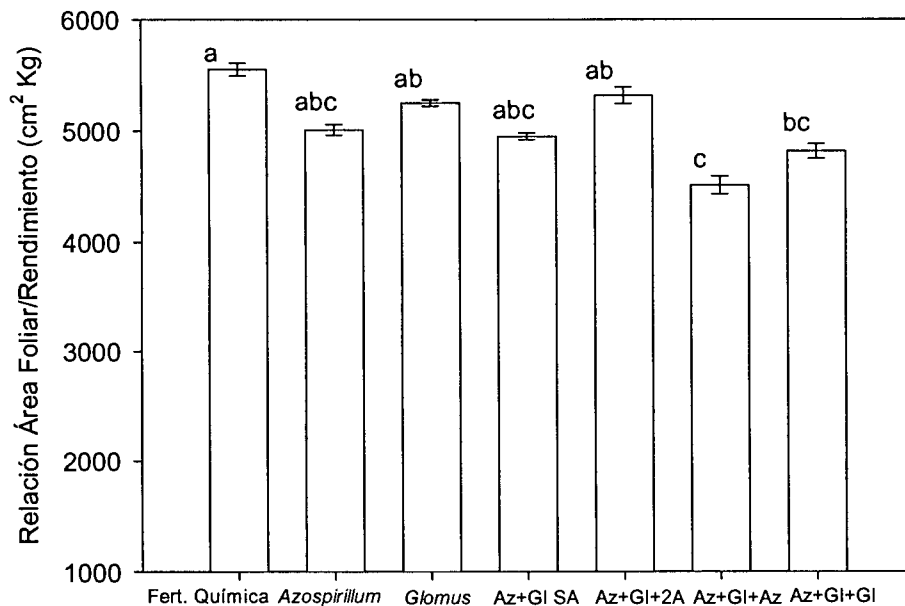


Figura 22. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en la relación área foliar/rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasaombra. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

Algunos reportan lo contrario a lo obtenido en este trabajo de investigación. Huez-López *et al.* (2011) mencionan que el cultivo de chile cv. Sandia fertilizadas a base de nitrógeno inorgánico (Nitrato de amonio) produjo menor área foliar que las plantas fertilizadas con nitrógeno orgánico (extraído de residuos de zacate), y que las plantas fertilizadas orgánicamente obtuvieron mayores rendimientos.

4.2.9. Índice de Cosecha

La inoculación a base de biofertilizantes microbianos y la fertilización sintética afectaron significativamente ($P \leq 0.01$) el índice de cosecha (Cuadro 16). La Figura 23 muestra en general que las plantas inoculadas son más eficaces en la partición de fotosintatos ya que por cada kilogramo de materia seca producen en promedio 19.3 Kg de fruto, a excepción de las plantas coinoculadas con Az+Gl+2A y Az+Gl+2Gl que produjeron la misma cantidad que las plantas fertilizadas sintéticamente (16.3 Kg).

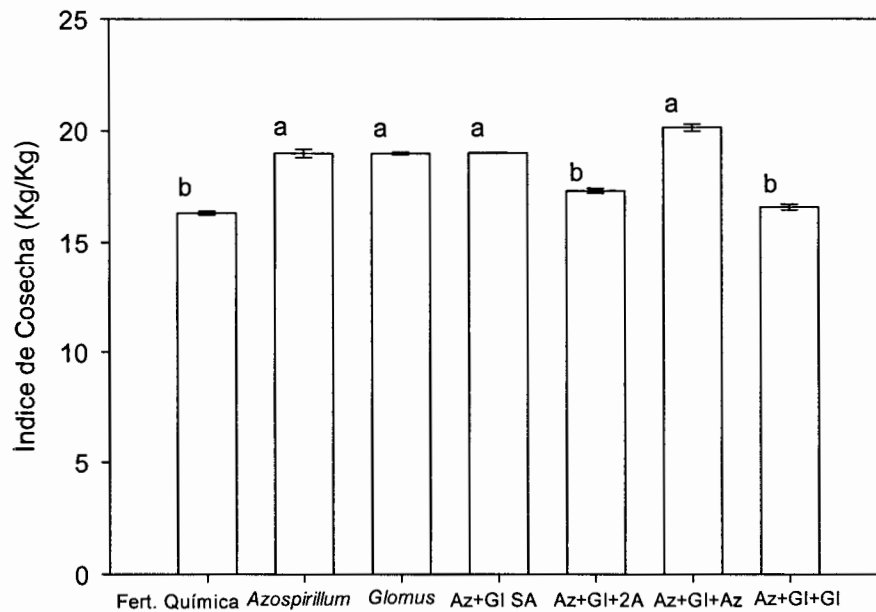


Figura 23. Efecto de biofertilizantes y fertilización química en el índice de cosecha de tomate cherry en condiciones de casahuate. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

Esto sugiere que en las plantas inoculadas la traslocación de fotosintatos es principalmente hacia el órgano reproductor, lo que eleva el rendimiento. Estos datos también confirman lo mencionado anteriormente que las plantas inoculadas requieren menor superficie de área foliar para producir un kilogramo de fruto comercial. De acuerdo con Gur *et al.* (2010) el índice de cosecha se ha tomado como una medida de la eficiencia en la partición de fotosintatos asimilados a la parte del producto cosechable. Otros reportan que con la aplicación de altos niveles de fósforo en el cultivo de maíz aumentó el índice de cosecha que podría deberse a un aumento en el rendimiento y de los componentes del rendimiento (Amanullah *et al.*, 2010).

4.3. Parámetros Fisiológicos

4.3.1. Contenido Relativo de Clorofila

El contenido relativo de clorofila (CRC) en la hoja vieja (HV) no fue influenciado con el uso de fertilizantes químicos, con la inoculación a base de la bacteria *A. brasilense* ni del hongo *G. intraradices*, ya que no se encontraron diferencias significativas. Sin embargo, las hojas maduras (HM) y hojas jóvenes (HJ) sí reportan diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) por los tratamientos aplicados en el interior de la casahuate (Cuadro 17).

La Figura 24 muestra que las plantas fertilizadas químicamente y las inoculadas con rizobacteria y la micorriza reportaron un valor promedio de 47.2 de índice de clorofila de la HM, a excepción de Az+Gl+2Gl fue la que aumentó el índice a 48.3. Sin embargo, en cuanto al CRC de la HJ se observó que las plantas fertilizadas químicamente, inoculadas con *A. brasilense*, Az+Gl+2Az y Az+Gl+2Gl, incrementaron este valor hasta 49.2. El resto de las plantas inoculadas fueron ligeramente inferiores, ya que el CRC disminuyó a 48.2.

El CRC en las hojas de las plantas inoculadas que igualó a los fertilizados químicamente se debió posiblemente a que los microorganismos benéficos que se emplearon le facilitaron a las plantas la absorción y asimilación la misma cantidad de nitrógeno, magnesio y hierro; ya que el CRC está linealmente relacionado con el estado nutricional de la planta a través del contenido de estos nutrientes. Se ha reportado que el contenido de nitrógeno está estrechamente correlacionado con el contenido de clorofila en las hojas (Karele, 2002; Shadchina y Dmitrieva, 1995; Fox *et al.*, 1994). Otros mencionan

que el contenido de clorofila en la hoja proporciona información valiosa sobre el estado fisiológico de las plantas (Gitelson *et al.*, 2003). Además, la clorofila es un componente principal de la fotosíntesis (Manrique-Reol, 2003). El trabajo de Elorza-Martínez *et al.*, (2007) reportó que en el cultivo de vainilla se observó que el mayor contenido de clorofila se produjo en plantas bajo el sistema de casasombra. Otros reportes mencionan que la inoculación con *G. intraradices* en plántulas de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.), presentaron mayor contenido de clorofila en las hojas, además el contenido de nitrógeno foliar fueron incrementados significativamente en las plantas inoculadas (Manjarrez-Martínez *et al.*, 2005). En cuanto al CRC mencionan que es un componente esencial para la fotosíntesis y su contenido en las hojas de las plantas es un indicador de su capacidad fotosintética (España *et al.*, 2010).

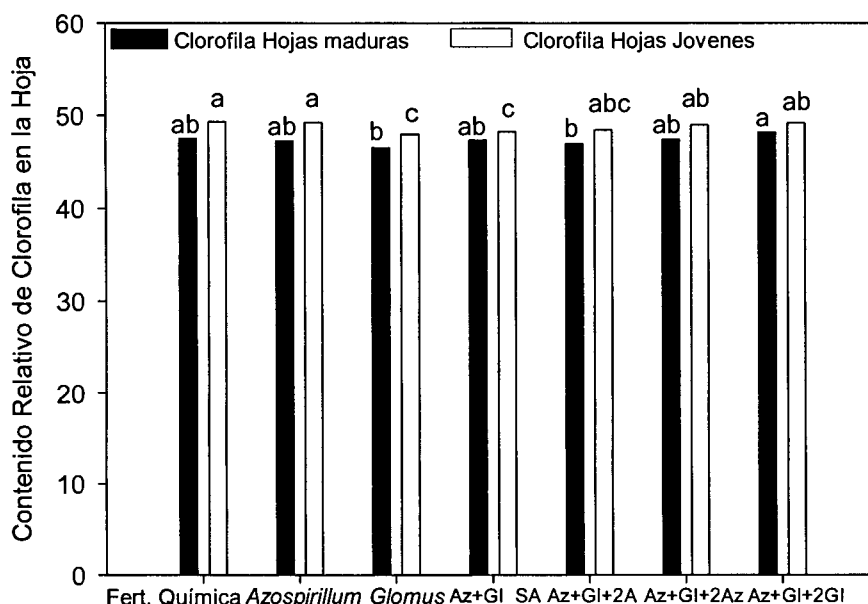


Figura 24. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el contenido relativo de clorofila foliar en tomate cherry bajo condiciones de casasombra. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.3.2 Tasa Fotosintética Diurna

La tasa fotosintética diurna fue influenciada con la fertilización química y con la inoculación a base de bacteria y hongo, principalmente a las 8 y 10 h en donde se encontraron diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$). Durante el resto de los muestreos (6, 12, 14, 16, 18 y 20 h) no se encontraron diferencias significativas (Cuadro 18).

El modelo estimado para la tasa fotosintética diurna, el cual presenta una tendencia de campana, fue determinada con la función de Log Normal de 4 parámetros (Figura 25). En este gráfico se aprecia que la tasa fotosintética a las 8 h fue mayor en las plantas coinoculadas a base de *A. brasilense* + *G. intraradices* con $7.53 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, mientras que las fertilizadas químicamente reportó solo $4.23 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Esto representa una diferencia 78% superior en las plantas inoculadas comparadas con las fertilizadas sintéticamente. Sin embargo, entre las 10 y 11 h las plantas inoculadas tuvieron una máxima tasa fotosintética de $16.50 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y las plantas fertilizadas químicamente $13.69 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (esto representa 20% mayor actividad fotosintética en las plantas de tomate inoculadas que las fertilizadas químicamente). El resto de las horas de la tarde, como se ilustra en la Figura 25, fue igual la tasa fotosintética en las plantas inoculadas y fertilizadas. Asimismo, se aprecia que las plantas inoculadas desde las 7 h hasta las 12 h tienen una mayor tasa fotosintética comparada con las plantas fertilizadas químicamente.

El efecto de una alta tasa fotosintética en plantas inoculadas durante una buena parte del día puede atribuirse a que *A. brasilense* y *G. intraradices* favorecen la absorción y asimilación de N y P, en donde el N es el principal componente de la síntesis de pigmentos (clorofila), mientras que el P es fundamental para el transporte de energía para la actividad fotosintética, además de que se tuvo una adecuada concentración de CO_2 en el interior de la casahombra (Figura 8). Algunos autores también han reportado que la inoculación por separado de *G. intraradices* y *A. brasilense* presentó efectos positivos en la tasa fotosintética de plantas de tomate de cáscara, esto en comparación con el tratamiento no inoculado; lo anterior se atribuyó a que la bacteria aportó N a través de la fijación biológica y el hongo facilitó la absorción de P por la planta (Velasco *et al.*, 2001). Otros reportes indican que el hongo micorrízico *G. clarum* mejoró la actividad fotosintética en plantas de tomate cv.

Amalia bajo estrés hídrico y sin estrés. Este aumento en la fotosíntesis se asoció a los mayores valores de conductividad hidráulica radicular, lo que sugiere que esa micorriza mejoró la absorción de agua en condiciones de sequía (Dell'Amico *et al.*, 2002).

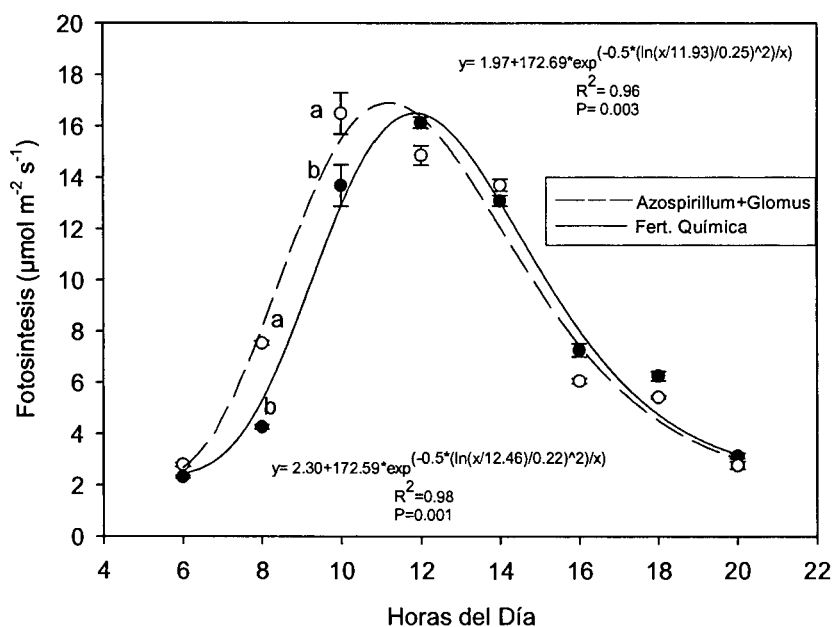


Figura 25. Efecto de la biofertilización con *A. brasilense*, *G. intraradices* y fertilización química, en la tasa fotosintética de tomate cherry en casasombra. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

4.3.3. Conductancia Estomática Diurna

La fertilización química y la inoculación a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* afectó significativamente ($P \leq 0.05$) la conductancia estomática principalmente a las 10 y 11 h. Sin embargo, durante el resto del día no influyó claramente, ya que no se detectaron diferencias significativas (Cuadro 19).

El modelo que se utilizó para describir el comportamiento de la conductancia estomática, fue el Log Normal de 4 Parámetros en las plantas inoculadas, mientras que para las plantas fertilizadas químicamente fue el Gaussian de 4 Parámetros (Figura 26). Este gráfico muestra que a las 10 h las plantas biofertilizadas tuvieron un valor máximo en la conductancia estomática de 1.42 cm s^{-1} , mientras que en las plantas fertilizadas químicamente este valor fue de 1.13 cm s^{-1} . Lo que representa un 25% de mayor apertura en las células guarda, en comparación con los estomas de las plantas fertilizadas químicamente. En forma general la Figura 26 muestra que durante todo el día,

a excepción de las 6 h las plantas inoculadas fueron superiores a las que recibieron la fertilización química.

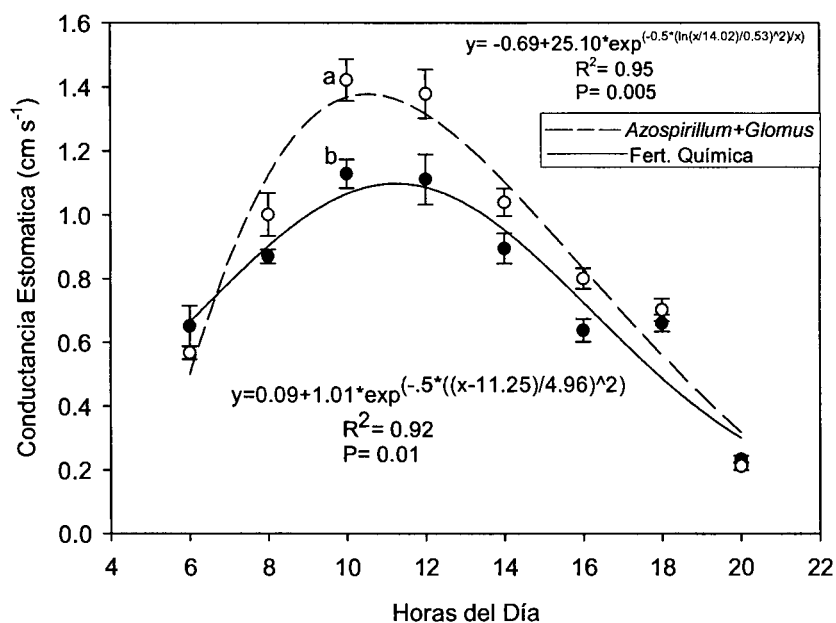


Figura 26. Efecto de la biofertilización y fertilización química, sobre la conductancia estomática de tomate cherry en condiciones de casasaombra. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

Esta respuesta puede ser debida a que las plantas inoculadas absorben una mayor cantidad de agua, nutrientes como NPK, lo que favorece el intercambio gaseoso (O₂ y CO₂). Estos resultados concuerdan con lo señalado por Hajiboland *et al.* (2010) quienes encontraron un aumento de la conductancia estomática en tomate y a la vez detectaron que se mejoró la tasa de asimilación neta y los procesos fotosintéticos; esto al protegerse el fotosistema II frente al efecto adverso de la salinidad elevada en presencia de *G. intraradices*. Por otro lado, en el cultivo de arroz la colonización con micorriza aumentó la conductancia estomática cuando se asoció con *A. brasilense*, ya que incrementó este parámetro 80% en condiciones de sequía y 35% bajo riego normal; lo anterior en comparación con las plantas inoculadas con micorrizas (Ruíz-Sánchez *et al.*, 2011). Además, la apertura estomática es inducida por las bajas concentraciones de CO₂, alta intensidad lumínica y alta humedad. Mientras que el cierre de estomas es promovido por alta

concentración de CO₂, sequía, oscuridad y la hormona ácido abscísico (Outlaw, 2003).

4.3.4. Concentración de CO₂ Intracelular Diurna

La fertilización tradicional, así como la biofertilización con *A. brasilense* y *G. intraradices* no afectaron la concentración de CO₂ intracelular diurna al no encontrar diferencias significativas (Cuadro 20), a excepción de las 6 h en donde se encontraron diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$). El modelo considerado para la concentración de CO₂ intracelular fue determinado con la función de Log Normal de 4 parámetros (Figura 27), el cual muestra que a las 6 h la concentración de CO₂ intracelular es mayor en las plantas tratadas con fertilizante químico (1448 ppm), mientras que las plantas coinoculadas reportaron una concentración de 1201 ppm. Durante el resto del día se mantuvo una tendencia semejante de la disminución de la concentración de CO₂ intracelular; tanto con las plantas fertilizadas químicamente, como con las biofertilizadas, sin embargo, a las 8 h se redujo a 1078 ppm y a partir de las 10 h y hasta las 14 h decreció a 356 ppm en las plantas fertilizadas químicamente, mientras que en las plantas inoculadas con *A. brasilense* y *G. intraradices* fue de 396 ppm; la diferencia entre las concentraciones de CO₂ representa un diferencial de 11% a favor de las plantas coinoculadas con *A. brasilense* y *G. intraradices*.

De las 14 h en adelante este valor empezó a incrementarse hasta las 20 h cuando alcanzó un valor de 876 ppm. La disminución de la concentración de CO₂ intracelular de las 8 a 14 h, es debido que la radiación PAR empieza aumentar y las plantas comienzan a fotosintetizar, teniendo además una mayor apertura de estomas que facilitan el intercambio gaseoso entre la atmosfera externa y el mesofilo. El incremento del mismo después de las 14 horas puede ser debido a que se mantiene la respiración celular y a la disminución de radiación, así como a la disminución de la conductancia estomática. Algunos autores reportan que en el cultivo de lechuga la asimilación fotosintética de CO₂ y la conductancia estomática se incrementaron con el aumento de la radiación PAR; por otro lado, al incrementar la concentración de CO₂ en la zona radicular se provocó un cierre parcial de estomas. La mayor conductancia

estomatosa y máxima asimilación de CO₂, se correlacionaron negativamente con la temperatura del aire (He *et al.*, 2010).

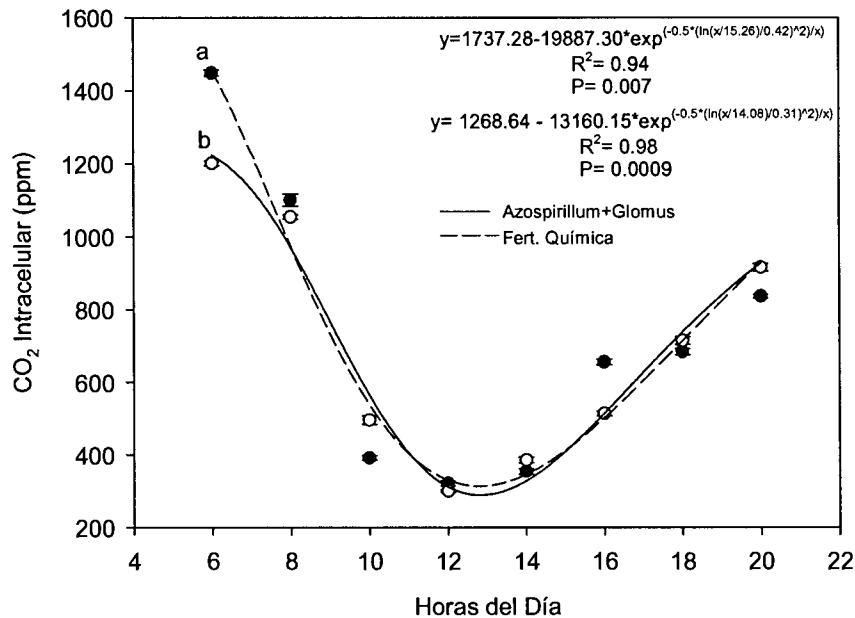


Figura 27. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de CO₂ intracelular en hojas de tomate cherry en condiciones de casombrera. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

4.3.5. Temperatura de Hoja Diurna

Los tratamientos en estudio no afectaron la temperatura de las hojas (TH), ya que no se encontraron diferencias significativas (Cuadro 21). El modelo que se estimó para la TH fue determinado con la función de Log Normal de 4 parámetros (Figura 28).

El comportamiento de la TH fue similar tanto en las plantas fertilizadas químicamente como en las biofertilizadas, en ambos empezó a incrementar hasta alcanzar el punto máximo a las 13 h con 33°C a partir de esta hora empieza a disminuir hasta 26.7°C en la última lectura que se tomó a las 20 h.

El aumento en la TH es debido al incremento de la radiación incidente y a una mínima o nula velocidad del viento en el interior de la casombrera. La máxima TH se alcanzó cuando la radiación era de 785.6 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, disminuyendo la TH en relación directa con la disminución de la radiación incidente aunque también la tasa de transpiración debe de haber contribuido a reducir la temperatura del follaje.

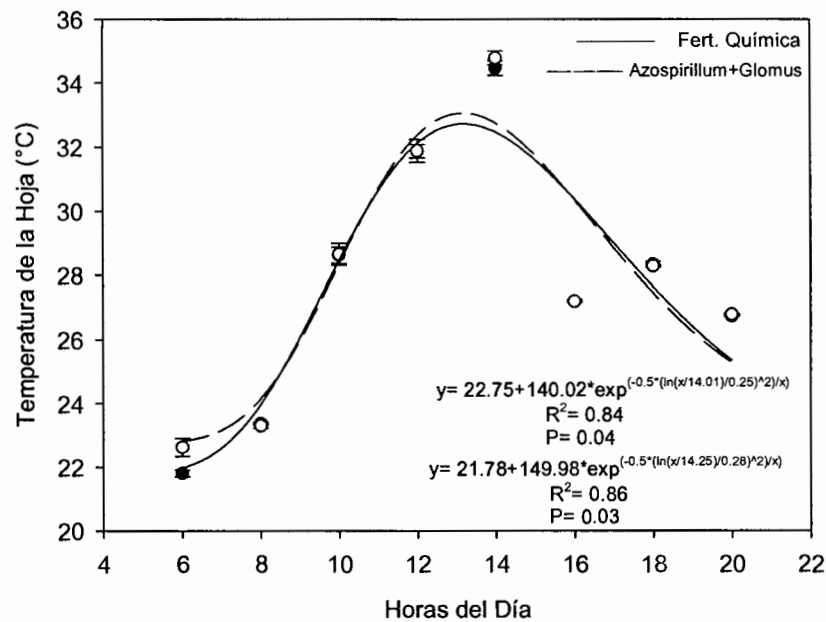


Figura 28. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la temperatura de hojas en hojas de tomate cherry en condiciones de casacombrá.

La alta temperatura de la hoja puede afectar directamente la actividad fotosintética, ya que puede provocar el cierre de los estomas; lo cual incide disminuyendo el crecimiento y desarrollo de la planta de tomate. Para algunos cultivos se ha reportado que la temperatura óptima para fotosíntesis es entre 25-26°C (González *et al.*, 2009). Algunos reportes mencionan que la alta temperatura de la hoja actúa como inhibidor de la fotosíntesis, esto reduce la eficiencia fotosintética y además se producen daños en la membrana fotosintética, dando como resultado un menor crecimiento y desarrollo de la planta (Haldimann y Feller, 2005).

4.3.6. Transpiración Diurna

Estadísticamente la transpiración (TR) no fue afectada significativamente con la fertilización tradicional y con el uso los biofertilizantes. El modelo estimado para la TR diurna fue usada la función Gaussiana de 3 Parámetros en las plantas coinoculadas, mientras que para las plantas fertilizadas tradicionalmente fue Gaussiana de 4 Parámetros.

La Figura 29 muestra que a las 6 h no hay diferencia en la TR de las plantas fertilizadas químicamente y las coinoculadas, mientras, que a las 8 h las plantas coinoculadas tuvo una tasa transpirativa de $7.25 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, en

comparación con las plantas fertilizadas que fue de $5.68 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$; esto representa un 28% de incremento en la TR de las plantas biofertilizadas. A las 14 h se alcanzó una tasa de TR en las plantas coinoculadas de $12.12 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$; mientras que en las plantas fertilizadas químicamente fue de $10.52 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, empesando a disminuir hasta alcanzar un valor mínimo a las 20 h de $2.38 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. En general las plantas coinoculadas manifestaron una tasa transpirativa superior que las plantas fertilizadas tradicionalmente, ya que durante todo el día alcanzaron una mayor tasa de transpiración.

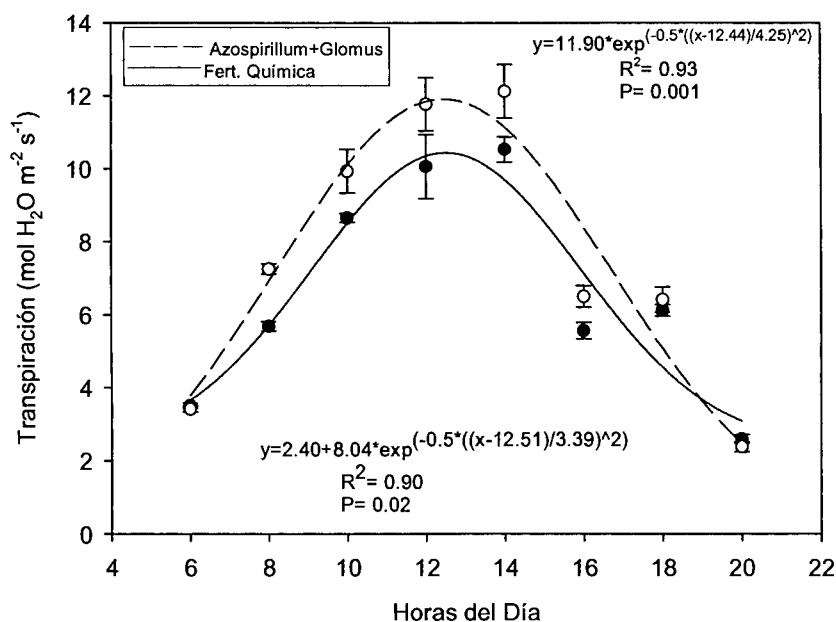


Figura 29. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la transpiración en hojas de tomate cherry en condiciones de casasombra.

El aumento de la transpiración en las plantas coinoculadas puede ser debido que los microorganismos ayudan a la planta promoviendo una mayor absorción de agua y también debido a una mayor apertura estomática (Figura 26). Esto le permite a la planta que tenga una mayor fotosíntesis e intercambio de gases. Algunos reportes de la inoculación con micorrizas arbusculares en cítricos, señalan que las plantas inoculadas tuvieron mayor transpiración que las plantas no inoculadas bajo condiciones adecuadas de riego (Fidelibus *et al.*, 2001). Otros autores reportan que la inoculación de *Glomus* en lechuga cv. Romana tuvo una mayor eficiencia de transpiración y conductancia estomática (Ruiz-Lozano *et al.*, 1995). Por su parte Thongbai *et al.* (2010), señalan que la

tasa de transpiración de las plantas de tomate aumentó con una mayor circulación de aire y disminuyó al aumentar la concentración de CO₂, independientemente de la circulación del aire en invernadero. Por su parte, Jolliet y Bailey (1992) consignan que la radiación solar, el déficit de presión de vapor de agua (DPV) y la velocidad del aire, acrecientan linealmente la tasa de transpiración en plantas de tomate bajo invernadero.

4.3.7. Concentración de N, P, K, Ca y Mg en el Follaje de Tomate

La inoculación a base de *A. brasilense*, *G. intraradices* y la fertilización tradicional provocó un efecto altamente significativo ($P \leq 0.01$) en la concentración de N, P, K, Ca y Mg en el follaje de tomate cherry (Cuadro 23).

4.3.7.1. Concentración de Nitrógeno en Hojas

La mayor concentración de N total se encontró en las hojas de las plantas inoculadas con *G. intraradices*, ya que en promedio reportó 1.97%, seguida por las fertilizadas químicamente con 1.94%. Las plantas coinoculadas tuvieron una concentración de 1.86%, mientras que *A. brasilense* promovió la menor concentración en la hoja (1.70%) de N total (Figura 30). En general los resultados indican que en las plantas biofertilizadas en las que *Glomus* estuvo presente se encontró una concentración similar de N en comparación con las plantas con fertilizante sintético. Además, la coinoculación indica que cuando *G. intraradices* asimila el P permite una adecuada asimilación de éste por la planta, al mismo tiempo ayuda a que absorban más N las plantas; lo cual contribuye a un mayor crecimiento y desarrollo de tomate cherry. Aunque en el presente estudio, la inoculación con *Azospirillum* mantuvo una concentración de N menor que el de las plantas fertilizadas sintéticamente, esto no significa que la bacteria no haya participado en la asimilación del nutriente.

El trabajo de Acebo *et al.* (2007) señala que diversas cepas de *Azospirillum sp.* fueron productoras de compuestos indólicos en un rango de 2.75-8.6 µg. mL⁻¹ y con una capacidad de fijar N de 164.17-384.9 nmol.h⁻¹. 5 mL⁻¹. Resultados de otras investigaciones reportan que la coinoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices* en plantas de tomate de cáscara, se presentaron valores de N en las planta en el rango de 550 a 800 mg planta⁻¹, mientras que el testigo alcanzó un valor de 500 mg planta⁻¹ (Velasco *et al.*, 2001). Otros autores señalan que

las plantas inoculadas con la bacteria *A. brasilense* absorben más rápido minerales de la solución del suelo y consecuentemente, acumulan más materia seca, así como N en tallos y hojas (Puente y Peticari, 2006). La micorriza incrementa considerablemente la asimilación de nutrimentos, pudiendo aportar a la planta hasta 10% de N y 60% de Cu (Morgan *et al.*, 2005; Marschner y Dell, 1994). Por su parte, Velasco *et al.* (2001) reportan que la fijación de N por *A. brasilense* + *G. intraradix* superó a las que no tenían ningún tipo de fertilización en 100%.

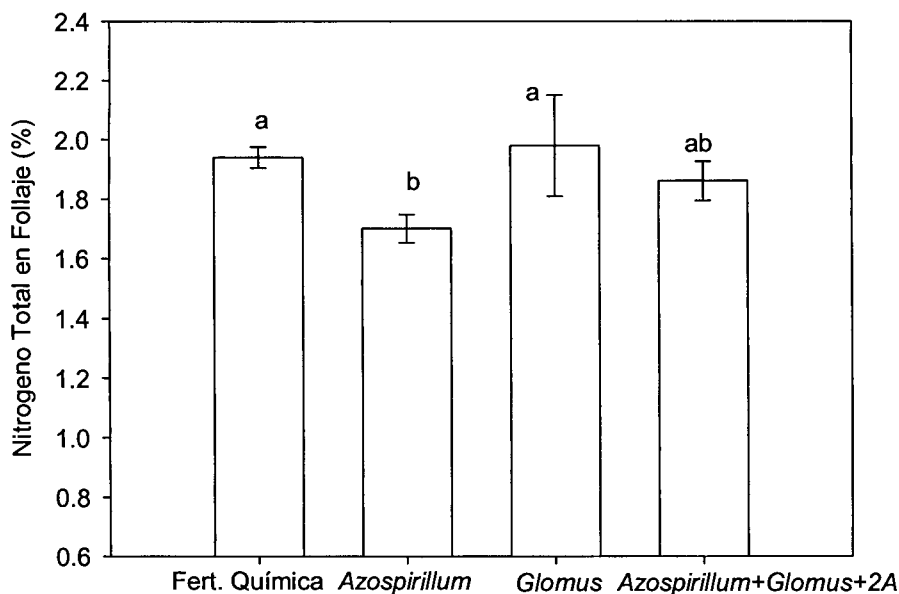


Figura 30. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de N total en hojas de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

4.3.7.2. Concentración de Fósforo en Hojas

La Figura 31 muestra que las plantas inoculadas con *A. brasilense* y las coinoculadas a base de Az+Gl+2A son estadísticamente iguales en la concentración de P en las hojas de las plantas fertilizadas químicamente, sin embargo, *A. brasilense* fue la que indujo mayor concentración de P en la hoja (1,867.50 ppm), mientras que Az+Gl+2A esta fue de 1,788.63 ppm; en la hoja de las plantas fertilizadas químicamente se encontró una concentración de 1,825.97 ppm, siendo la inoculación de *G. intraradices* la que contribuyó en la planta con menor asimilación de P, ya que solo se encontró una concentración

de 1,603 ppm. En general las plantas inoculadas y coinoculadas logran tener una concentración de P semejante que a las plantas fertilizadas tradicionalmente. Este hecho posiblemente sea debido a que estos microorganismos permiten una mayor asimilación y absorción del P. Sin embargo, las plantas inoculadas con *G. intraradices* fue donde se encontró en menos concentración P en la hoja, pero las plantas fueron las que se desarrollaron y crecieron mejor, por lo tanto, esto nos indica que el elemento se diluye.

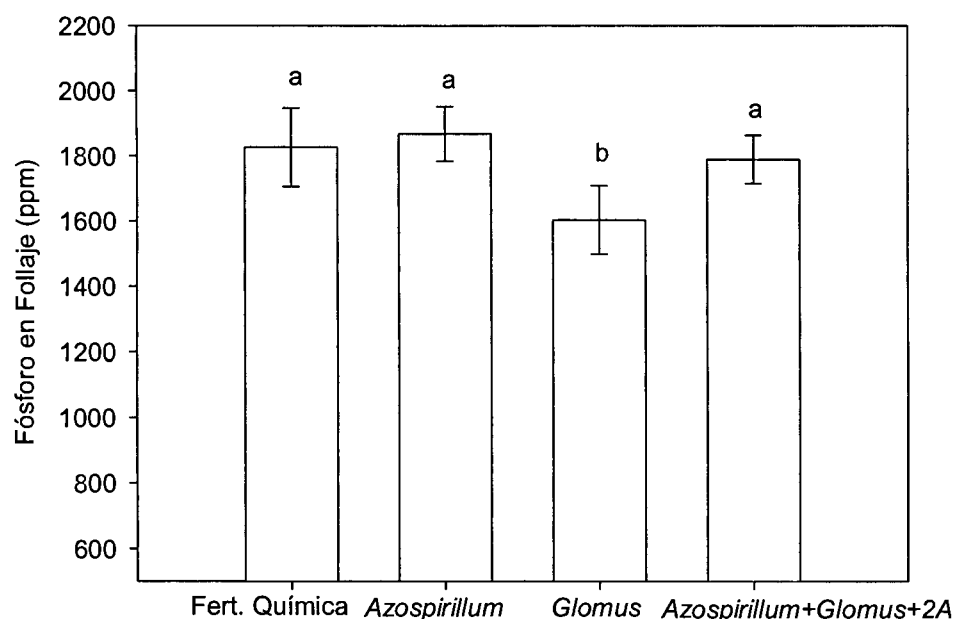


Figura 31. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración P en hojas de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

Algunos trabajos reportan que *G. intraradices* incrementa considerablemente la asimilación de nutrimentos, pudiendo aportar a la planta hasta 80% del P (Morgan *et al.*, 2005; Marschner y Dell, 1994). El principal beneficio que aportan los hongos micorrícicos es incrementar la adquisición de nutrimentos que no están disponibles para las plantas, principalmente P y N (Harris-Valle *et al.*, 2009). Otros reportan que en suelos con baja disponibilidad de P, las bacterias de vida libre solubilizadoras de fósforo pueden liberar iones fosfato, y contribuir así con un incremento de fosfato disponible en el suelo para que las hifas extra radicales de los HMA puedan transferirlo a la planta (Sarabia *et al.*,

2010). Sin embargo, otros trabajos indican que en hojas de tomate los niveles de P fueron más altos en las parcelas inoculadas con *G. intraradices* en comparación con el testigo (Cimen *et al.*, 2010).

4.3.7.3. Concentración de Potasio en Hojas

La Figura 32 muestra que *A. brasilense* favorece la asimilación de K, ya que se encontró una concentración superior en las hojas al compararlas con el resto de las plantas inoculadas, incluyendo las fertilizadas sintéticamente. Las hojas de las plantas de tomate fertilizadas químicamente y las coinoculadas tuvieron una concentración media de 12,750 ppm de K, mientras que las inoculadas con *G. intraradices* alcanzaron en una concentración de 12,000 ppm. Las plantas inoculadas con *A. brasilense* resultaron ser las que presentaron mayor concentración de K (14,333 ppm); esto fue superior que el resto de las inoculaciones.

Los resultados antes señalados sugieren que *A. brasilense* no solo es fijador de N y *G. intraradices* asimilador de P, ya que permitieron una absorción y asimilación de K, lo cual fue evidente al encontrar cantidades elevadas de este elemento en las hojas a pesar de que no fueron suplementados mediante fertilización química.

Reportes de investigaciones mencionan que en hojas de tomate los niveles de K, fueron más altos en las parcelas inoculadas con *G. intraradices* que el testigo (Cimen *et al.*, 2010). Otros autores reportan que las bacterias solubilizadoras de K como *Bacillus mucilaginosus* inoculado en el suelo incrementa la disponibilidad de K de 86.57-99.60 mg kg⁻¹ (Sugumaran y Janarthaman, 2007). Investigaciones recientes revelan que las concentraciones de K en el tejido fueron mayores en plantas de tomate cuando fueron inoculadas con el hongo micorrízico arbuscular *G. mosseae*, en comparación con plantas no inoculadas cultivadas en condiciones salinas y no salinas (Latef y He, 2011). Morgan *et al.* (2005) y Marschner y Dell (1994), mencionan que este hongo incrementa considerablemente la asimilación de nutrimentos, pudiendo aportar a la planta hasta 10% del K total.

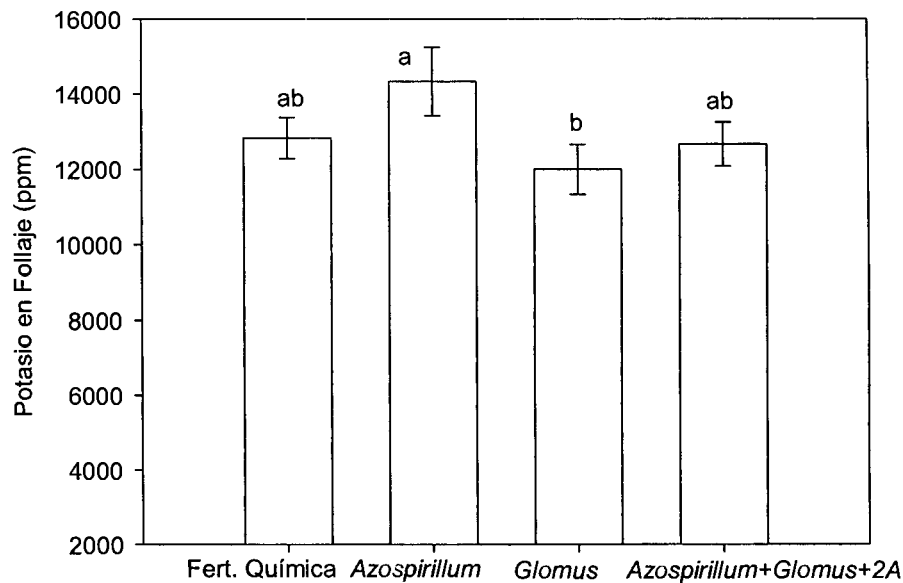


Figura 32. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de K en hojas de tomate cherry en condiciones de casahuate. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

4.3.7.4. Concentración de Calcio en Hojas

La concentración de Ca en la hoja de tomate cherry tratadas con fertilizantes químicos fue de 57,881 ppm. En cambio las plantas inoculadas con *A. brasilense* y coinoculadas con Az+Gl+2A, alcanzaron en promedio una concentración de 49,407 ppm, las plantas inoculadas con *G. intraradices* fue la que menos reportó la concentración de Ca en las hojas con 40,209 ppm. En general, la concentración de Ca en las hojas fue superior en las plantas fertilizadas tradicionalmente (Figura 33). Este resultado de la baja concentración de Ca en las hojas en las plantas inoculadas y coinoculadas posiblemente sea que las plantas se desarrollaron, crecieron y rindieron mejor, por lo tanto, el Ca en el tejido foliar se encuentra diluido, pues las plantas tuvieron mayor tasa de transpiración y conductancia estomática lo que facilita la traslocación del Ca en toda la planta. En las plantas fertilizadas químicamente se presenta un fenómeno inverso, pues estas se desarrollaron y rindieron menos, por lo que el elemento se concentra.

Algunos reportes mencionan que la asimilación de Ca en las hojas y frutos depende del movimiento del agua en el xilema y probablemente es impulsado por la transpiración y el crecimiento de la planta. La baja transpiración en las

hojas limita el movimiento de Ca en los frutos de tomate y puede aumentar la susceptibilidad a la deficiencia de Ca, induciendo la pudrición apical del fruto (de Freitas *et al.*, 2011). Otros autores señalan que el Ca funciona como sustento para la actividad de las micorrizas, teniendo que las concentraciones altas y bajas de la relación Mg/Ca en el tejido, induce senescencia prematura en la raíz; esto puede ser debido a alteraciones en la asociación micorrícica con la planta (Jarstfer *et al.*, 1997).

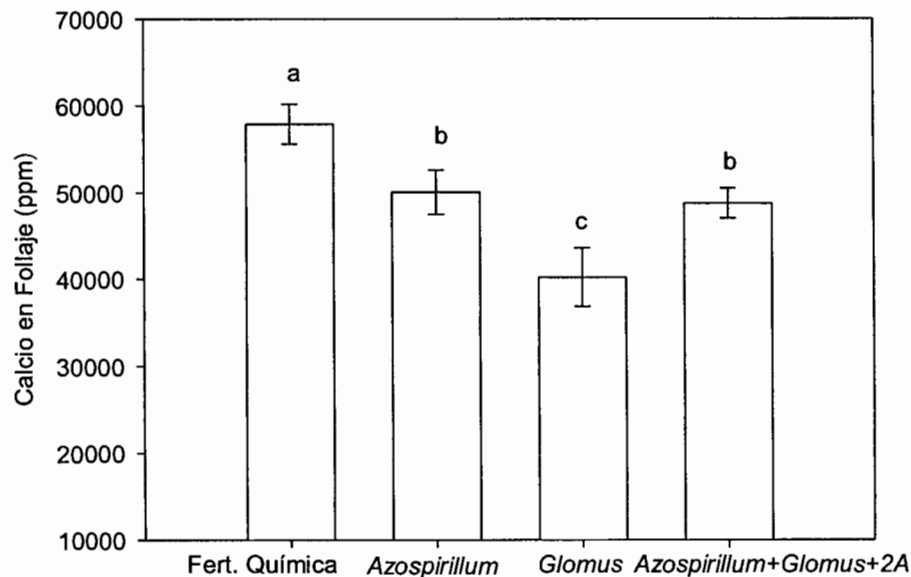


Figura 33. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de Ca en hojas de tomate cherry en condiciones de casahuate. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

4.3.7.5. Concentración de Magnesio en Hojas

La concentración de Mg en las hojas de tomate cherry inoculadas fueron iguales que la fertilización tradicional (14,344.33 ppm), a excepción de las plantas coinoculadas que tuvieron una menor concentración en las hojas de 12,081.4 ppm (Figura 34). Esto significa que los biofertilizantes le facilitan a la planta la absorción y asimilación de Mg, el cual contribuye a una buena coloración de las hojas de la planta ya que es un componente fundamental de la molécula de clorofila y de la fotosíntesis.

Resultados de investigación indican que en hojas de tomate los niveles de Mg fueron más altos en las parcelas inoculadas con *G. intraradices* que el testigo (Cimen *et al.*, 2010). Otros trabajos reportan que cuando se incrementa la

concentración de $MgSO_4$ en la solución nutritiva del agua de riego, se provoca un incremento en el porcentaje de la longitud de las raíces, especialmente cuando son infectadas por micorrizas (Gryndler *et al.*, 1992). Por su parte, Shaul (2002) menciona que la importancia de la homeostasis del Mg ha sido particularmente efectiva con respecto al papel de Mg en la fotosíntesis, ya que el Mg es el átomo central de la molécula de clorofila y las fluctuaciones en sus niveles en el cloroplasto regulan la actividad de las principales enzimas fotosintéticas.

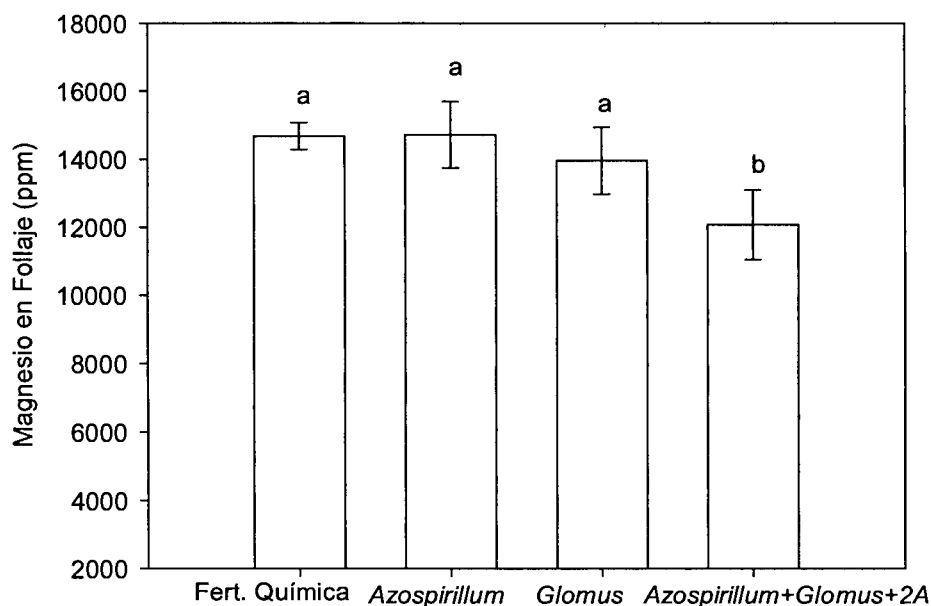


Figura 34. Efecto de la biofertilización y fertilización química sobre la concentración de Mg en hojas de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias.

4.4. Calidad de Frutos de Tomate Cherry y Rendimiento

4.4.1. Clasificación del Fruto

En relación con el tamaño de frutos, estos se clasificaron de acuerdo a una plantilla que emplea el Departamento de Agricultura de California, USA, la cual los clasifica principalmente en cuatro tamaños comerciales de acuerdo a su diámetro: 33, 31, 29 y 27 mm. En este trabajo experimental los resultados obtenidos con la inoculación a base *A. brasilense*, *G. intraradices* y la fertilización tradicional, no reportaron diferencias significativas (Cuadro 24). Sin embargo, la Figura 35 muestra que las plantas inoculadas con *A. brasilense* y

las coinoculadas a base de Az+Gl+2A produjeron el 64% de los frutos con un diámetro de 33 mm, mientras que el resto de las plantas inoculadas y coinoculadas produjeron este mismo tamaño de frutos, pero en menor porcentaje (52%). Por lo que respecta a las fertilizadas químicamente, este reportó aún menor porcentaje (48%) de frutos de ese tamaño. En general las plantas inoculadas y coinoculadas superaron a la fertilización tradicional al producir mayor cantidad de frutos de 33 mm.

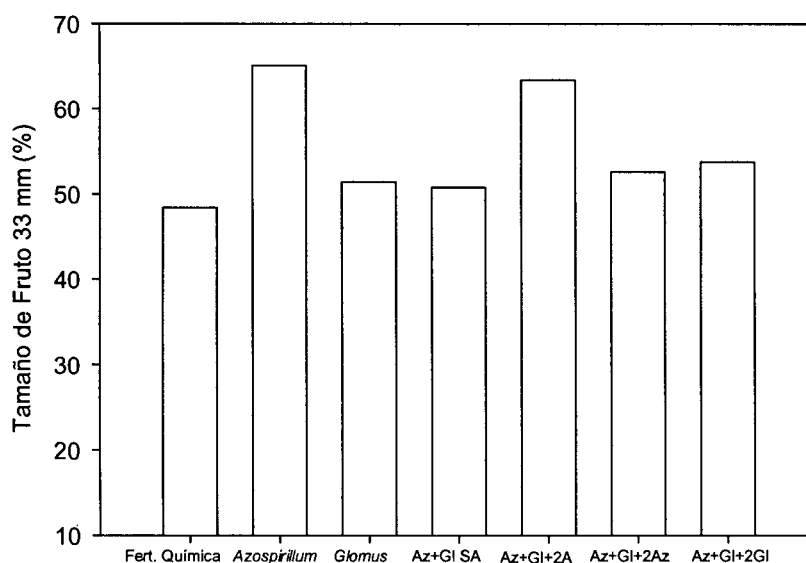


Figura 35. Efecto de la biofertilización con *A. brasilense*, *G. intraradices* y fertilización química, en el número de frutos de tomate cherry con tamaño de 33 mm en condiciones de casasaombra. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

Las plantas fertilizadas químicamente fueron las que tuvieron mayor porcentaje (33%) de frutos con 31 mm de diámetro, mientras que las plantas inoculadas produjeron en promedio 32%, a excepción de las plantas inoculadas con *A. brasilense* y Az+Gl+2A, que sólo produjeron 24% de tomates con 33 mm de diámetro (Figura 36). En general, las plantas fertilizadas químicamente fueron las que originaron mayor producción de fruto con diámetro de 31 mm.

La Figura 37 muestra la respuesta de la concentración de N asimilado en la hoja, la cual indica que a medida que aumentó la concentración de N en la hoja creció el porcentaje de frutos con 31 mm de diámetro. La función que representó esta variable fue una tendencia lineal. Esto sugiere que el mayor porcentaje de N asimilado por la planta se traduce en una mayor producción de frutos más pequeños.

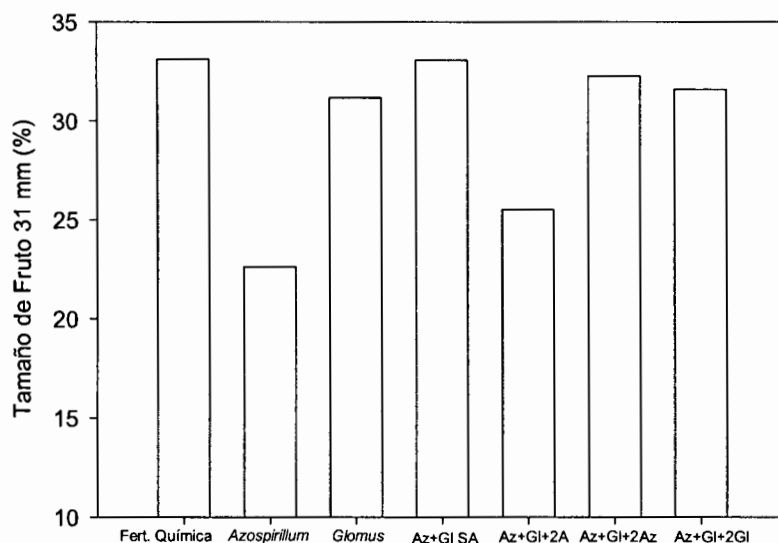


Figura 36. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el porcentaje de frutos de tomate cherry con tamaño de 31 mm en condiciones de casombrá. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

Por su parte la Figura 38 revela que las plantas fertilizadas químicamente tuvieron el mayor porcentaje (14%), de frutos con 29 mm de diámetro. Mientras que las plantas inoculadas y coinoculadas produjeron en promedio sólo 12% de tomates con ese tamaño, a excepción de *A. brasilense* y Az+Gl+2A fue la que promovieron las plantas únicamente 10%. En general, las plantas inoculadas y coinoculadas produjeron menor porcentaje de frutos de 29 mm; o sea que promovieron tomates cherry de mayor tamaño.

Las plantas fertilizadas químicamente produjeron el mayor porcentaje (4.3%) de frutos de menor tamaño (27 mm); las plantas inoculadas con *G. intraradices* y coinoculadas con Az+Gl SA y Az+G+2Az originaron 3.3%, mientras que las

plantas inoculadas con *A. brasilense* y Az+Gl+2A reportaron el menor porcentaje (2.4%) de frutos de 27 mm. Por lo que nuevamente las fertilizadas químicamente produjo el mayor porcentaje de frutos pequeños (27 mm) en comparación con las plantas inoculadas con *A. brasilense* y *G. intraradices* (Figura 39).

Estos resultados pueden ser atribuidos a que los biofertilizantes contribuyen a una mayor absorción de agua y nutrientes por la planta, lo que ayuda a incrementar el tamaño de fruto, principalmente el K. Por otro lado, las plantas inoculadas y coinoculadas que fueron inferiores en cuanto a la producción de frutos con diámetros de 31, 29 y 27 mm, en comparación con las plantas fertilizadas químicamente, fue debido a que produjeron mayor porcentaje de frutos con diámetro de 33 mm. Resultados de investigaciones reportan que el incremento acelerado en la extracción de K es debido en gran parte a la formación y el crecimiento de frutos (Arellano-Gil y Gutiérrez-Coronado, 2006), los cuales llegan a constituir el principal órgano demandante de K, con valores de 70 a 80% de la cantidad total extraída por la planta (Bugarín *et al.*, 2002). Otros mencionan que el K juega un papel importante en la calidad de los frutos por su repercusión en la producción de azúcar, o en la formación de frutos compactos, con poca cavidad interior (Ribas *et al.*, 2003; Rincón, 1997). Sin embargo, el exceso de este elemento produce frutos de menor calibre (Rincón y Giménez, 1989).

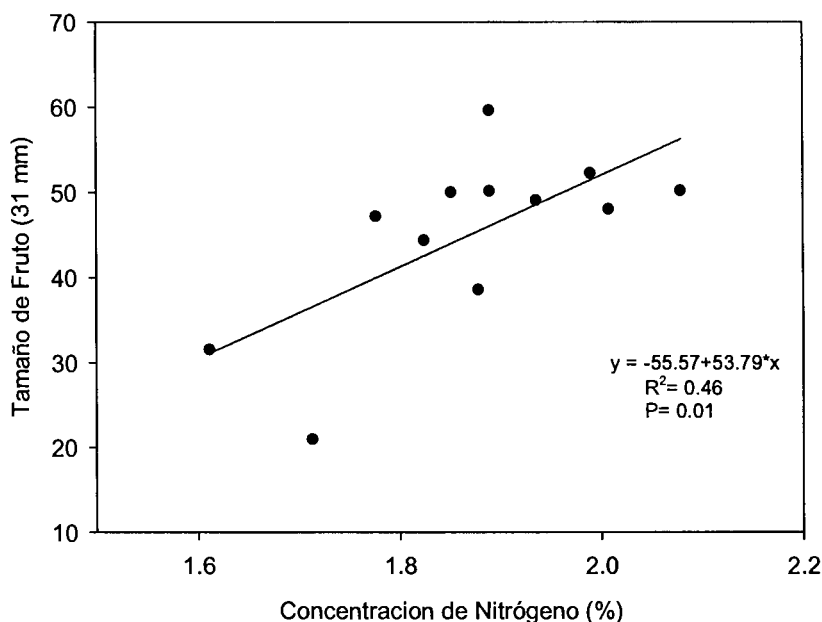


Figura 37. Efecto de la concentración de N asimilado en las hojas de tomate cherry sobre el porcentaje de frutos de 31 mm obtenidos en condiciones de casasombra.

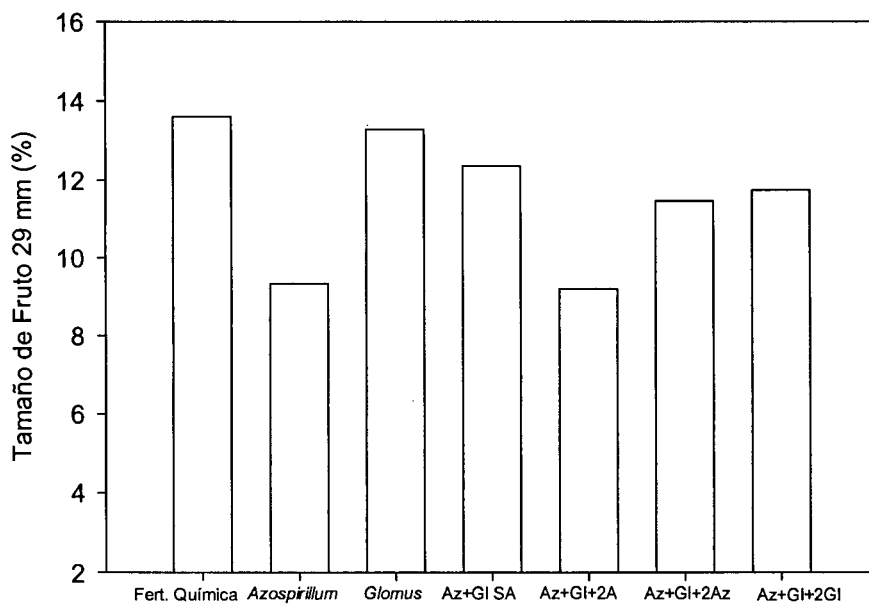


Figura 38. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el porcentaje de frutos de tomate cherry con tamaño de 29 mm en condiciones de casasombra. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

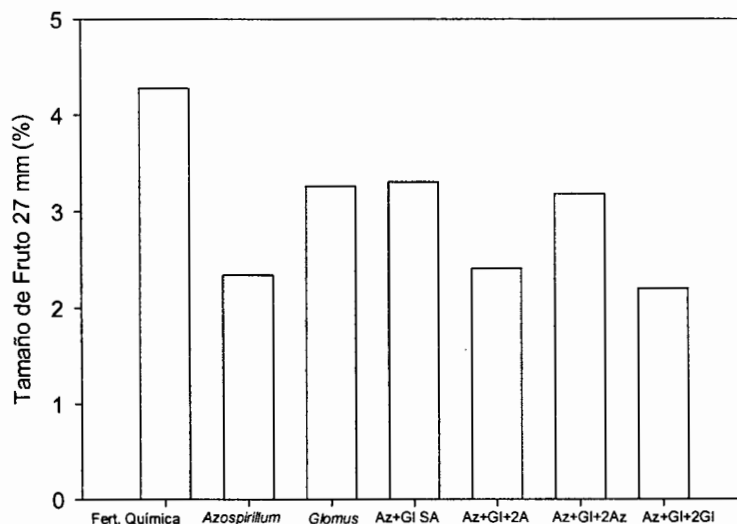


Figura 39. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el porcentaje de frutos de tomate cherry con tamaño de 27 mm en condiciones de casasombra. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.4.2. Contenido de Sólidos Solubles

El contenido de sólidos solubles fue afectado negativamente con la fertilización tradicional, la inoculación a base de *A. brasilense* y *G. intraradices*, ya que se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) (Cuadro 24). La Figura 40 muestra que las plantas fertilizadas con NPK fueron las que tuvieron menor contenido de sólidos solubles (8.77%), mientras que las inoculadas con *A. brasilense*, *G. intraradices* y las coinoculadas Az+Gl+2A en promedio incrementaron este valor a 8.97%. Las plantas coinoculadas con Az+Gl SA y Az+Gl+2Az aumentaron hasta 9.24, sin embargo, la coinoculación Az+Gl+2GI fue la que promovió las plantas con mayor contenido de sólidos solubles (9.42%) en frutos.

Los resultados anteriores son un indicador de que la biofertilización con *A. brasilense* y *G. intraradices* incrementaron el contenido de azúcares en el fruto, esto es debido que las plantas asimilaron mayor cantidad de N, P, K, Ca y Mg y a que se incrementó notablemente el contenido de sacarosa y glucosa (Baxter *et al.*, 2005) asociado a una mayor tasa fotosintética. Por su parte, Kotepong *et al.* (2003), reportan que el crecimiento y rendimiento óptimo de tomate cherry lo obtuvieron con 162 mg N/litro y 299 mg K/litro. Sin embargo, afectó la

concentración total de sólidos solubles y ácido abscísico. Otros señalan que el potasio juega un papel importante en la calidad de los frutos por su repercusión en la producción de azúcar, o en la formación de frutos compactos, con poca cavidad interior (Ribas *et al.*, 2003; Rincón, 1997).

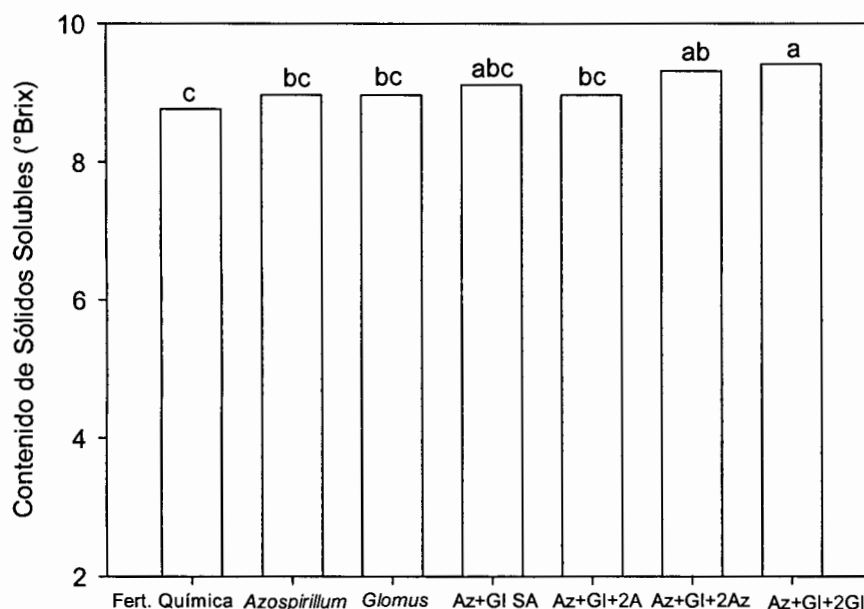


Figura 40. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el contenido de sólidos solubles en frutos de tomate cherry en condiciones de casasmombra. Las letras a, b y c son las categorías obtenidas de la comparación de medias Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.4.3. Peso promedio de Fruto

El peso promedio de fruto (PPF) fue influenciado con los microorganismos inoculados y la fertilización química, pues se encontraron diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) (Cuadro 24). Las plantas fertilizadas químicamente fueron las que produjeron frutos más pequeños ya que solo pesaron 19.16 g. Sin embargo, las plantas inoculadas con *A. brasilense*, *G. intraradices* y las coinoculadas a base de Az+GI SA, Az+G+2A y Az+GI+2GI aumentaron en promedio a 20.28 g, mientras que las plantas coinoculadas con Az+GI+2Az promovió frutos más grandes, ya que pesaron hasta 21.67 g. En general las

plantas inoculadas produjeron frutos más grandes comparados con las plantas tratadas con fertilizante sintético (Figura 41).

Esto puede ser debido a que las plantas inoculadas absorben mayor cantidad de agua así la una adecuada asimilación de macronutrientes y, una mayor partición de fotosintatos en la parte reproductiva de la planta.

El trabajo realizado por Castillo *et al.* (2009) al inocular *G. claroideum* en el cultivo de *Capsicum annuum* L. cv. Cacho de Cabra en un sustrato estéril (una mezcla suelo-arena-vermiculita) incrementó diámetro y peso de frutos en relación con el testigo, conjuntamente con un aumento en la precocidad del período de maduración. Otros reportan que las plantas de tomate inoculados con *Bacillus subtilis* BEB-13bs promovió un incremento significativo del peso fresco y la longitud del fruto, así como del rendimiento por planta, comparado con las plantas no inoculadas (Mena-Violante *et al.*, 2009).

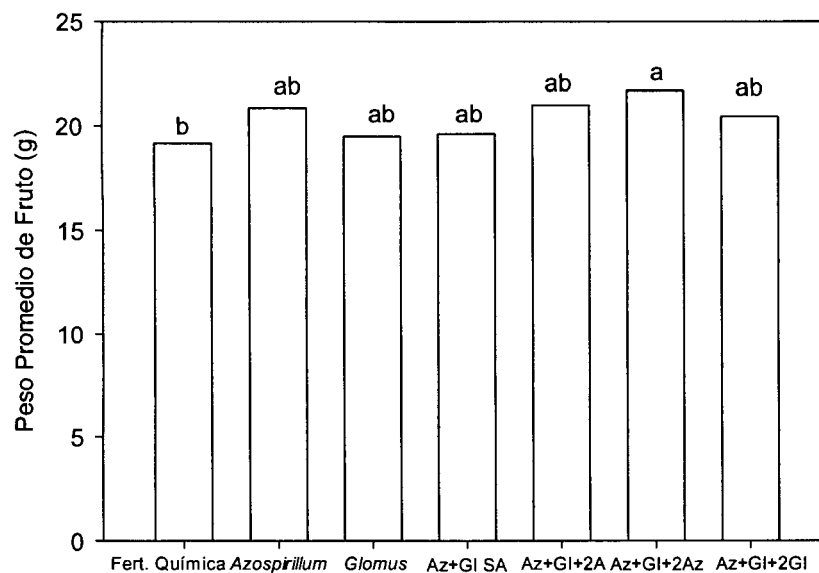


Figura 41. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el peso promedio de frutos de tomate cherry en condiciones de casasombra. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias. Az+Gl SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+Gl+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación del mismo; Az+Gl+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+Gl+2Gl = *A. brasilense* + *G. intraradices* mas dos aplicaciones de *G. intraradices*.

4.4.4. Rendimiento de Tomate Cherry

La inoculación de bacteria y hongo afectó significativamente ($P \leq 0.01$) en el rendimiento de tomate cherry (Cuadro 24). La Figura 42 muestra que las plantas con menor producción fueron las fertilizadas sintéticamente con 10.95 kg m^{-2} , mientras que las plantas inoculadas más sobresalientes fueron con Az+Gl+2A y Az+Gl+2Az ya que lograron el mayor rendimiento con 12.72 kg m^{-2} , esto representa un 16% de mayor rendimiento en las plantas inoculadas comparadas con la fertilizadas sintéticamente. En la grafica se observa que las plantas inoculadas a base de *A. brasilense* y *G. intraradices* superaron a las plantas fertilizadas inorgánicamente.

El mayor rendimiento de las plantas inoculadas es debido que las plantas tuvieron mayor tasa fotosintética, conductancia estomática, transpiración, mayor altura, área foliar y la asimilación de N, P, K Ca y Mg, además hay mayor distribución de fotosintatos hacia la parte cosechable de la planta.

También puede ser atribuido a que los microorganismos ayudaron a las plantas al haber promovido mayor absorción de agua, nutrientes y mejor desarrollo radicular.

El estudio realizado por Cakmak (2005) reporta que una adecuada nutrición con K promueve una mayor tasa fotosintética, además, estimula la traslocación de azúcares a los frutos e incrementa la turgencia de la célula, logrando con ello aumentos considerables en rendimiento y calidad del fruto. Otros autores reportan que *A. brasilense*, ha demostrado que mejora el desarrollo y crecimiento de las plantas debido a la producción de auxinas, citoquininas y giberelinas (Lerner *et al.*, 2006). Se ha señalado que la inoculación artificial de *Azospirillum* causó un efecto positivo sobre el crecimiento de las plántulas de tomate, así como en el estado nutricional de las plantas, con un rendimiento superior al 11% con respecto a las plantas testigo (Terry *et al.*, 2005). El efecto benéfico de los hongos endomicorrícicos sobre las producciones hortícolas ha sido estudiado por diversos autores en distintas especies como pimiento (Brown *et al.*, 2000; Aguilera-Gómez *et al.* 1999), en el que se produjeron plantas más desarrolladas, con mayor número de hojas, tallos, y una mayor producción de frutos. Los resultados de Oseni *et al.* (2010) indican que la producción de tomate inoculado con los hongos *G. etunicatum* y *G. intraradices* reportaron un mejor rendimiento. Sin embargo, Terry y Leyva (2006) reportan

que la coinoculación de *A. brasilense*+*G. clarum* no mostró un efecto positivo en el rendimiento total de las plantas inoculadas.

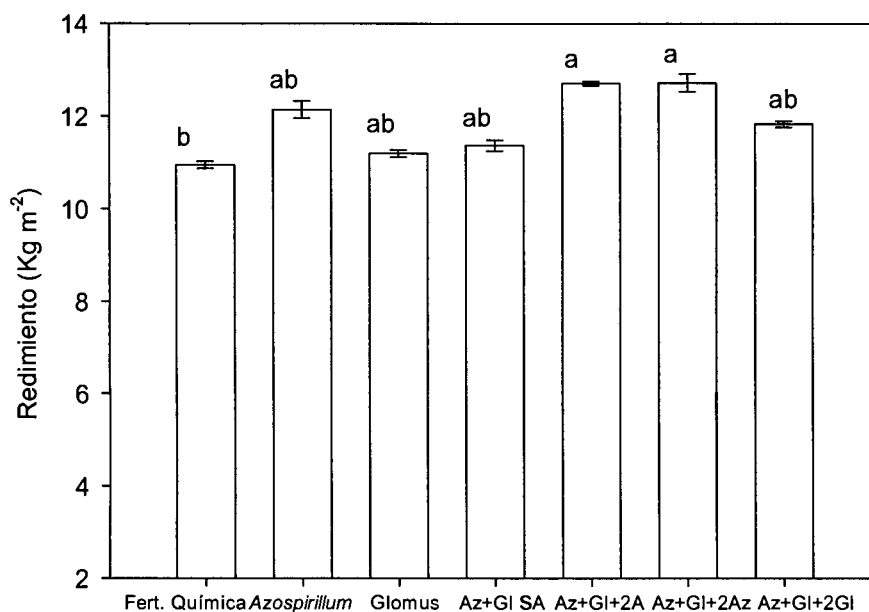


Figura 42. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casombría. Las barras indican el error estándar de la media. Las letras a y b son las categorías obtenidas de la comparación de medias Az+GI SA = Coinoculación *A. brasilense* + *G. intraradices* sin más aplicaciones; Az+GI+2A = *A. brasilense* + *G. intraradices* más dos veces la aplicación del mismo; Az+GI+2Az = *A. brasilense* + *G. intraradices* más dos veces la aplicación de *A. brasilense*; Az+GI+2GI = *A. brasilense* + *G. intraradices* más dos aplicaciones de *G. intraradices*.

La concentración de N asimilado en las hojas se presenta en la Figura 43. En este trabajo se detectó que a medida que aumentó la concentración de N en la hoja, decreció el rendimiento. La función que presentó esta variable fue una tendencia lineal. Esto puede ser debido a que un alto rendimiento estuvo asociado con una mayor crecimiento de las plantas y por lo tanto el N asimilado se ha diluido en los tejidos foliares, obteniéndose así menores concentraciones. Resultados de investigaciones reportan que en el cultivo de papa bajo condiciones excesivas de N, se presenta una disminución en el crecimiento de las plantas, quizá como resultado de un efecto fitotóxico causado por este elemento (Cao y Tibbitts, 1998); resultados similares se han reportado en el cultivo de fresa (Tabatabaei *et al.*, 2006).

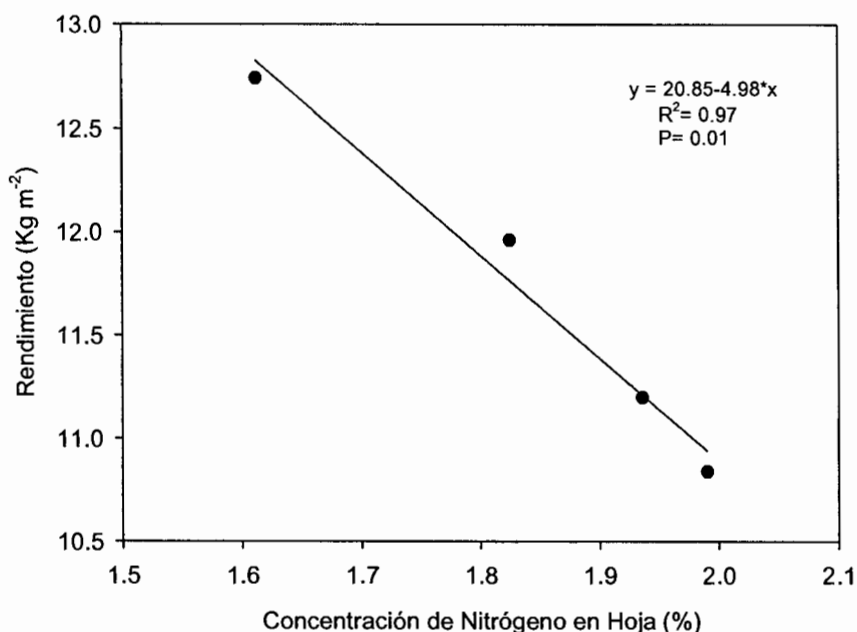


Figura 43. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre la concentración de N asimilado en las hojas y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasmbrá.

La Figura 44 muestra la respuesta de la altura de planta en el rendimiento, en donde ilustra que cuando la planta incrementa su altura el rendimiento aumenta linealmente. El modelo que presenta esta variable es una tendencia lineal. Esto es debido que planta cuando tiene mayor altura; tiene más número de hojas, lo cual significa mayor superficie de área foliar, más racimos florales y más racimos con frutos.

Algunos autores reportan que la aplicación conjunta de micorrizas-análogo de brasinoesteriodes (tres aplicaciones) + 50 % de la fertilización mineral en tomate, permitió obtener un mayor número de racimos (11.2) y frutos (21.0) por planta, con un porcentaje de fructificación del 92.4 %, lo que conllevó a obtener un rendimiento agrícola de 51.46 t.ha⁻¹, siendo significativa la reducción del 50 % de la fertilización mineral a aplicar bajo sistema de cultivo protegido (Terry y Ruiz, 2008). Otros reportan que el rendimiento de grano de trigo está correlacionada positiva y altamente significativa con la altura de la planta (Jamali y Ashraf, 2008).

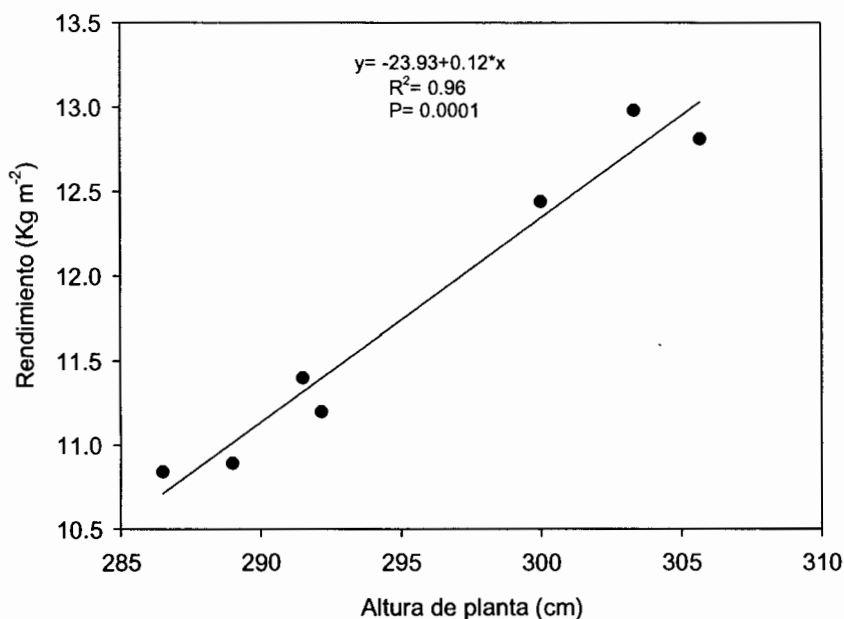


Figura 44. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre la altura de plantas y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasmbrá.

La Figura 45 muestra la respuesta del tamaño de fruto sobre el rendimiento, el cual indica que a medida que aumente el número de frutos de tamaño 33 mm incrementa linealmente el rendimiento. Es debido a que entre más grande son los frutos tienen mayor peso, por lo tanto, mayor rendimiento. Sin embargo, la misma figura ilustra que cuando incrementa el número de frutos de tamaño 31 mm decrece el rendimiento. La función utilizada para determinar estas variables que muestra una tendencia cuadrática, y también es debido a que entre más pequeños son los frutos tienen menor peso.

La Figura 46 muestra la respuesta de la concentración de Mg sobre el rendimiento, el cual indica que a medida que aumente la concentración de Mg en la hoja decrece linealmente el rendimiento. Esto puede ser debido a que las plantas tuvieron un menor crecimiento de las hojas, el cual concentraron mayor cantidad de Mg. La función utilizada para determinar esta variable presenta una tendencia lineal.

De acuerdo con Cakmak y Kirkby, (2008) y Shaul, (2002), reportan que las bajas y altas concentraciones de Mg también puede afectar la fotosíntesis por la inhibición del transporte de K desde el citosol al estroma y, posiblemente interfiere con la homeostasis del Mg en el cloroplasto. El aumento de la

concentración de Mg en el estroma se asocian con un aumento significativo en la actividad de la ribulosa-1,5-bisfosfato carboxilasa (Shaul, 2002).

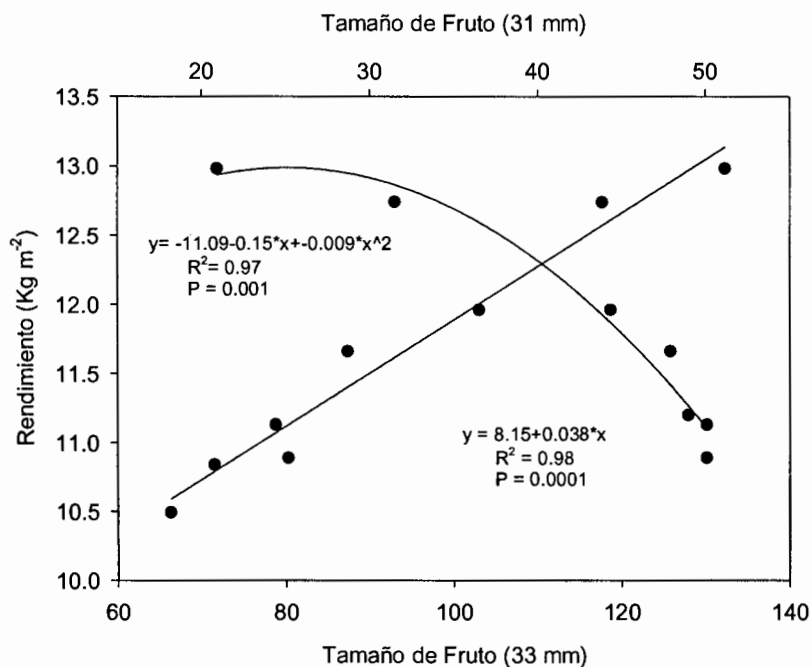


Figura 45. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre el tamaño del fruto y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra (Figura lineal es para los frutos de tamaño 33 mm).

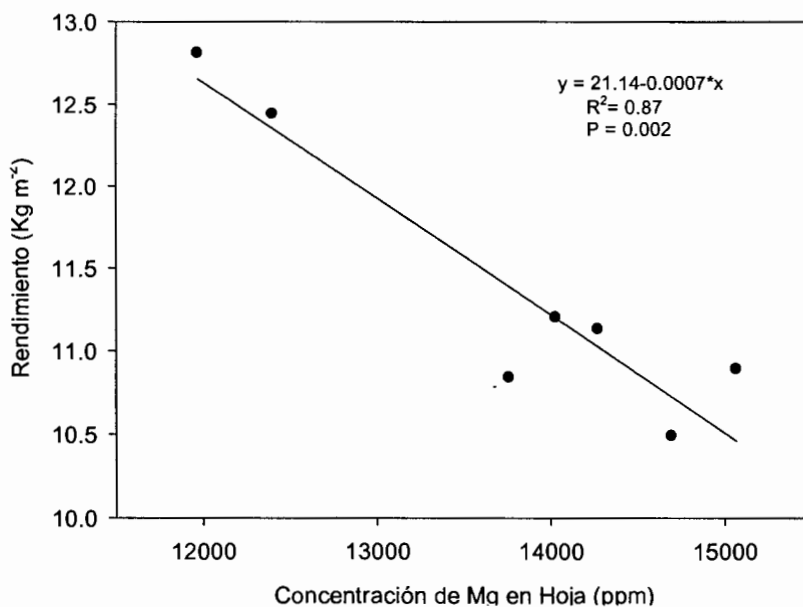


Figura 46. Efecto de la biofertilización y fertilización química, en la relación existente entre la concentración de magnesio y el rendimiento de tomate cherry en condiciones de casasombra.

En general plantas inoculadas y coinoculadas tuvieron mayor altura de la planta, número de hojas, racimos con fruto, una adecuada absorción y asimilación de macronutrientes, requieren menor superficie de área foliar para producir un kilogramo de fruto comercial, produjeron mayor kilogramos de fruto por un kilogramo de materia seca, y fueron las que rindieron mejor, esto nos indica que los microorganismos empleados puede ser una alternativa para la producción de tomate con menos insumos químicos.

V. CONCLUSIONES

- ❖ La inoculación con *A. brasilense* y *G. intraradices* tiene una función importante en la producción de tomate cherry, tal como se evidenció con los resultados obtenidos en esta investigación, ya que influenciaron significativamente el crecimiento y desarrollo de las plantas, lo cual resultó en mayor rendimiento de fruto con respecto a la fertilización tradicional.
- ❖ Las plantas coinoculadas a base de Az+Gl+2A y Az+Gl+2Az fueron las que promovieron mayor rendimiento, esta información sugiere que las coinoculaciones resultan ser apropiadas para la producción de tomate cherry en condiciones de casahuate.
- ❖ En forma general el estado nutricional de las plantas inoculadas y coinoculadas fue afectada, ya que la concentración foliar de N, P, K y Mg fueron iguales a excepción de Ca que se extrajo la mas baja concentración en el follaje comparadas con las plantas fertilizadas sintéticamente.
- ❖ La mayor tasa fotosintética, conductancia estomática y transpiración se presentaron en las plantas inoculadas y coinoculadas, lo cual estuvo asociado a un alto rendimiento y calidad de frutos.
- ❖ La utilización de biofertilizantes para la producción de hortalizas en condiciones de sistemas de agroplasticultura, pudiera ser una opción rentable y sustentable, ya que el precio de este insumo basado en microorganismos benéficos y antagonistas de fitopatógenos del suelo, es relativamente bajo en comparación con la fertilización tradicional, que utiliza productos químicos de alta solubilidad para aplicarse mediante el sistema de fertiriego.

VI. LITERATURA CITADA

- Acebo Y., Rives N., Heydrich M. y Hernández A. (2007). Efecto promotor del crecimiento vegetal de cepas de *Azospirillum sp.* en el cultivo de arroz. *Cultivos Tropicales*. 28(3): 29-32.
- Adivappar N., Patil C. P., Swamy G. S. K. and Patil P. B. (2003). Influence of VAM on Drought Tolerance of Papaya. *Karnataka J. Agril. Sci.* 16(3): 434-437.
- Aguilera-Gomez L., Jr. Davies F. T., Olalde-Portugal V., Duray S. A. and Phavaphutanon L. (1999). Influence of Phosphorus and Endomycorrhiza (*Glomus Intraradices*) on gas exchange and plant growth of Chile Ancho Pepper (*Capsicum Annum L. cv. San Luis*). *Photosynthetica*. 36(3): 441-449.
- Alarcón A., Davies Jr. F. T., Egilla N. J., Fox C. T., Estrada-Luna A. A. and Ferrera-Cerrato R. (2002). Short term effects of *Glomus claroideum* and *Azospirillum brasilense* on growth and root acid phosphatase activity of *Carica papaya L.* under phosphorus stress. *Revista Latinoamericana de Microbiología*. 44(1): 31-37.
- Alarcón A. y Ferrera-Cerrato R. (2000). Biofertilizantes: Importancia y Utilización en la Agricultura. *Agricultura Técnica en México*. 26(2): 191-203.
- Altieri S. M. (1994). Bases agroecológicas para una producción agrícola sustentable. *Agricultura técnica* (Chile). 54(4): 371-386.
- Al-Helal M. I. and Abdel-Ghany M. A. (2010). Responses of plastic shading nets to global and diffuse PAR transfer: Optical properties and evaluation. *Wageningen Journal of Life Sciences*. 57: 125-132.
- Akelah A., Kenawy E. R. and Sherrington D. C. (1995). Hydrolytic release of herbicides from modified polyamides of tartrate derivatives. *Eur. Polym. J.* 31(9): 903-909.
- Akelah A. (1990). Applications of functionalized polymers in agriculture. *J. Islam. Acad. Sci.* 3(1): 49-61.
- Akiyama K. and Hayashi H. (2006). Strigolactones: Chemical Signals for Fungal Symbionts and Parasitic Weeds in Plant Roots. *Annals of Botany*. 97: 925-931.
- Amanullah M., Zakirullah and Khalil S. K. (2010). Timing and rate of P application influence maize phenology, yield and profitability in Northwest Pakistan. *Int. J. Plant Prod.* 4: 281-292.
- Amthor J. S. (2010). From sunlight to phytomass: on the potential efficiency of converting solar radiation to phyto-energy. *New Phytologist*. 188(4): 939-959.
- Ankara L. A. (2001). Effect of low-tunnel, mulch and pruning on the yield and earliness of tomato in an unheated glasshouse. *J. Appl. Hort.* 3(1): 23-27.
- Arkhipova T. N., Veselov S. U., Melentiev A. I., Mertynenko E. V. and Kudoyarova G. R. (2005). Ability of bacterium *Bacillus subtilis* to produce cytokinins and to

- influence the growth and endogenous hormone content of lettuce plants. *Plant Soil*. 272: 201-209.
- Arellano-Gil M. y Gutiérrez-Coronado M. A. (2006). Rendimiento y calidad poscosecha de tomate bajo diferentes esquemas de fertilización al suelo. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 12 (1):113-118.
- Arin L. and Ankara S. (2001). Effect of low-tunnel, mulch and pruning on the yield and earliness of tomato in unheated glasshouse. *J. Appl. Hort.* 3(1): 23-27.
- Armenta-Bojórquez A. D., García-Gutiérrez C., Camacho-Báez J. R., Apodaca-Sánchez M. A., Gerardo-Montoya L. y Nava-Pérez E. (2010) Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra Ximhai*. 6(1): 51-56.
- Armenta-Bojórquez A. D., Ferrera-Cerrato R., Trinidad S. A. y Volke H. V. (1986). Fertilización e Inoculación con *Rhizobium* y Endomicorrizas (V-A) en Garbanzo Blanco (*Cicer arietinum* L.) en Suelos del Noroeste de México. *Agrociencia*. 65: 141-160.
- Ashley K. M., Grant M. and Grabov A. (2006). Plant responses to potassium deficiencies: a role for potassium transport proteins. *Journal of Experimental Botany*. 57(2): 425-436.
- Auge´ R. M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*. 11:3-42.
- Awal M. A. and Ikeda T. (2003). Effect of elevated soil temperature on radiation-use efficiency in peanut stands. *Agricultural and Forest Meteorology*. 118(1-2): 63-74.
- Azcón R. and Barea J. M. (1997). Mycorrhizal dependency of a representative plant species in a Mediterranean shrublands (*Lavanduca spica* L.) as key factor to its use for revegetation strategies in a desertification-threatened areas. *Applied Soil Ecology*. 7: 83-89
- Azofeifa A. y Moreira M. A. (2004). Análisis de crecimiento del chile jalapeño (*capsicum annum* l. Cv. Hot), en alajuela, Costa Rica. *Agronomía Costarricense*. 28 (1): 57-67.
- Bago B., Zipfel W., Williams R. M., Jun J., Arreola R., Lammers P. J., Pfeffer P. E. and Shachar-Hill Y. (2002). Translocation and Utilization of Fungal Storage Lipid in the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *Plant Physiology*. 128: 108-124.
- Barea J. M. y Jeffries P. (1995). Arbuscular mycorrhizas in sustainable soil-plant systems. In: Hock, B. y Varma A. *Mycorrhiza: Structure, function, molecular biology and biotechnology*. Springer-Verlag. Heidelberg, Germany. 521-560.
- Baxter C. J., Carrari F., Bauke A., Overy S., Hill S. A. and Sweetlove L. J. (2005). Fruit Carbohydrate Metabolism in an Introgression Line of Tomato with Increased Fruit Soluble Solids. *Plant Cell Physiol*. 46(3): 425-437.

- Baroli I., Price D. G., Badger R. M. and von Caemmerer S. (2008). The Contribution of Photosynthesis to the Red Light Response of Stomatal Conductance. *Plant Physiology*. 146: 737-747.
- Bashan Y. (1993). Isolation and characterization of PGPR. En: *Methods in Plant Molecular Biology and Biotechnology*. Boca Raton: CRS Press.
- Bashan Y. and Holguín G. (1997). Azospirillum plant relationship: environmental and physiological advances. *Canadian Journal of Microbiology*. 43: 103-121.
- Bastioli C. (1998). Biodegradable materials Present situation and future perspectives. *Macromol. Symp*. 135: 193-204.
- Bartazanas T., Tchamitchian M. and Kittas C. (2005). Influence of heating method on greenhouses microclimate and energy consumption. *Biosystems Engineering*. 91(4): 487-499.
- Berthelin J., Leyval C., Laheurte F. and Giudici P. (1991). Involvement of roots and rhizosphere microflora in the chemical weathering of soil minerals. In: Atkinson. *Plant root growth: An ecological perspective*. Blackwell Scientific Publications. Oxford, UK. 187-200.
- Bellinger G. R. (2011). Pesticidas Orgánicos y Biopesticidas. Universidad de Clemson. <http://www.clemson.edu/extension/hgic/pests/pesticide/hgic2756S.html>. Consultado el 21 abril del 2011.
- Bender J. and Weigel H. J. (2011). Changes in atmospheric chemistry and crop health. *Agronomy for Sustainable Development*. 31(1): 81-89.
- Bethlenfalvay J G., Brown S. M., Mihara L. K., and Stafford E. A. (1987). Effects of Mycorrhiza on Nodule Activity and Transpiration in Soybeans Under Drought Stress. *Plant Physiol*. 85: 115-119.
- Beutner S., Bloedorn B., Frixel S., Blanco I.H., Hoffman T. and Martin H. (2001). Quantitative assessment of antioxidant properties of natural colorants and phytochemicals: carotenoids, flavonoids, phenols and indigoids. The role of β -carotene in antioxidant functions. *J Sci Food Agric* 81: 559-568.
- Bhaskarachary K. (2011). Potassium and human nutrition: The soil-plant-human continuum. *Karnataka J. Agric. Sci.* 24(1): 39-44.
- Bonfante P. and Iulia-Andra A. (2009). Plants, mycorrhizal fungi, and bacteria: a network of interactions. *Annual Rev. Microbiol*. 63: 363-383.
- Botha A. (2011). The importance and ecology of yeasts in soil. *Soil Biology & Biochemistry*. 43(1): 1-8.
- Both A. J., Reiss E., Sudal J. F., Holmstrom K. E., Wyenandt C. A., Kline W. L. and Garrison S. A. (2007). Evaluation of a manual energy curtain for tomato production in high tunnels. *HortTech*. 17(4): 467-472.

- Borrego F., Fernández J. M., López A. V. Parga M., Murillo M. y Carvajal A. (2000). Análisis de crecimiento en siete variedades de papa (*Solanum tuberosum* L.). *Agronomía mesoamericana* 11(1): 145-149.
- Boehm V. (2007). Are tomatoes good for your heart? EU Project LYCOCARD presents its first results. *Ernährungs-Umschau*. 54(8): 446.
- Bonfante P. and Iulia-Andra A. (2009). Plants, Mycorrhizal Fungi, and Bacteria: A Network of Interactions. *Annual Review of Microbiology*. 63: 363-383.
- Bravo M. E, Jiménez V. J. L., López L. P, Rodríguez H. R. y Bustamante O. J de D. (2006). Producción de jitomate bajo condiciones de Bioespacio en Oaxaca. Centro de Investigación Regional del Pacífico Sur Campo Experimental Valles Centrales de Oaxaca. Fundación Produce Oaxaca, A.C. Folleto técnico Núm. 6. Febrero 2006. Oaxaca, México. 1-2.
- Bräutigam A. and Weber A. P. M. (2011). Do Metabolite Transport Processes Limit Photosynthesis?. *Plant Physiology*. 155: 43-48.
- Brown R. P. (2004). Polymers in Agriculture and Horticulture. *Rapra Riview Reports*; Rapra Tecnology Limited. 5(2): 1-104
- Brown S.E., Pregitzer K.S., Reed D.D and Burton A.J. (2000). Predicting daily mean soil temperature from mean daily air temperature in northern hardwood forest ecosystems. *Forest Science*. 46: 1-5.
- Briassoulis D. (2004). An overview on the mechanical behaviour of biodegradable agricultural films. *J. Polym. Environ*. 12: 65-81.
- Bruns T. D., Arnold. A. E. and Hughes K. W. (2008). Fungal networks made of humans: UNITE, FESIN, and frontiers in fungal ecology. *New Phytol* 177: 586-588.
- Bugarín M. R., Galvis S. A., Sánchez García P. y García P. D. (2002). Demanda de Potasio del Tomate tipo Saladette. *TERRA Latinoamericana*. 20(4): 391-399.
- Cakmak I. and Kirkby E. A. (2008). Role of magnesium in carbon partitioning and alleviating photooxidative damage. *Physiologia Plantarum*. 133: 692-704.
- Caldari J. P. (2007). Manejo de la luz en Invernaderos: Los beneficios de Luz de Calidad en el cultivo de Hortalizas. *I Simposio Internacional de Invernaderos 2007*. Mexico. 1-5.
- Cao W. and Tibbitts T. W. (1998). Response of Potatoes to Nitrogen Concentrations Differ with Nitrogen Forms. *J. Plant Nutr*. 21: 615-623.
- Carey T. (2006). High Tunnel vs Field Grown Tomato Culture. Tomato production 2006. <http://www.hightunnels.org/ForEducators/TomatoProduction/Versus.htm>. Consultado el 6 de mayo de 2011.

- Castillo C. G., Ortiz C. A., Borie F. R. y Rubio R. E. (2009). Respuesta de Ají (*Capsicum annum* L.) cv. "Cacho de Cabra" a la Inoculación con Hongos Micorrízicos Arbusculares. *Información Tecnológica*. 20(4): 3-14.
- Castellanos J. Z., Uvalle B. J. X., Aguilar S. A. (2000). Manual de interpretación de análisis de suelos y aguas. 2^{da} ed. INCAPA. San Miguel de Allende Guanajuato, México. pp 226.
- CEPLA. (2011). Plásticos en la Agricultura; Aplicaciones. <http://www.cepla.com/>. Consultada el 21 de abril del 2011.
- Cimen I., Pirinc V., Doran I. and Turgay B. (2010). Effect of Soil Solarization and Arbuscular Mycorrhizal Fungus (*Glomus intraradices*) on Yield and Blossom-end Rot of Tomato. *International Journal of Agriculture & Biology*. 12: 551–555.
- Codex Alimentarius Commission. (2001). Guidelines for the Production, Processing, Labelling and Marketing of Organically Produced Foods. First Revision. Joint Food and Agriculture Organisation (FAO) and World Health Organisation (WHO) Food Standards Program, Rome, Italy. http://www.codexalimentarius.net/download/standards/360/CXG_032e.pdf
- Conacher A. J., Conacher J. (1998). Southern Australia in Land degradation in Mediterranean environments of the world: nature and extent, causes and solutions. John Wiley & Sons, Chichester. pp 155-168.
- Cook R. and Calvin L. (2005). Greenhouse Tomatoes Change the Dynamics of the North American Greenhouse Tomato Industry. <http://www.ers.usda.gov/publications/ERR2>. Consultado el 20 de abril de 2011.
- Correa O. S., Romero A. M., Montecchia M. S. and Soria M. A. (2007). Tomato genotype and *Azospirillum* inoculation modulate the changes in bacterial communities associated with roots and leaves. *Journal of Applied Microbiology*. 102: 781-786.
- Chadra R. and Rustgi R. (1998). Biodegradable polymers. *Prog. Polym. Sci.* 23: 1273-1335.
- Chanway C. P. (1997). Inoculation of tree roots with plant growth promoting soil bacteria: an emerging technology for reforestation. *Forest Science*. 43 (1): 99-112.
- Chinese D., Meneghetti A., and Nardin G. (2005). Waste to energy based greenhouse heating: exploring viability conditions through optimization models. *Renewable Energy*. 30 (10): 1573-1586.
- Csizinszky A. A., Schuster D. J. and Kring J. B. (1995). Color Mulches Influence Yield and Insect Pest Populations in Tomatoes. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 120:778-784.
- CSANR (Center for Sustaining Agriculture and Natural Resources). (2011). Organic Agriculture. Washington State University. http://csanr.wsu.edu/pages/Organic_Agriculture. Consultado el 05 de abril del 2001.

- Dalaka A., Kompare B., Robnik-Sikonja M. and Sgardelis S. P. (2000). Modelling the effects of environmental conditions on apparent photosynthesis of *Stipa bromoides* by machine learning tools. *Ecological Modelling*. 129(2-3): 245-257.
- De Bach P. (1964). Biological control of insect pests and weeds. Chapman and Hall, London, UK. pp 844.
- Dekov I., Tsonev T., and Yordanov I. (2000). Effects of water stress and high temperature stress on the structure and activity of photosynthetic apparatus of *Zea mays* and *Helianthus annuus*. *Photosynthetica*. 38: 361-366.
- Dell'Amico J., Torrecillas A., Rodríguez P., Morte A. and Sánchez-Blanco M.J. (2002). Responses of tomato plants associated with the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus clarum* during drought and recovery. *The Journal of Agricultural Science*. 138: 387-393.
- del Amor M. F. and Marcelis M. F. L. (2006). Differential effect of transpiration and Ca supply on growth and Ca concentration of tomato plants. *Scientia Horticulturae*. 111(1): 17-23.
- de la Cruz-Lázaro E., Osorio-Osorio R., Martínez-Moreno E., Lozano del Río, A. J., Gómez-Vázquez A., Sánchez-Hernández R. (2010). Uso de Compostas y Vermicompostas para la Producción de Tomate Orgánico en Invernadero. *Interciencia*. 35 (5): 363-368.
- de Freitas T. S., Shackel A. K. and Mitcham J. E. (2011). Abscisic acid triggers whole-plant and fruit-specific mechanisms to increase fruit calcium uptake and prevent blossom end rot development in tomato fruit. *Journal of Experimental Botany*. 62 (8): 2645-2656.
- Díaz E., Garnica J., Macua J.I.G., Calvillo S., Santos A. y García I.L. (2005). Utilización de acolchados plásticos en tomate y pimiento. *Navarra Agraria*. 5-13. <http://www.navarraagraria.com/n150/arplasti.pdf>.
- Díaz F. A., Garza C. I., Pecina Q. V. y Montes G. N. (2008). Respuesta del sorgo a micorriza arbuscular y *Azospirillum* en estrés hídrico. *Rev. Fitotec. Mex.* 31(1): 35-42.
- Doi M., Shigenaga A., Emi T., Kinoshita T. and Shimazaki K. (2004). A transgene encoding a blue-light receptor, phot1, restores blue light responses in the *Arabidopsis* phot1 phot2 double mutant. *J. Exp. Bot.* 55: 517-523.
- Dobbelaere S., Croonenborghs A., Thys A., Ptacek D., Vanderleyden J., Dutto P., Labandera-Gonzalez C., Caballero-Mellado J., Francisco Aguirre J., Kapulnik Y., Brener S., Burdman S., Kadouri D., Sarig S. and Okon Y. (2001). Responses of agronomically important crops to inoculation with *Azospirillum*. *Aust. J. Plant Physiol.* 28:871-879.
- Dorais M. (2007). Effect of cultural management on tomato fruit health qualities. Source: Proceedings of the 1st International Symposium on Human Health Effects of Fruits and Vegetables. Book Series: *Acta Horticulturae*. 744: 279-293.

- Edwards C. A., Lal R. Madden P., Miller R. H. and House G. (1990). Sustainable agricultural systems. Soil and water conservation society. Ankey, Iowa. pp 307.
- Ehaliotis C., Massas I. and Pavlou G. (2010). Efficient urea-N and KNO₃-N uptake by vegetable plants using fertigation. *Agronomy for Sustainable Development*. 30(4): 763-768.
- El-Hage S. N. and Müller-Lindenlauf M. (2010). Organic agriculture and climate change. *Renewable Agriculture and Food Systems*. 25(2); 158-169.
- El-Hage S. N. and Hattam C. (2003). Agricultura orgánica ambiente y seguridad alimentaria. *FAO*. Roma. 4(1-280). <http://www.fao.org/docrep/005/y4137s/y4137s00.htm>. Consultado el 20 de mayo del 2011.
- El-Kraman M. F., Ahmed M. K. A., Bahr A. A. And Kasber M. O. (2000). Utilization of Bio-fertilization in field crop production. *Egypt. J. Appl. Sci*. 15: 137-149.
- El-Lithy M. E., Rodrigues G. C., van Rensen J. J. S., Snel J. F. H., Dassen H. J. H. A., Koornne M., Jansen M. A. K., Aarts M. G. M. and Vreugdenhil D. k. (2005). Altered photosynthetic performance of a natural *Arabidopsis* accession is associated with atrazine resistance. *Journal of Experimental Botany*. 56(416): 1625-1634.
- Elein T. A. Leyva, A. Hernández, A. (2005). Microorganismos benéficos como biofertilizantes eficientes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum*, M.). *Rev. Colomb. Biotecnol*. 7(2): 47-54.
- Elorza-Martínez, P., López-Herrera M., Hernández-Fuentes A., Olmedo-Pérez G., Domínguez-Barradas C. y Maruri-García, J. (2007). Efecto del tipo de tutor sobre el contenido de vainillina y clorofila en vainas de vainilla (*Vanilla planifolia* Andrews) en Tuxpan, Veracruz, México. *Revista Científica UDO Agrícola*. 7(1): 228-236.
- Elmaz O., Cerit H., Ozcelik M. and Ulas S. (2004). Impact of organic agriculture on the environment. *Fresenius Environmental Bulletin*. 13(11A): 1072-1078.
- El-Samad A. H. M., El-Komy H. M., Shaddad M. A. K. and Hetta A. M. (2005). Effect of Molybdenum on Nitrogenase and Nitrate Reductase Activities of Wheat Inoculated with *Azospirillum brasilense* Grown Under Drought Stress. *Gen. Appl. Plant physiology*. 31(1-2): 43-54.
- Eckardt N.A. (2001). A calcium-regulated gatekeeper in phloem sieve tubes. *Plant Cell*. 13: 989-992.
- Erenstein O. (2003). Smallholder conservation farming in the tropics and sub-tropics: a guide to the development and dissemination of mulching with crop residues and cover crops. *Agric. Ecosyst. Environ*. 100:17.
- Esau K. (1977). Anatomy of seed plants. 2ed. John Wiley and Sons, Inc. New York. 0-576.

- España B. Ma. L., Lobit P. y Castellanos M. V. (2010). Estimación del contenido de clorofila en la reserva de la biósfera mariposa monarca. *Rev. Fitotec. Mex.* 33(2): 175-181.
- Espinosa-Victoria D., Hernández-Flores L., López-Reyes L. (2006). Diversidad genética de *Azospirillum brasilense* en suelos cultivados con maíz con labranza convencional y de conservación. *TERRA Latinoamericana.* 24(2): 215-223.
- Eparvier A. and Alabouvette C. (1994). Use of ELISA and GUS-transformed strains to study competition between pathogenic and non-pathogenic *Fusarium oxysporum* for root colonization. *Biocontrol Sci. Technol.* 4: 35-47.
- FAO. (2008). Estadísticas de la Producción de Tomate a Nivel Mundial. <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>. Consultada el 21 de abril del 2011.
- FAO. (2011). Organic Agriculture: What are the environmental benefits of organic agriculture? <http://www.fao.org/organicag/oa-faq/oa-faq6/en/>. Consultado el 12 de abril del 2011.
- Fetter T. R. and Caswell J. A. (2002) Variation in organic standards prior to the national organic program. *American Journal of Alternative Agriculture.* 17: 55-74.
- Federici B. A. (1999). *Bacillus thuringiensis* in Biological Control. 575-593. En Handbook of Biological Control. Bellows T.S. and Fisher T.W. eds. *Academic Press*, New York, USA.
- Fidelibus W. M., Martin C. A. and Stutz J. C. (2001). Geographic isolates of *Glomus* increase root growth and whole-plant transpiration of Citrus seedlings grown with high phosphorus. *Mycorrhiza.* 10(5): 231-236.
- Fortnum B. A., Kasperbauer M. J. and Decoteau D. R. (2000). Effect of Mulch Surface Color on Root-Knot of tomato Grown in simulated Planting Beds. *Journal of Nematology.* 32(1): 101-109.
- Fortnum B. A., Decoteau D. R. and Kasperbauer M. J. (1997). Colored Mulches Affect Yield of Fresh-market Tomato Infected with *Meloidogyne incognita*. *Journal of nematology.* 29(4): 538-546.
- Fox B. G., Shanklin J, Ai J., Loehr T.M. and Sanders-Loehr J. (1994). Resonance Raman evidence for an Fe-O-Fe center in stearyl-ACP desaturase. Primary sequence identity with other diironoxo proteins. *Biochemistry.* 33: 12776-12786.
- Flores J., Ojeda-Bustamante W., López I., Rojano A. y Salazar I. (2007). Requerimientos de riego para tomate de invernadero. *Terra Latinoamericana.* 25(2): 127-134.
- Flores-Velazquez J., Montero j. I. (2008). Computational Fluid Dynamics (CFD) Study of Large Scale Greenhouses. *Acta Horticulturae.* 797:117-122.
- Fusaro, D. (2007). The Top 100: Kraft returns to the top, Food Processing. <http://www.foodprocessing.com/articles/2007/181.html>. Consultado el 19 abril del 2011.

- Gao F. S., Xu K., Wang L., Su H. and Xu L. G. (2007). Effects of soil water content on H₂O and CO₂ exchange in tomato leaves in different seasons. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao*. 18(2): 371-375.
- Galbiatti J. A., da Silva F. G., Franco C. F. and Caramelo A. D. (2011). Development of bean with the use of mineral fertilization and biofertilizer. *Engenharia Agricola*. 31(1): 167-177.
- Garg N., and Manchanda, G. (2009) Role of arbuscular mycorrhizae in the alleviation of ionic, osmotic and oxidative stresses induced by salinity in *Cajanus cajan* (L.) Millsp. (pigeonpea). *J. Agron. Crop. Sci.* 195: 110-123.
- Gerasopoulos D. and Chebli B. (1999). Effects of pre- and postharvest calcium applications on the vase life of cut gerberas. *J. Hort. Sci. Biotech.* 74: 78-81.
- Genuncio G. C., Silva R. A.C., Sa N. M., Zonta E. and Araujo A. P. (2010). Production of tomato cultivars in hydroponics and fertigation with different ratios between nitrogen and potassium. *Horticultura Brasileira*. 28(4): 446-452.
- Gitelson A., Gritz Y. and Merzlyak M. N. (2003). Relationships between leaf chlorophyll content and spectral reflectance and algorithms for non-destructive chlorophyll assessment in higher plant leaves. *Journal of Plant Physiology*. 160(3): 271-282.
- Gómez P. A. (2000). Agricultura Orgánica: una alternativa posible. http://www.ceuta.org.uy/files/Agricultura_organica_una_alternativa_posible.pdf. Consultado el 8 mayo del 2011.
- Gómez M. A. (2004). La agricultura orgánica en México y en el mundo. *Conabio; Biodiversitas*. 55: 13-15.
- Gómez T. L., Martin L., Gómez C. M. and Mutersbaugh T. (2005). Certified organic agriculture in Mexico: Market connections and certification practices in large and small producers. *Journal of Rural Studies*. 21(4): 461-474.
- González, A., Villalobos V., Pereyra G., Rengifo E., Marín O. y Tezara W. (2009). Comparación ecofisiológica de tres especies del género *Lantana* L. (*Verbenaceae*). *Acta Bot. Venez.* 32(2): 417-432.
- Glass A. D. M. (2003). Nitrogen use efficiency of crop plants: physiological constraints upon nitrogen absorption. *Crit. Rev. Plant Sci.* 22: 453-470.
- Gross R. A. and Kalra B. (2002). Biodegradable Polymers for the Environment. *Green Chem.* 297: 803-807.
- Grainge M. and Ahmed S. (1988). Handbook of plants with pest control properties. *John Wiley & Sons*. New York. 1-470.
- Gryndler M., Vejsadová H. and Vančura V. (1992). The effect of magnesium ions on the vesicular-arbuscular mycorrhizal infection of maize roots. *New Phytologist*. 122(3): 455-460.

- Gutiérrez M. V., Chinchilla C. and Jiménez K. (2007). Respuesta de Nueve Palmas Ornamentales a la Suspensión del Riego bajo un Gradiente de Sombra. *Agronomía Costarricense*. 31(1): 21-31.
- Gur A., Osorio S., Fridman E., Fernie A. R. and Zamir D. (2010). hi2-1, A QTL which improves harvest index, earliness and alters metabolite accumulation of processing tomatoes. *Theor Appl Genet*. 121:1587–1599.
- Gusmão S. A. L., Pádua J. G., de Gusmão M. T. A. y Braz L. T. (2000). Efeito da densidade de plantio e forma de tutoramento na produção de tomateiro tipo “cereja” em Jaboticabal-SP. *Hortic. Bras*. 18: 572-573.
- Haldimann, P. and Feller, U. (2005). Growth at moderately elevated temperature alters the physiological response of the photosynthetic apparatus to heat stress in pea (*Pisum sativum* L.) leaves. *Plant, cell and environment*. 28(3): 302-317.
- Harrison M.J. (1999). Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Annu Rev Plant Physiol*. 50:361-389.
- Harris-Valle C., Esqueda M., Valenzuela-Soto E. M. y Castellanos A. E. (2009). Tolerancia al estrés hídrico en la interacción planta-hongo Micorrízico Arbuscular: metabolismo energético y fisiología. *Rev. Fitotec. Mex*. 32 (4): 265–271.
- Hajiboland R., Aliasgharzadeh N., Laiegh S. F. and Poschenrieder C. (2010). Colonization with arbuscular mycorrhizal fungi improves salinity tolerance of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. *Plant and Soil*. 331(1-2): 313-327.
- Halley P., Rutgers R., Coombs S., Gralton J., Jenkins M., Beh H., Griffin K., Jayasekara R. and Lonergan G. (2001). Developing biodegradable mulch films from starch-based polymers. *Starch*. 53: 362-367.
- He J., Austin P. T. and Lee S. K. (2010). Effects of elevated root zone CO₂ and air temperature on photosynthetic gas exchange, nitrate uptake, and total reduced nitrogen content in aeroponically grown lettuce plants. *Journal of Experimental Botany*. 61(14): 3959-3969.
- Hegazi E. S., El-Sonbaty M. R., Eissa M. A., Ahmed D. A. and El-Sharony T. F. (2007). Effect of Organic and Bio-Fertilization on Vegetative Growth and Flowering of Picual Olive Trees. *World J. Agric. Sci*. 3(2): 210-217.
- Hermans C., Hammond, J. P., White P. J., Verbruggen N. (2007). How do plants respond to nutrient shortage by biomass allocation?. *Trends in Plant Science*. 11: 610-617.
- Hernández I. M. y Chailloux M. (2004). Las micorrizas arbusculares y las bacterias rizosféricas como alternativa a la nutrición mineral del tomate. *Cultivos Tropicales*. 25(2): 5-12.
- Helyes L., Pek Z., Brandt S., Varga G., Barna E., Hovari J. and Lugasi A. (2003). Influence of harvest date on fruit technological traits of five processing tomato

- varieties. Source: Proceedings of the Eighth International Ishs Symposium on the Processing Tomato. Book Series: *Acta Horticulturae*. 613: 213-216.
- Heuvelink E. (1996). Dry matter partitioning in tomato: validation of a dynamic simulation model. *Annals of Botany*. 77: 71-80.
- Hiroshi H., Yoshihiro S., Toshiko U. and Hiroshi K. (2000). Effects of low light intensity on growth, photosynthesis and distribution of photoassimilates in tomato plants. *Environment Control in Biology*. 38(2): 63-69.
- Hobbs P.R. (2007). Conservation agriculture: what is it and why is it important for future sustainable food production?. *J. Agric. Sci.* 145:127.
- Hoffmann W. A. and Poorter H. (2002). Avoiding Bias in Calculations of Relative Growth Rate. *Annals of Botany*. 80: 37-42.
- Holguin G., Bashan Y., Puente E., Carrillo A., Bethlenfalvay G., Rojas A., Vázquez P., Toledo G., Bacilio J. M., Glick R. B., de Bashan G. L., Lebsky V., Moreno M. y Hernández J.P. (2003). Promoción del Crecimiento en Plantas por Bacterias de la Rizosfera. *Agricultura Técnica en México*. 29(2): 201-211.
- Hossain D., Hanafi M. M., Talib J. and Jol H. (2010). Effects of Nitrogen, Phosphorus and Potassium Levels on Kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) Growth and Photosynthesis under Nutrient Solution. *Journal of Agricultural Science*. 2(2): 49-57.
- Howard, P. H. (2009). Consolidation in the North American Organic Food Processing Sector, 1997 to 2007. *International Journal of Sociology of Agriculture and Food*. 16(1): 13-30.
- Hurewitz J. and Janes H. W. (1983). Effect of Altering the Root-Zone Temperature on Growth, Translocation, Carbon Exchange Rate, and Leaf Starch Accumulation in the Tomato. *Plant Physiol*. 73: 46-50.
- Huerta E., Vidal O., Jarquin A., Geissen V. and Gomez R. (2010). Effect of Vermicompost on the Growth and Production Of Amashito Pepper, Interactions with Earthworms and Rhizobacteria. *Compost Science & Utilization*. 18(4): 282-288.
- Huez-López M. A., Ulery A. L., Samani Z., Picchioni G. and Flynn R. P. (2011). Response of Chile Pepper (*Capsicum annum* L.) to Salt Stress and Organic And Inorganic Nitrogen Sources: I.Growth and Yield. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 14 (1): 137-147.
- Hunt R. (1981). Plant growth analysis. By Edward Arnold (Publishers) ltd. The institute of biology's. studies in biology N° 96. London, England. 1-67.
- Hunt, R. (1990). Basic Growth Analysis. Plant Growth Analysis. Unwing Hyman. London. 1-112.

- Ibarra J. L., Flores J., Quezada M. R. y Zermeño A. (2004). "Acolchado, riego y microtúneles en tomate, chile Anaheim y chile pimiento". *Chapingo Serie Horticultura*. 10 (2) 133-139
- Ibarra J. L., Fernández B. J. M., Munguía L. J., Rodríguez H. S. A., Díaz P. J. O., Hernández M. J. L. y Farias L. J. (2001). Análisis de crecimiento en melón y pimiento con acolchado y microtúnel. *Rev. Fitotec. Mex.* 24(1):39-48.
- Iglesias I. and Alegre S. (2006). The effect of anti-hail nets on fruit protection, radiation, temperature, quality and profitability of 'Mondial Gala' apples. *Journal of Applied Horticulture*. 8(2): 91-100.
- Isman B. M. (2006). Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*. 1: 45-66.
- Ingenbleek Y. (2006). The Nutritional Relationship Linking Sulfur to Nitrogen in Living Organisms. *The Journal of Nutrition*. 136: 6 1641S-1651S.
- Jamali K. D. and Ashraf A. Y. (2008). Yield and Yield Components with Relation to Plant Height in Semi-Dwarf Wheat. *Pak. J. Bot.* 40(4): 1805-1808.
- Jarstfer A.G., Farmer-Koppenol P. and Sylvia D.M. (1997). Tissue magnesium and calcium affect arbuscular mycorrhiza development and fungal reproduction. *Mycorrhiza*. 7(5): 237-242.
- Jett L. W. (2006). High Tunnel Melon and Watermelon Production. Division of Plant Sciences. Department of Horticulture University of Missouri Columbia. <http://extension.missouri.edu/publications/DisplayPub.aspx?P=M173>. Consultado el 12 de abril de 2011.
- Jett L., Chism J. S. and Conley S. P. (2010). Intercropping systems for tomatoes within a high tunnel. Retrieved. 2010. <http://www.hightunnels.org/forgrowers.htm>. Consultado el 15 de abril del 2011.
- Jolliet O. and Bailey B. J. (1992). The effect of climate on tomato transpiration in greenhouses: measurements and models comparison. *Agricultural and Forest Meteorology* 58(1-2): 43-62.
- Kant C., Aydin A., Turan M. and Huang Y. M. (2010). Mitigation of N and P leaching from irrigated wheat area as influence plant growth promoting rhizobacteria (PGPR). *Romanian Biotechnological Letters* 15(6): 5754-5763.
- Karele I. (2002). Chlorophyll content distribution in leaves, stems, and ears in winter wheat. *Developments in Plant and Soil Sciences*. 92(10): 720-721.
- Kaplan D. L., Mayer J. M., Greenberger M., Gross R. A. and McCarthy S. (1994). Degradation methods and degradation kinetics of polymerfilms. *Polym. Degrad. Stab.* 45: 165-172.

- Karak T and Bhattacharyya P. (2011). Human urine as a source of alternative natural fertilizer in agriculture: A flight of fancy or an achievable reality. *Resources Conservation and Recycling*. 55(4):400-408.
- Karley A. J. and White P. J. (2009). Moving cationic minerals to edible tissues: potassium, magnesium, calcium. *Current Opinion in Plant Biology*. 12: 291-298.
- Kaur C., George B., Deepa N., Singh B. and Kapoor H. C. (2004). Antioxidant status of fresh and processed tomato. *Journal of Food Science and Technology-Mysore*. 41(5): 479-486
- Kinoshita T., Doi M., Suetsugu N., Kagawa T., Wada M. and Shimazaki K. (2001). phot1 and phot2 mediate blue light regulation of stomatal opening. *Nature*. 414: 656-660.
- Kotepong, P., Thongket, T., Kamlung, A. and Verasan, J. (2003). Effect of nitrogen and potassium on growth and yield of cherry tomato cv. CH154 in hydroponics. Book chapter; Conference paper Proceedings of 41st Kasetsart University Annual Conference. Subject: *Plants and Agricultural Extension and Communication*. 197-203.
- Koul O. and Dhaliwal G. S. (2003). *Predators and Parasitoids*. Taylor and Francis. London, UK. pp 1-152.
- Kloepper J. W. (1994). Plant growth promoting rhizobacteria (other system). En: *Azospirillum/Plant Association (Y. Okon, Ed.)*, CRC Press, Boca Raton, Florida, USA. pp 135-166.
- Kloepper J. W. (1996). Biological control agents vary in specificity for host, pathogen control, ecological habitat and environmental conditions. *Bio. Sci*. 46: 406-409.
- Kraiser T., Gras D. E., Gutierrez A. G., Gonzalez B. and Gutierrez R. A. (2011). A holistic view of nitrogen acquisition in plants. *Journal of Experimental Botany*. 62(4): 1455-1466.
- Kusano M., Fukushima A., Redestig H. and Saito K. (2011). Metabolomic approaches toward understanding nitrogen metabolism in plants. *Journal of Experimental Botany*. 62(4): 1439-1453.
- Latef A. A. H. A. and He C. X. (2011). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth, mineral nutrition, antioxidant enzymes activity and fruit yield of tomato grown under salinity stress. *Scientia Horticulturae*. 127(3): 228-233.
- Lamont W. J. (2004). Production of vegetables, strawberries, and cut flowers using plasticulture. *NRAES Publ. 133. Natural Resource, Agriculture, and Engineering Service, Ithaca, NY*.
- Lammertsma I. E., de Boer H. J., Dekker C. S., Dilcher L. D., Lotter F. A. and Wagner-Cremer F. (2011). Global CO₂ rise leads to reduced maximum stomatal conductance in Florida vegetation. *Environmental Sciences*. 108(10): 4035-4040.

- Lagunes-Tejeda A., Villanueva-Jiménez J. A. (1994). Toxicología y manejo de insecticidas. *Col. Postgraduados*. México. 1-264
- Lebuhn M., Heulin T. and Hartmann A. (1997). Production of auxin and other indolic and phenolic compounds by *Paenibacillus polymyxa* strains isolated from different proximity to plant roots. *FEMS Microbiol Ecol.* 22: 325-334.
- Leegod R. C. (1993). Carbon dioxide concentrating mechanisms. In: Lea P. J. and Leegod R. C. (Eds.). *Plant Biochemistry and Molecular Biology*. John Wiley & Sons, Ltd. Chichester, U.K. pp 42-72.
- Leon G.H.M. (2006). Guai para el cultivo de tomate en invernadero. 2^{da} Edicion. Chih., Chih., México.
- Lerner A., Herschkovitz Y., Baudoin E., Nazaret S., Moenne-Loccoz Y., Okon Y. and Jurkevitch E. (2006). Effect of *Azospirillum brasilense* inoculation on rhizobacterial communities analyzed by denaturing gradient gel electrophoresis and automated ribosomal intergenic spacer analysis. *Soil Biology & Biochemistry.* 38: 1212-1218.
- Linderman R. G. (1997). Vesicular-arbuscular mycorrhizal (VAM) fungi. In Carroll GC, Tudzynski P (eds). *The Mycota*. Berlin, Germany: Springer-Verlag. 117-128. In Lira-Saldivar, R. H. y Medina-Torre, J. G. (2007). Agricultura sustentable y biofertilizantes. Simposio Internacional de Agricultura Sustentable. 24 a 26 Octubre, 2007. Saltillo, Coahuila, México.
- Lira-Saldivar, R. H. y Medina-Torre, J. G. (2007). Agricultura sustentable y biofertilizantes. Simposio Internacional de Agricultura Sustentable. 24 a 26 Octubre, 2007. Saltillo, Coahuila, México.
- Lister C. E., Skinner M. A. and Hunter D. C. (2007). Fruits, vegetables and their phytochemicals for bone and joint health. *Current Topics in Nutraceutical Research.* 5(2-3): 67-82.
- Liu H., Duan A. W., Sun J.S. and Liang Y. Y. (2009). Effects of soil moisture regime on greenhouse tomato yield and its formation under drip irrigation. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao.* 20(11): 2699-2704.
- Liu A., Wang B. and Hamel C. (2004). Arbuscular mycorrhiza colonization and development at suboptimal root zone temperatura. *Mycorrhiza.* 14(2): 93-101.
- Lotter D.W: (2003). Organic Agriculture. *Journal of Sustainable Agriculture.* 21(4): 59-128.
- Lotter D. (2005). Sizing up organic farming in Mexico. http://newfarm.rodaleinstitute.org/international/panam_don/feb05/mx_organic/index.shtml. Consultado el 20 de abril del 2011.
- Losada M., Guerrero M. G. and Vega J. M. (1981). The assimilatory reduction of nitrate. In: Bothe H, Trebst A, editors. *Biology of inorganic nitrogen and sulfur*. Berlin: *Springer-Verlag*. 30-63.

- Lugtenberg B. and Kamilova F. (2009). Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria. *Annu. Rev. Microbiol.* 63: 541-556.
- Machado J. O., L. T. Braz y Grilli G. V. G. (2003). Desempenho de produção de cultivares de tomateiro tipo Cereja em diferentes espaçamentos (CD). *Hortic. Bras.* 21(2): 356-356.
- Maksoud M. A., Malaka A., El-Shamma M. S. and Fouad A. A. (2009). The Beneficial Effect of Biofertilizers and Antioxidants on Olive Trees under Calcareous Soil Conditions. *World J. Agric. Sci.*, 5 (3): 350-352.
- Mantur S. M. and Sateesh R. P. (2008). Influence of Spacing and Pruning on Yield of Tomato Grown Under Shade House. *Karnataka J. Agric. Sci.* 21(1): 97-98.
- Manjarrez-Martínez M. J., Alarcón A. and Ferrera-Cerrato R. (2005). Fertilización foliar en plantas de *Annona cherimola* Mill., inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares. *TERRA Latinoamericana.* 23(4): 553-562.
- Manrique-Reol, E. (2003). Los pigmentos fotosintéticos, algo más que la captación de luz para la fotosíntesis. *Ecosistemas: Revista científica y técnica de ecología y medio ambiente.* 12(1): 1697-2473.
- Marim B. G., Silva D. J. H., Guimarães M. A. y Belfort G. (2005). Sistemas de tutoramento e condução do tomateiro visando produção de frutos para consumo in natura. *Hortic. Bras.* 23(4): 951-955.
- Márquez-Hernández C. Cano-Ríos P. and Rodríguez-Dimas N. (2008). Uso de Sustratos Orgánicos para la Producción de Tomate en Invernadero. *Agricultura Técnica en México.* 34(1): 69-74.
- Marschner H. and Dell. B. (1994). Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant Soil* 159: 89-102.
- Marschner H. (1995). Mineral nutrition of higher plants. 2^{da} ed. Academic Press Boston, London, Inglaterra. 1-890.
- Maršić K. N., Gašperlin L., Abram V., Budič M. and Vidrih R. (2011). Quality parameters and total phenolic content in tomato fruits regarding cultivar and microclimatic conditions. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry.* 35: 185-194.
- Mascarúa-Esparza M. A., Villa G. R. and Caballero-Mellado J. (1988). Acetylene reduction and indoleacetic acid production by *Azospirillum* isolates from cetaceous plants. *Plant Soil.* 106: 91-95.
- Mazuela P., Acuna L., Alvarez M. y Fuentes A. (2010). Producción y calidad de un tomate cherry en dos tipos de invernadero en cultivo sin suelo. *Idesia* 28(2): 97-100.
- Mena-Violante H. G., Cruz-Hernández A., Paredes-López O., Gómez-Lim M. A. y Olalde-Portugal V. (2009). Cambios Relacionados con Textura de Frutos y

- Mejoramiento de la Vida de Anaquel por la Inoculación de Raíces de Tomate con *Bacillus Subtilis* Beb-13bs. *Agrociencia*. 43: 559-567.
- Millan-Almaraz J. R., Romero-Troncoso R. J., Guevara-Gonzalez R. G., Contreras-Medina L. M., Carrillo-Serrano R. V., Osornio-Rios R. A., Duarte-Galvan C., Rios-Alcaraz M. A. and Torres-Pacheco I. (2010). FPGA-based Fused Smart Sensor for Real-Time Plant-Transpiration Dynamic Estimation. *Sensors*. 10: 8316-8331.
- Middleton D. (2010). CO₂: Ice Cores vs. Plant Stomata. <http://debunkhouse.wordpress.com/2010/03/28/co2-ice-cores-vs-plant-stomata/>. Consultado el 25 de abril de 2011.
- Möller M., Tanny J., Cohen S. and Teitel M. (2003). Micrometeorological Characterisation in a Screenhouse. *Acta Hort.* (ISHS) 614: 445-451 http://www.actahort.org/books/614/614_67.htm.
- Morales D., Rodríguez P., Dell'Amico J. A., Torrecillas A. and Sánchez-Blanco M de J. (2006). Efecto de altas temperaturas en algunas variables del crecimiento y el intercambio gaseoso en plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum* M. Cv. Amalia). *Cultivos Tropicales*. 27(1): 45-48.
- Moreno M. M., Moreno A. and Mancebo I. (2009). Comparison of different mulch materials in a tomato (*Solanum lycopersicum* L.) crop. *Spanish Journal of Agricultural Research*. 7(2): 454-464.
- Morgan J. A. W., Bending G.D. and White P. J. (2005). Biological costs and benefits to plant-microbe interactions in the rhizosphere. *J. Exp. Bot.* 56: 1729-1739.
- Mohr H. and Schopfer P. (1994). Plant physiology. Berlin: Springer-Verlag; Winnewisser G, Herbst E. Organic molecules in space. *Top Curr Chem*. 139: 119-72.
- Moomaw A. S and Maguire M. E. (2008). The unique nature of Mg²⁺ channels. *Physiology*. 23: 275-285.
- McCraw D. and Motes J. E. (2007). Use of Plastic Mulch and Row Covers in Vegetable Production. Division of Agricultural Sciences and Natural Resources. Oklahoma State University. 1-7. <http://pods.dasnr.okstate.edu/docushare/dsweb/Get/Document-1099/F-6034%20web.pdf>. Consultado el 25 de abril del 2011.
- Muñoz R.J.J. (2003). El cultivo de tomate en invernadero. En: Muñoz J. J. y Castellanos J. Z. (Eds). Manual de producción hortícola en invernadero. INCAPA. México. pp. 226-262.
- Nair A., Ngouajio M. and Biernbaum J. (2011). Alfalfa-based Organic Amendment in Peat-compost Growing Medium for Organic Tomato Transplant Production. *Hortscience*. 46(2): 253-259.

- Narsian V. and Patel H. H. (2000). *Aspergillus aculeatus* as rock phosphate solubilizers. *Soil Biol. Biochem.* 32: 559-565.
- Navejas J. J. (2002). Producción orgánica de tomate. INIFAP-CIRNE. Desplegable técnica No. 5. Constitución, Baja California Sur, México.
- Nayak P. L. (1999). Biodegradable polymers: Opportunities and challenges. *Rev. Macromol. Chem. Phys.* 39: 481-505.
- Neilands J. B. (1995). Siderophores: Structure and Function of Microbial Iron Transport Compounds. *The Journal of Biological Chemistry.* 270(45): 26723–26726.
- Nigh R. (1997). Organic Agriculture and Globalization: A Maya Associative Corporation in Chiapas, Mexico. *Human Organization.* 56(4): 427-436.
- Nuss D. L. (1992). Biological control of chestnut blight: an example of virus-mediated attenuation of fungal pathogenesis. *Microbiol. Rev.* 56: 561-576.
- Nuss D. L. y Koltin Y. (1990). Significance of dsRNA elements in plant pathogenic fungi. *Annu. Rev. Phytopathol.* 28: 37-58.
- Nursyamsi D., Idris K., Sabiham S., Rachim D. A. and Sofyan A. (2008). Dominant Soil Characteristics Influencing Available Potassium on Smectitic Soils. *Indonesian Journal of Agriculture.* 1(2): 121-131.
- Olabisi O., Robinson L. M. and Show M. T. (1980). Polymer-Polymer Miscibility. *Journal of Polymer Science: Polymer Letters Edition.* 18(8): 582.
- Olivares J. and Barea J. M. (1995). Fijación y movilización biológica de nutrientes. *Front. Cien. Tecnol.* 8: 42-44.
- Omer M. A. (2009). Constructions, applications and the environment of greenhouses. *African Journal of Biotechnology.* 8(25): 7205-7227.
- Ortiz-Castro R., Valencia-Cantero E. and López-Bucio J. (2008). Plant growth promotion by *Bacillus megaterium* involves cytokinin signaling. *Plant Signaling & Behavior.* 3(4): 263-265.
- Okon Y. (1985). *Azospirillum* as a potential inoculant for agriculture. *Trends Biotechnol.* 3: 223-228.
- Okon Y., Fallik S. E., Sarig E., Yahalom and T. S. (1988). Plant growth promoting effects of *Azospirillum*. 741-746. In: Bothe H. de Bruijn F. J. and Newton W. E. (eds.). Nitrogen fixation: hundred years after. Gustav Fischer Verlag. Stuttgart, Germany.
- Oseni T. O., Shongwe N. S. and Masarirambi T. M. (2010). Effect of Arbuscular Mycorrhiza (AM) Inoculation on the Performance of Tomato Nursery Seedlings in Vermiculite. *Int. J. of Agric. & Biology.* 12(5): 789-792.
- Outlaw W. H. Jr. (2003). Integration of cellular and physiological functions of guard cells. *Crit Rev Plant Sci.* 22: 503-529.

- Pandey S., Tiwari S. B., Upadhyaya K. C. and Sopory S. K. (2000). Calcium signaling: Linking environmental signals to celular functions. *Crit. Rev. Plant Sci.* 19: 291-318.
- Parry M. A. J., Flexas J. and Medrano H. (2005). Prospects for crop production under drought: research priorities and future directions. *Ann. Appl. Biol.* 147: 211-226.
- Passam C. H., Karapanos C. I., Bebeli J. P. and Savvas D. (2007). A Review of Recent Research on Tomato Nutrition, Breeding and Post-Harvest Technology with Reference to Fruit Quality. *The European Journal of Plant Science and Biotechnology.* 1(1): 1-21.
- Pearson V. and Read, D. J. (1975). The phisiology of the mycorrhizal endophyte of *Canulla vulgaris*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 64: 1-7
- Pedroza M., J. A., G. Corchuelo y Angarita A. (1997). Análisis de crecimiento de *Limonium sinuatum* Mill cv. Midnight Blue propagada sexual y asexualmente a partir de yemas vegetativas y florales. *Agron. Colomb.* 14(1): 1-12.
- Peralta-Díaz H. (2007). *Azospirillum*, Micorrizas y *Rhizobium*. Biofertilizantes Microbianos para una Agricultura Sustentable. 118-129. En: Lira-Saldivar R. H. y Medina-Torres J G. 2007 (Editores). Agricultura Sustentable y Biofertilizantes. 1-217.
- Persello-Cartieaux F., Nussaume L. and Robagli, C. (2003). Tales from the underground: molecular plantrhizobacteria interactions. *Plant Cell and Environment.* 26: 189-199.
- Petruzzelli D., Volpe A., Di Pinto A. C. and Passino R. (2000). Conservative technologies for environmental protection based on the use of reactive polymers. *React. Funct. Polym.* 45: 95-107.
- Poromarto S. H., Nelson B. D. and Freeman T. P. (1998). Association of binucleate Rhizoctonia with soybean and mechanism of biocontrol of Rhizoctonia solani. *Phytopatology.* 88(10): 1056-1067.
- Puente M. L., Garcia J. E. and Peticari A. (2009). Effect of the Bacterial Concentration of *Azospirillum* Brasilense in the Inoculum and ist Plant Growth Regulator Compounds on Crop yield of Corn (*Zea Mayz* L.) in the Field. *World Journal of Agriculture Sciences.* 5(5): 604-608.
- Puente M. y Peticari A. (2006). Promotores de crecimiento vegetal. Características y uso potencial en el agro argentino. *Revista de los CREA.* 304: 66-69.
- Puoci F., Iemma F., Gianfranco S. U., Cirillo G., Curcio M. and Picci N. (2008). Polymer in Agriculture. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences.* 3(1): 299-314.
- Pulido L. E., Medina N. and Cabrera A. (2003). La biofertilización con rizobacterias y hongosmicorrízicos arbusculares en la producción de posturas de tomate

(*Lycopersicon esculentum* Mill.) y Cebolla (*Allium cepa* L.). I. crecimiento Vegetativo. *Cultivos Tropicales*. 24(1): 15-24.

Plassard C. and Dell B. (2010). Phosphorus nutrition of mycorrhizal trees. *Tree Physiology*. 30(9): 1129-1139.

Raviv M. (2010). The use of mycorrhiza in organically-grown crops under semi arid conditions: a review of benefits, constraints and future challenges. *Symbiosis*. 52(2-3): 65-74.

Radford P. J. (1967). Growth analysis formulae, their use and abuse. *Crop Science*. 7:171-175.

Reddy S. R. (1999). Principles of Agronomy. Kalyani Publishers, New Delhi. 25-28.

Regnault-Roger C., Philogene B. J. R. and Vincent C. (2005). Biopesticides of plant origin. *Lavoisier, Paris, France*. 1-15.

Reinhardt L. E., Ramos L. P. Manfio P. G., Barbosa R. H., Pava C. and Moreira-Filho C. A. (2008). Molecular characterization of nitrogen-fixing bacteria isolated from Brazilian agricultural plants at São Paulo state. *Brazilian Journal of Microbiology*. 39(3): 414-422.

Rembiałkowska E. (2007). Quality of plant products from organic agriculture. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 87: 2757-2762.

Ribas F., Cabello M. J., Moreno M. M., Moreno A. y López-Bellido L. (2003). Influencia del riego y de la aplicación de potasio en la producción del melón (*Cucumis melo* L.). II: Calidad. *Spanish Journal of Agricultural Research*. 1 (1): 79-90.

Riera, M. y Medina, N. (2005). Influencia de las micorrizas sobre las poblaciones bacterianas y su efecto sobre los rendimientos en secuencias de cultivo. *Cultivos Tropicales*. 6(4): 21-27.

Rice P. J., McConnell L. L., Heighton L. P. Sadeghi A. M. and Isensee A. R. (2001). Runoff loss of pesticides and soil: a comparison between vegetative mulch and plastic mulch in vegetable production systems. *Journal of environmental quality*. 30: 1808-1821.

Richa G., Khosla B. and Reddy S. (2007). Improvement of Maize Plant Growth by Phosphate Solubilizing fungi in Rock Phosphate Amended Soils. *World Journal of Agricultural Science*. 3(4): 481-484.

Riga P., Anza M. and Garbisu C. (2008). Tomato quality is more dependent on temperature than on photosynthetically active radiation. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 88: 158-166.

Riga P., Ecay E. and Anza M. (2007). Efecto de las radiaciones PAR y de la temperatura en la calidad del tomate. *Actas de Horticultura. Sociedad Española de Ciencias Hortícolas*. 48: 294-297.

- Rincón L. (1997). Fertilización del melón en riego por goteo. Melones. Compendio de Horticultura nº 10. Ed. Horticultura S. L. pp. 85-93.
- Rincón L. y Giménez M. (1989). Fertirrigación por goteo del melón. *Fertilización*. 105: 55-56.
- Roger-Estrade J., Anger, C., Bertrand, M., Richard, G. (2010). Tillage and soil ecology: Partners for sustainable agricultura. *Soil & Tillage Research*. 111(1): 33-40.
- Robles C. y Barea J. M. (2004). Respuesta de la planta y del suelo a inoculación con *glomus intraradices* y rizobacterias en maíz en cultivo. *TERRA Latinoamericana*. 22(1): 59-69.
- Robledo-Torres V., Hernández D. J. y Bacópulos T. E. (2002). Producción de hortalizas en invernadero, con enfoque orgánico. XIV Semana Internacional de Agronomía FAZ-UJED 2002. Venecia Durango. 47-57.
- Rodriguez H. y Fraga. R. (1999). Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances*. 17: 319-339.
- Rodríguez D. N., Cano R. P., Figueroa V. U., Favela C. E., Moreno R. A., Márquez H. C., Ochoa M. E. y Preciado R. P. (2009). Uso de Abonos Orgánicos en la Producción de Tomate en Invernadero. *TERRA Latinoamericana*. 27(4): 319-327.
- Rodríguez H. R., Bravo M.E., López L. P., Jiménez V. J. L., Luévanos A. A. and Bustamante O. J.D. (2003). Rentabilidad del jitomate (*Lycopersicon esculentum*. M.) bajo condiciones de bioespacio en Oaxaca. INIFAP.
- Roggatz U., McDonald A. J. S., Stadenberg I. and Schurr U. (1999). Effects of nitrogen deprivation on cell division and expansion in leaves of *Ricinus communis* L. *Plant Cell Environ*. 22: 81-89.
- Rokhzadi A., Asgharzadeh A., Darvish F., Nour-Mohammadi G. y Majidi E. (2008). Influence of Plant Growth-Promoting Rhizobacteria on Dry Matter Accumulation and Yield of Chickpea (*Cicer arietinum* L.) under Field Conditions. *Am-Euras. J. Agric. & Environ. Sci*. 3(2): 253-257.
- Rosales M. A., Ruiz J. M., Hernández J. Soriano T., Castilla N. and Romero L. (2006). Antioxidant content and ascorbate metabolism in cherry tomato exocarp in relation to temperature and solar radiation. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 86: 1545-1551.
- Rouphael Y., Schwarz D., Krumbein A. and Colla G. (2010). Impact of grafting on product quality of fruit vegetables. *Scientia Horticulturae*. 127(2): 172-179.
- Rubio A. M., López G., Tovar J., Pozo D. and Batlles J. F. (2005). The use of satellite measurements to estimate photosynthetically active radiation. *Physics and Chemistry of the Earth*. 30: 159-164.
- Ruiz-Lozano J. M., Azcon R. and Gomez M. (1995). Effects of Arbuscular-Mycorrhizal Glomus Species on Drought Tolerance: Physiological and Nutritional Plant Responses. *Appl. Environ. Microbiol*. 61(2): 2456-460.

- Ruíz-Sánchez M., Armada E., Muñoz Y., de Salamone I. E. Aroca G.R., Ruíz-Lozano J. M. and Azcón R. (2011). Azospirillum and arbuscular mycorrhizal colonization enhance rice growth and physiological traits under well-watered and drought conditions. *Journal of Plant Physiology*. 168(10): 1031-1037.
- Ruth B., Khalvati M. and Schmidhalter U. (2011). Quantification of mycorrhizal water uptake via high-resolution on-line water content sensors. *Plant and Soil*. 342: 459-468.
- Ryu C. M., Farag M. A., Hu C. H., Reddy M. S., Wei H. X., Paré P. W. and Kloepper J. W. (2003). Bacterial volatiles promote growth in Arabidopsis. *Proc Natl Acad Sci USA*. 100: 4927-4932.
- Sánchez-Díaz M. and Honrubia M. (1994). Water relations and alleviation of drought stress in mycorrhizal plants. In: Gianinazzi, S. y H. Schüepp (eds.). Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems. Birkhäuser Verlag. Basel, Switzerland. 167-178
- Sánchez L. Hernández S. y Ortiz S. (2006). Metabolito bacteriano a partir de Burkholderia cepacia como agente biocontrolador en cultivos de interés agrícola. <http://www.monografias.com/trabajos36/metabolito-bacteriano/metabolito-bacteriano2.shtml>. Consultado el 20 de mayo del 2011.
- Sanchis V. (2011). From microbial sprays to insect-resistant transgenic plants: history of the biopesticide Bacillus thuringiensis. *Agronomy for Sustainable Development*. 31(1): 217-231.
- Santos B., Rios D. and Nazco R. (2006). Climatic conditions in tomato screenhouses in tenerife (canary islands). *Acta Hort.* (ISHS) 719:215-222. http://www.actahort.org/books/719/719_23.htm
- Sarabia O. M., Madrigal R. P., Martínez T. M. y Carreón A. Y. (2010). Plantas, hongos micorrízicos y bacterias: su compleja red de interacciones. *Biológicas*. 12(1): 65-71.
- Scheffer F. and Schachtschabel P. (1988). *Lehrbuch der Bodenkunde*. Enke, Stuttgart.
- SIAP. (2010). Producción de tomate rojo orgánico. http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=351. Consultado el 25 de marzo de 2011.
- Sindhu S. S., Gupa S. K., and Dadarwal K. P. (1999). Antagonistic effect of Pseudomonas spp. on pathogenic fungi and enhancement of growth of green gram (*Vigna Radiate*). *Biology and Fertility of Soils*. 29: 62-68.
- Selvadurai E. L., Brown A. E., Hamilton J. T. G. (1991). Production of indole-3-acetic acid analogues by strains of Bacillus cereus in relation to their influence on seedling development. *Soil Biol Biochem*. 23:401-403.
- Sethi V. P. (2009). On the selection of shape and orientation of a greenhouse: Thermal modeling and experimental validation. *Solar Energy*. 83(1): 21-38.

- Shadchina T. M. and Dmitrieva V. V. (1995). Leaf Chlorophyll Content as a Possible Diagnostic Mean for the Evaluation of plant Nitrogen Uptake from the soil. *Journal of Plant Nutrition*. 18(7): 1427-1437.
- Shahak Y., Gal E., Offir Y. and Ben-Yakir D. (2008). Photosensitive Shade Netting Integrated with Greenhouse Technologies for Improved Performance of Vegetable and Ornamental Crops. *Acta Hort.* (ISHS) 797: 75-80.
- Shaul O. (2002). Magnesium transport and function in plants: the tip of the iceberg. *Biometals*. 15(3): 309-323.
- Shibles R. 1987. Crop physiology. Iowa, USA, Iowa State University. 214 p.
- Sneh B. (1998). Use of non-pathogenic or hypovirulent fungal strains to protect plants against closely related fungal pathogens. *Biotechnol. Adv.* 16(1):1-32.
- Sivakumar M. V. R. and Shaw R. H. (1978). Methods of growth analysis in field growth soybeans *G. max* (Merril). *Ann. Bot.* 42: 213-322.
- Singh J., Rai G. K., Upadhyay A. K., Kumar R. and Singh K. P. (2004). Antioxidant phytochemicals in tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Indian Journal of Agricultural Sciences*. 74(1): 3-5.
- Somers E., Ptacek D., Gysegom P., Srinivasan M. and Vanderleyden J. (2005). *Azospirillum brasilense* Produces the Auxin-Like Phenylacetic Acid by Using the Key Enzyme for Indole-3-Acetic Acid Biosynthesis. *Applied and Environmental Microbiology*. 71(4): 1803-1810.
- Soroa-Bell, M. R., Hernández-Fernández A., Soto-Carreño F. y Terry-Alfonso E. (2009). Identificación de algunas especies de microorganismos benéficos en la rizósfera de gerbera y su efecto en la productividad. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 15(2): 41-48.
- Sugumaran P. and Janarthaman B. (2007). Solubilization of Postassium Containing Minerals by Bacteria and Their Effect on Plant Growth. *World Journal of Agricultural Sciences*. 3(3): 350-355.
- Spencer, R. (2004). Microclimate Modification with Plasticulture. Alberta Agriculture and Rural Development. [http://www1.agric.gov.ab.ca/\\$department/deptdocs.nsf/all/faq8266#supply](http://www1.agric.gov.ab.ca/$department/deptdocs.nsf/all/faq8266#supply). Consultado el 24 de mayo del 2011.
- St-John, B. J.; Smith, S. E.; Nicholas, D. J. D. and Smith, F. A. (1985). Enzymes of ammonium assimilation in *Pezizella ericae* Read. *New Phytologist*. 100: 579-584.
- Steenhoudt, O. y J. Vanderleyden. (2000). *Azospirillum*, a free-living nitrogen-fixing bacterium closely associated with grasses: genetic, biochemical and ecological aspects. *FEMS Microbiol. Rev.* 24: 487-506.
- Sturmer S. L. and Siqueira J. O. (2011). Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhiza*. 21: 255-267.

- Sylvia D. M. (2005). Principles and applications of soil microbiology. 2^{da} ed. Pearson/Prentice Hall. New Jersey, USA. 259-306.
- Smith S. E., Read D. J. (2008). Mycorrhizal Symbiosis. 3^{ra} ed. Elsevier Academic Press. New York, USA 11-188.
- Smith S. E., Read, D. J. (1997). Mycorrhizal Dymbiosis. 2^{ad} ed. *Academic Press: San Diego*.USA. 26-160.
- Smith S. E. (1966). Physiology and ecology of orchid mycorrhizal fungi with reference to seedling. *New Phytologist*. 65: 488-499.
- Schüßler A., Schwarzott, D. and Walker, C. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*. 105: 1413-1421.
- Sun Y. C. and Ge F. (2011). How do aphids respond to elevated CO₂?. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 14(2): 217-220.
- Swarthout D. (2010). Stomata. <http://www.eoearth.org/article/Stomata?topic=58074#gen4>. Consultado el 20 de mayo del 2011.
- Tabatabaei S. J., Tabatabaei L., Fatemi and Fallahi E. (2006). Effect of ammonium: nitrate ratio on yield, calcium concentration, and photosynthesis rate in strawberry. *J. Plant Nut.* 29: 1273-1285.
- Tanny J. Dickena U. and Cohen S. (2006). Vertical variation in turbulence statistics and energy balance in a banana screenhouse. *Biosystems Engineering*. 106(2): 175-187.
- Tans P. and Keeling R. (2009). Trends in Atmospheric Carbon Dioxide. NOAA/ESRL. <http://www.esrl.noaa.gov/gmd/ccgg/trends/>. Consultado el 2 de mayo del 2011.
- Taiz L. and Zeiger E. (1998). Plant Physiology. 2^{ad} ed. Sinauer Associates. Inc. Publishers Sunderland, Massachusetts, USA.
- Taiz L., and Zeiger E. (1991). Plant physiology. Benjamin/Cummings. California, USA. 1-559.
- Takemiya A., Inouea S., Doib M., Kinoshitaa T. and Shimazakia K. (2005). Phototropins Promote Plant Growth in Response to Blue Light in Low Light Environments. *The Plant Cell*. 17: 1120-1127.
- Taylor C. T. and Cummins E. P. (2011). Regulation of gene expression by carbon dioxide. *Journal of Physiology-London*. 589(4): 797-803.
- Taylor M. D., Locascio S. J. and Alligood M. R. (2004). Blossom-end rot incidence of tomato as affected by irrigation quantity, calcium source, and reduced potassium. *HortScience*. 39: 1110-1115.

- Terry E. y Ruiz J. (2008). Evaluación de Bioproductos para la Producción de Tomate (*Solanum lycopersicum* Mill) bajo Sistema de Cultivo Protegido. *Cultivos Tropicales*. 29(3): 11-15.
- Terry A. E. and Leyva G. A. (2006). Evaluación Agrobiológica de la Coinoculación Micorrizas-Rizobacterias en tomate. *Agronomía Costarricense*. 30(1): 65-73.
- Terry A. E., Leyva Á. y Hernández A. (2005). Microorganismos benéficos como biofertilizantes eficientes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum*, M.). *Rev. Colomb. Biotecnol.* 7(2): 47-54.
- Tindalla J. A., Mills H. A. and Radcliffe D. E. (1990). The effect of root zone temperature on nutrient uptake of tomato. *Journal of Plant Nutrition*. 13(8): 939-956.
- Tian C., Kasiborski, B., Koul R., Lammers P. J., Bücking H., and Shachar-Hill Y. (2010). Regulation of the Nitrogen Transfer Pathway in the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis: Gene Characterization and the Coordination of Expression with Nitrogen Flux. *Plant Physiology*. 153: 1175–1187
- Topp C. E., Stockdale E., Watson C. and Rees R. (2007). Estimating resource use efficiencies in organic agriculture: a review of budgeting approaches used. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 87: 2782-2790.
- Thacker J. M. R. (2002). An Introduction to Arthropod Pest Control. Cambridge. UK: Cambridge Univ. Press. 1-343.
- Thongbai P., Kozai T. and Ohya K. (2010). CO₂ and air circulation effects on photosynthesis and transpiration of tomato seedlings. *Scientia Horticulturae*. 126(3): 338-344.
- Von Der Weid J. M. (1994). Agroecología y agricultura sustentable. *Agroecología y Desarrollo* 7: 9-14.
- Velasco V. J., Ferrera-Cerrato R. and Almaraz-Suárez J. J. (2001). Vermicomposta, micorriza arbuscular Y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara. *TERRA Latinoamericana*. 19(3): 241-248.
- Vessey J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*. 255: 571-586.
- Velázquez-Becerra C., Macías-Rodríguez L., López-Bucio J., Flores-Cortez I. y Valencia-Cantero E. (2010). Actividad inhibitoria del compuesto volátil bacteriano dimetilhexadecilamina sobre fitopatógenos. *Biológicas*. 12: 96-101.
- Wang X. L., Yang K. K. and Wang Y. Z. (2003). Properties of starch blends with biodegradable polymers. *J. Macromol Sci. Pol. Rev.* 43: 385-409.
- Wang Y., Secco D. and Poirier Y. (2008). Characterization of the PHO1 Gene Family and the Responses to Phosphate Deficiency of *Physcomitrella patens*. *Plant Physiology*. 146: 646-656.

- Wajaszek T., Starzecki W., Ubik A., Maczerk W. and Mydlarz J. (1979). Theoretical and technical aspects of CO₂ enrichment of greenhouse atmosphere in tomato production. *Phytronic News Lett.* 20: 56-62.
- Wallach R., Da-Costa N., Raviv M. and Moshelion M. (2010). Development of synchronized, autonomous, and selfregulated oscillations in transpiration rate of a whole tomato plant under water stress. *Journal of Experimental Botany.* 61(12): 3439-3449.
- Ware G. W. (1983). Pesticides. Theory and Application. W.H. Freeman & Co. San Francisco, USA.308.
- Waters M. B. (2011). Moving magnesium in plant cells. *New Phytologist.* 190(3): 10-513.
- Willer H. and Yussefi M. (2001). Organic Agriculture Worldwide: Statistics and Future Prospects. http://www.soel.de/fachthemen/downloads/s_74_03.pdf. Consultado el 20 de abril del 2011.
- Willer H. and Yussefi M. (2006). The World of Organic Agriculture. Statistics and Emerging Trends. International Federation of Organic Agriculture Movements (IFOAM), Bonn Germany & Research Institute of Organic Agriculture FiBL, Frick, Switzerland. 1-213. <http://orgprints.org/5161/2/willer-yussefi-2005-world-of-organic.pdf>. Consultado el 2 de mayo del 2011.
- Willer H. and Yussefi M. (2007). The World of Organic Agriculture. Statistics and Emerging Trends. International Federation of Organic Agriculture Movements IFOAM, Bonn, Germany & Research Institute of Organic Agriculture FiBL, Frick, Switzerland. 1-42. <http://orgprints.org/10506/1/willer-yussefi-2007-p1-44.pdf>. Consultado el 2 de mayo del 2011.
- Willer H. and Kilcher L. (2011). The World of Organic Agriculture. Statistics and Emerging Trends 2011. IFOAM. Bonn y FiBL, Frick.
<http://www.organic-world.net/fileadmin/documents/yearbook/2011/world-of-organic-agriculture-2011-page-1-34.pdf>. Consultado el 5 de mayo del 2011.
- Wold A. B., Wicklund T. and Haffner K. (2006). Antioxidant activity in commonly grown and consumed vegetables: a screening survey. *Journal OF Applied Botany and Food Quality-Angewandte Botanik.* 80(2): 111-115.
- Worthigton P. A. (1988). Antibiotics with antifungal and antibacterial activity against plant diseases. *Nat. Prod. Rep.* 5: 47-66.
- White P. J. and Broadley M. R. (2003). Calcium in plants. *Annals od Botany.* (4): 487-511.
- White P. J. and Broadley M. R. (2009). Biofortification of crops with seven mineral elements often lacking in human diets – iron, zinc, copper, calcium, magnesium, selenium and iodine. *New Phytologist.* 182: 49-84.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	30 ddt		60 ddt		90 ddt	
		Diámetro de Tallo	Número de Entrenudo	Diámetro de tallo	Número de Entrenudo	Diámetro de tallo	Número de Entrenudo
Tratamiento	6	0.24 ^{NS}	0.22 ^{NS}	0.79 ^{**}	0.23 ^{NS}	1.16 ^{**}	0.51 ^{NS}
Repetición	3	0.10 ^{NS}	0.31 ^{NS}	0.12 ^{NS}	0.03 ^{NS}	0.07 ^{NS}	0.19 ^{NS}
EE	18	0.25	0.13	0.04	0.09	0.06	0.27
CV (%)		4.60	2.35	1.59	1.67	1.30	3.57

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 10. Cuadrados medios de análisis de varianza sobre las variables de racimos con fruto y frutos por racimo tomate Cherry cv. Camelia obtenidas bajo casasmbrá aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	30 ddt		60 ddt		90 ddt	
		Racimos con Fruto	Frutos por Racimo	Racimos con Fruto	Frutos por Racimo	Racimos con Fruto	Frutos por Racimo
Tratamiento	6	0.14 ^{NS}	0.33 ^{NS}	0.34 ^{NS}	0.08 ^{NS}	0.32 ^{NS}	0.11 ^{NS}
Repetición	3	0.13 ^{NS}	0.28 ^{NS}	0.08 ^{NS}	0.05 ^{NS}	0.32 ^{NS}	0.18 ^{NS}
EE	18	0.07	0.23	0.20	0.04	0.16	0.10
CV (%)		10.97	5.90	3.60	2.66	3.20	3.66

NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 11. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a peso seco de hoja, tallo y planta de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas a los 30 ddt aplicando biofertilizantes y fertilización química.

30 ddt				
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Peso Seco Hoja	Peso Seco Tallo	Peso seco Planta
Tratamiento	6	2.03**	1.14**	4.76**
Repetición	3	0.56 ^{NS}	0.29 ^{NS}	1.42 ^{NS}
EE	18	0.43	0.37	0.91
CV (%)		3.86	3.57	2.81

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 12. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a peso seco de hoja, tallo, fruto y planta de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas a los 60 ddt aplicando biofertilizantes y fertilización química.

60 ddt					
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Peso Seco Hoja	Peso Seco Tallo	Peso seco Fruto	Peso Seco Planta
Tratamiento	6	56.74**	50.20**	53.23**	311.68**
Repetición	3	1.28 ^{NS}	3.11 ^{NS}	2.03 ^{NS}	8.89 ^{NS}
EE	18	2.26	2.60	1.92	11.19
CV (%)		3.61	2.81	2.85	2.26

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 13. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a peso seco de hoja, tallo, fruto y planta de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas a los 90 ddt aplicando biofertilizantes y fertilización química.

90 ddt					
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Peso Seco Hoja	Peso Seco Tallo	Peso seco Fruto	Peso Seco Planta
Tratamiento	6	98.24**	210.78**	447.87**	1938.87**
Repetición	3	5.59 ^{NS}	5.46 ^{NS}	9.67 ^{NS}	11.55 ^{NS}
EE	18	2.05	7.49	3.81	13.65
CV (%)		2.00	2.71	1.57	1.24

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 14. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado en la tasa relativa de crecimiento sin fruto de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Tasa relativa de Crecimiento sin Fruto		
		Tasa Relativa Crecimiento 30-60 ddt	Tasa Relativa Crecimiento 60-90 ddt	Tasa Relativa Crecimiento 30-90 ddt
Tratamiento	6	0.0022976**	0.00404**	0.00761**
Repetición	3	0.0000131 ^{NS}	0.0000238 ^{NS}	0.000261 ^{NS}
EE	18	0.0000103	0.00000992	0.000130
CV (%)		0.17	0.15	0.68

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 15. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado en la tasa relativa de crecimiento con fruto de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Tasa relativa de Crecimiento con Fruto		
		Tasa Relativa Crecimiento 30-60 ddt	Tasa Relativa Crecimiento 60-90 ddt	Tasa Relativa Crecimiento 30-90 ddt
Tratamiento	6	0.00172**	0.00379**	0.00386**
Repetición	3	0.0000131 ^{NS}	0.00000357 ^{NS}	0.00000476 ^{NS}
EE	18	0.0000187	0.0000119	0.00000476
CV (%)		0.20	0.14	0.089

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 16. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la Relaciona área foliar/rendimiento e índice de cosecha de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Relación Área Foliar/ Rendimiento	Índice de Cosecha
Tratamiento	6	0.00481999**	8.411247**
Repetición	3	0.00048390 ^{NS}	0.177248 ^{NS}
EE	18	0.00070454	0.300312
CV (%)		5.247	3.011

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 17. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado al contenido relativo de clorofila en hojas de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Contenido Relativo de Clorofila				
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Clorofila Hoja Superior	Clorofila Hoja Intermedio	Clorofila Hoja Interior
Tratamiento	6	2.428 ^{NS}	1.044 ^{**}	1.210 ^{**}
Repetición	3	1.082 ^{NS}	0.945 ^{NS}	0.318 ^{NS}
EE	18	1.376	0.255	0.187
CV (%)		2.554	1.068	0.887

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 18. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a fotosíntesis en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fotosíntesis									
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	6 horas	8 horas	10 horas	12 horas	14 horas	16 horas	18 horas	20 horas
Tratamiento	1	0.47 ^{NS}	21.38 ^{**}	15.78 ^{**}	3.24 ^{NS}	0.76 ^{NS}	2.89 ^{NS}	1.36 ^{NS}	0.28 ^{NS}
Repetición	3	0.04 ^{NS}	0.163 ^{NS}	0.39 ^{NS}	2.21 ^{NS}	1.76 ^{**}	0.40 ^{NS}	0.20 ^{NS}	0.44 ^{NS}
EE	7	0.140	0.127	0.92	1.59	0.09	1.06	0.51	0.19
CV (%)		14.68	6.04	6.34	8.13	2.26	15.45	12.21	14.84

** Altamente significativo ($P \geq 0.01$); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 19. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la conductancia estomática en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Conductancia estomática									
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	6 horas	8 horas	10 horas	12 horas	14 horas	16 horas	18 horas	20 horas
Tratamiento	1	0.47 ^{NS}	0.034 ^{NS}	0.061*	0.142 ^{NS}	0.041 ^{NS}	0.053 ^{NS}	0.004 ^{NS}	0.0008 ^{NS}
Repetición	3	0.23 ^{NS}	0.027 ^{NS}	0.053 ^{NS}	0.046 ^{NS}	0.048 ^{NS}	0.041 ^{NS}	0.010 ^{NS}	0.0029 ^{NS}
EE	7	0.13	0.072	0.0063	0.191	0.033	0.006	0.029	0.002
CV (%)		44.63	28.84	9.69	35.16	18.69	10.92	24.90	21.61

*Significativo (P≥0.05); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 20. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la concentración de CO₂ intracelular en tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasmombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Concentración de CO ₂ Intracelular									
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	6 horas	8 horas	10 horas	12 horas	14 horas	16 horas	18 horas	20 horas
Tratamiento	1	587616.89**	4378.93 ^{NS}	21680.59 ^{NS}	884.08 ^{NS}	2418.48 ^{NS}	40460.73 ^{NS}	1915.83 ^{NS}	12477.34 ^{NS}
Repetición	3	781.56 ^{NS}	1429.54	485.38	234.45 ^{NS}	76.26 ^{NS}	1553.19 ^{NS}	2253.96 ^{NS}	862.38 ^{NS}
EE	7	2288.61	4904.88	467.52	730.34	181.68	509.72	1493.70	1566.82
CV (%)		4.06	6.50	4.87	8.62	3.77	3.86	5.53	4.52

** Altamente significativo (P≥0.01); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 21. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la temperatura de hoja de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasmombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Temperatura de Hoja							
		6 horas	8 horas	10 horas	12 horas	14 horas	16 horas	18 horas	20 horas
Tratamiento	1	2.29 ^{NS}	0.009 ^{NS}	0.002 ^{NS}	0.0005 ^{NS}	0.20 ^{NS}	0.0003 ^{NS}	0.005 ^{NS}	0.004 ^{NS}
Repetición	3	1.34 ^{NS}	0.09 ^{NS}	3.54*	3.23*	1.63 ^{NS}	0.023 ^{NS}	0.12 ^{NS}	0.008 ^{NS}
EE	7	0.53	0.03	0.11	0.26	0.33	0.025	0.030	0.005
CV (%)		3.25	0.08	1.15	1.60	1.66	0.58	0.61	0.26

* Significativo (P≥0.05); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 22. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a la transpiración de hoja de tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasmombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Transpiración							
		6 horas	8 horas	10 horas	12 horas	14 horas	16 horas	18 horas	20 horas
Tratamiento	1	0.02 ^{NS}	4.92 ^{NS}	3.30 ^{NS}	5.83 ^{NS}	5.07 ^{NS}	1.76 ^{NS}	0.17 ^{NS}	0.09 ^{NS}
Repetición	3	0.15 ^{NS}	0.14 ^{NS}	4.07 ^{NS}	5.93 ^{NS}	6.04 ^{NS}	1.98 ^{NS}	0.62 ^{NS}	0.34 ^{NS}
EE	7	0.07	0.59	3.36	8.60	6.99	0.77	2.27	0.29
CV (%)		7.75	11.97	19.72	26.88	23.36	14.59	24.07	21.82

NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental.

Cuadro 23. Análisis de varianza de la concentración de elementos minerales en el follaje de tomate Cherry cv. Camelia desarrollado orgánicamente en condiciones de casasmombra con aplicación de biofertilizantes y fertilización química.

** Altamente significativo al 0.01; NS No Significativo; EE = Error experimental; CV = Coeficiente de Variación; N = Nitrógeno; P = Fosforo; K = Potasio; Ca =

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Nitrógeno N	Fósforo P	Potasio K	Calcio Ca	Magnesio Mg
Tratamiento	3	0.045**	40868.21**	2909722.22**	157117283.9**	4100000.85**
Repetición	2	0.0036 ^{NS}	8940.07 ^{NS}	645833.33 ^{NS}	4667466.3 ^{NS}	267137.70 ^{NS}
EE	6	0.0068	3921.48	451388.89	7079085.2	127927.88
CV (%)		4.43	3.53	5.18	5.40	2.59

Calcio; Mg = Magnesio.

Cuadro 24. Cuadrados medios del análisis de varianza realizado a variables de calidad y rendimiento de fruto tomate Cherry cv. Camelia obtenidas en casasmombra aplicando biofertilizantes y fertilización química.

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Calidad				Rendimiento		
		33mm	31mm	29mm	27mm	°Brix	PPF (g)	Kg m ⁻²
Tratamiento	6	534.33 ^{NS}	148.34 ^{NS}	24.76 ^{NS}	4.84 ^{NS}	0.20*	3.41**	2.04**
Repetición	3	92.55 ^{NS}	9.39 ^{NS}	8.69 ^{NS}	2.64 ^{NS}	0.16 ^{NS}	0.11 ^{NS}	0.12 ^{NS}
EE	18	494.59	131.88	61.20	6.86	0.08	1.02	0.32
CV (%)		25.60	24.40	43.0	55.54	3.09	4.96	4.78

* Significativo (P≥0.05); ** Altamente significativo (P≥0.01); NS No Significativo; CV = Coeficiente de Variación; EE = Error Experimental; PPF = Peso Promedio de Fruto.