



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

**BIOFERTILIZACIÓN DE LILIS (*Lillium* sp.) EN VILLA
GUERRERO, MÉXICO**

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA

PRESENTA

ANALI MONTIEL ELORRIAGA

MODALIDAD: TESIS INDIVIDUAL

ASESORES

DR. EN C. JESÚS GAUDENCIO AQUINO MARTÍNEZ

DR. EN C. MARTÍN RUBÍ ARRIAGA

ABRIL 2018

CAMPUS UNIVERSITARIO "EL CERRILLO", EL CERRILLO
PIEDRAS BLANCAS MUNICIPIO DE TOLUCA, MÉX.



DEDICATORIAS

A mi madre, Rosa Elorriaga García, por su gran apoyo, amor, comprensión y sobre todo por sus sabios consejos los cuales me impulsaron a seguir adelante y poder concluir la carrera.

A mi padre, Juan Montiel Flores, por su esfuerzo, cariño, apoyo y confianza que me brindo en todo momento.

A mi hermana por escucharme y aconsejarme siempre y alentarme a seguir preparándome profesionalmente.

A mis sobrinos José Adriel y Melanie por regalarme momentos divertidos llenos de felicidad.

A todas las personas que forman parte de mi vida, que me han brindado su amistad, cariño, tiempo y comprensión en todo momento.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma del Estado de México, la Facultad de Ciencias Agrícolas por ser mi casa de estudios, por otorgarme los conocimientos necesarios para formarme como una profesional.

A mi asesor Dr. En C. Jesús Gaudencio Aquino Martínez, por sus consejos, apoyo, dedicación y paciencia en la realización de este trabajo.

Al Dr. En C. Martín Rubí Arriaga, por su tiempo, apoyo y consejos en la realización de este trabajo.

A todos los compañeros que contribuyeron de alguna manera en la realización de este trabajo.

CONTENIDO

	Página
DEDICATORIAS	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
ÍNDICE DE CUADROS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
RESUMEN	ix
ABSTRACT	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS	3
2.1. Objetivo general	3
2.2. Objetivos específicos	3
2.3. Hipótesis	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1. Cultivo de lilis	4
3.2. Materia orgánica	15
3.3. Abonos orgánicos	17
3.4. Fertilización orgánica	18
3.5. Biofertilización de cultivos	21
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	25
4.1. Localización del experimento	25
4.2. Material biológico	26
4.3 Preparación del sustrato	28
4.4. Diseño experimental y tratamientos	30
4.5. Establecimiento del experimento y aplicación de tratamientos	30
4.6. Conducción del experimento	32
4.7. Variables de estudio	32
4.8. Análisis estadístico	36
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	39
5.1. Altura de planta	39
5.2. Longitud y diámetro de tallo	40

5.3. Longitud de la espiga floral y flor, diámetro de la flor y número de botones florales -----	42
5.4. Peso en fresco de la planta y sus componentes -----	44
5.5. Peso en seco de la planta y sus componentes -----	46
VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES -----	51
VII. LITERATURA CITADA -----	53

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Relación de insecticidas sugeridos para el control de plagas de lilis en invernadero -----	11
2	Relación de fungicidas sugeridos para el control de enfermedades de lilis en invernadero -----	14
3	Resultado del análisis físico-químico practicado a los sustratos empleados en el estudio de biofertilización de lilis con bacterias y hongos benéficos -----	29
4	Tratamientos y dosis de los productos biológicos evaluados en el estudio de biofertilización de lilis -----	30
5	Productos aplicados para la prevención y control de plagas y enfermedades de lilis -----	33
6	Significancia estadística de altura de planta de lilis fertilizado con hongos y bacterias benéficos a los 30, 45 y 60 días de la plantación, en Villa Guerrero, México -----	39
7	Valores promedio de altura de planta de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos a los 30, 45 y 60 días de la plantación, en Villa Guerrero, México -----	40
8	Significancia estadística de los valores de F de longitud y diámetro de tallo de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos s en Villa Guerrero, México -----	41
9	Valores promedio de longitud y diámetro de tallo de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	42
10	Significancia estadística de los valores de F de longitud de espiga floral, longitud de la flor, diámetro de la flor y número de botones florales de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	43
11	Valores promedio de longitud de la espiga floral, longitud de la flor, diámetro de la flor y número de botones florales de	

	lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	44
12	Significancia estadística de los valores de F de peso fresco de raíz, tallo, hojas, flores y planta de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	45
13	Valores promedio de peso fresco de raíz, tallo, hoja y flor de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	46
14	Significancia estadística de los valores de F de peso seco de raíz, tallo, hojas y flores de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	47
15	Valores promedio de peso seco de raíz, tallo, hoja y raíz de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México -----	48

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Esquema de la morfología de una planta de lilis (<i>Lillium</i> spp.) -----	6
2	Acaro del bulbo (<i>Rhizoglyphus echinopus-fum</i>) -----	9
3	Trips (<i>Frankliniella occidentalis</i>) -----	9
4	Pulgón (<i>Myzus persicae</i>) -----	10
5	Marchitez y pudrición del bulbo (<i>Fusarium oxysporum</i>) -----	12
6	Pudrición del bulbo y raíz (<i>Rhizoctonia solani</i>) -----	12
7	Tizón foliar (<i>Botrytis cinerea</i>) -----	13
8	Imagen satelital de la localidad de “El Islote”, Villa Guerrero, México -----	25
9	Flor de lilis cv. Tesor -----	26
10	Preparación del sustrato, mezcla y llenado de bolsas -----	29
11	Establecimiento del experimento: Distribución de las bolsas según el tratamiento, riego de presiembra, plantación de los bulbos, y aplicación de los tratamientos biológicos -----	31
12	Aplicación de plaguicidas en drench al cuello y en aspersion al follaje de las plantas de lilis en diferentes etapas de desarrollo de las plantas -----	34
13	Medición de altura de planta de lilis por tratamiento del estudio -----	35
14	Determinación de medidas de longitud de tallo, longitud de la espiga floral y longitud de la flor -----	35
15	Determinación de peso en fresco de raíz, tallo, hojas y flores de lilis por tratamiento del experimento -----	37
16	Determinación de peso seco de raíz, tallo, hojas, y flor de la planta de lilis -----	38

RESUMEN

BIOFERTILIZACIÓN DE LILIS (*Lilium* sp.) EN VILLA GUERRERO, MÉXICO

Anali Montiel Elorriaga. Ingeniera Agrónoma en Floricultura. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas.

ASESORES: Dr. En C. Jesús Gaudencio Aquino Martínez¹, Dr. En c. Martín Rubí Arriaga²

¹ Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México (ICAMEX). Conjunto SEDAGRO s/n, Metepec, Edo. de México. CP 52140. Tel. (01 722) 232 21 16 jg_aquino@hotmail.com

² Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas. Campus Universitario “El Cerrillo”, El Cerrillo Piedras Blancas Mpio. de Toluca, Méx. CP 50200. Tel. (fax) 2-96-5529 y 2-96-55-31. pcayrn@gmail.com

El cultivo de lilis en la zona florícola de Villa Guerrero, estado de México, se basa en el uso de agroquímicos que pueden contaminar el ambiente y ocasionar daños a la salud de los seres humanos. Con el propósito de buscar una alternativa no química de nutrición de esta especie, se evaluaron tres microorganismos benéficos (*Azospirillum lipoferum*, *Trichoderma harzianum* y *Bacillus subtilis*) en la nutrición de *Lilium* sp. cv. Tesor, en el Centro de Investigación y Transferencia de Tecnología (CITT) Rancho El Islote de ICAMEX, en Villa Guerrero, México (99.656111 de longitud y 18.967778 de Latitud y 2199 msnm). El experimento se estableció en condiciones de invernadero rústico en el mes de julio de 2017 en un arreglo experimental de bloques al azar con 8 tratamientos por triplicado y 24 unidades experimentales de 12 macetas de plástico con una planta de lilis en cada una.

El sustrato empleado para los tratamientos biológicos fue en una proporción de 1/3 de suelo agrícola, 1/3 de tepojal y 1/3 de estiércol de borrego composteado,

y para el control fue en una proporción de 1/2 de tepojal y 1/2 de suelo agrícola. Los tratamientos de biofertilización estuvieron constituidos por la combinación de tres cepas comerciales de bacterias biofertilizadoras (dos de *B. subtilis* y una de *A. lipoferum*) con una del hongo *T. harzianum*. Se aplicaron 100 ml de cada combinación sobre los bulbos plantados el día de la plantación y 15 días después de la plantación. Los datos agronómicos de calidad de la flor: altura de la planta, diámetro de tallo, longitud de la inflorescencia, diámetro de flor, número de botones florales, peso seco y fresco de la planta y sus componentes.

La biofertilización con microorganismos benéficos no mejoró la calidad de la flor de lilis, ya que el testigo mostró un mejor comportamiento en la mayoría de las variables estudiadas. Promobac (*B. subtilis*, 1 ml/L de agua) y Promobac + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*, 1 ml + 1 g/L de agua), presentaron un comportamiento similar al del testigo en altura de planta, longitud de tallo y espiga floral; seguidos de Azosinic + PHC T-22 (*A. lipoferum* + *T. harzianum*, 1 ml/L de agua). En diámetro de flor, Promobac superó al testigo. Promobac (*B. subtilis*, 1 ml/L de agua) y Promobac + PHC T22 (*B. subtilis*+ *T. harzianum*, 1 ml + 1 g/L de agua), mostraron resultados similares al testigo en peso en fresco de la planta y sus componentes. El uso de Promobac (*B. subtilis*) y Promobac + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*) en la nutrición de lilis resulta de interés, puesto que estos microorganismos fueron mejores que Serenade (*B. subtilis*) en la mayoría de las variables estudiadas. La actividad de los microorganismos y la respuesta de la planta fueron afectadas por el pH y la CE del sustrato empleado en los tratamientos, ya que este cultivo es susceptible a los altos contenidos de sales, así como las bacterias y hongo evaluados en este estudio. La biofertilización es una alternativa al uso de fertilizantes y reguladores de síntesis química empleados en la nutrición de lilis.

ABSTRACT

BIOFERTILIZATION OF LILIS (*Lillium sp.*) IN VILLA GUERRERO, MEXICO

Anali Montiel Elorriaga. Ingeniera Agrónoma en Floricultura. Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas.

ASESORES: Dr. En C. Jesús Gaudencio Aquino Martínez¹, Dr. En c. Martín Rubí Arriaga²

¹ Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México (ICAMEX). Conjunto SEDAGRO s/n, Metepec, Edo. de México. CP 52140. Tel. (01 722) 232 21 16
jg_aquino@hotmail.com

² Universidad Autónoma del Estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas. Campus Universitario “El Cerrillo”, El Cerrillo Piedras Blancas Mpio. de Toluca, Méx. CP 50200. Tel. (fax) 2-96-5529 y 2-96-55-31. pcayrn@gmail.com

The cultivation of lilis in the floricultural zone of Villa Guerrero, State of Mexico, is based on the use of agrochemicals that can contaminate the environment and cause damage to the health of human beings. With the purpose of looking for a non-chemical alternative of nutrition of this species, three beneficial microorganisms (*Azospirillum lipoferum*, *Trichoderma harzianum* and *Bacillus subtilis*) were evaluated in the nutrition of *Lilium sp.* cv. Tesor, at the Center for Research and Technology Transfer (CITT) Rancho El Islote of ICAMEX, in Villa Guerrero, Mexico (99.656111 in length and 18.967778 in Latitude and 2199 masl). The experiment was established in rustic greenhouse conditions in the month of July 2017 in an experimental arrangement of random blocks with 8 treatments in triplicate and 24 experimental units of 12 plastic pots with a lilis plant in each.

The substrate used for the biological treatments was in a ratio of 1/3 of agricultural soil, 1/3 of tepojal and 1/3 of composted sheep manure, and for the control it was in a ratio of 1/2 tepojal and 1 / 2 of agricultural land. The

biofertilization treatments were constituted by the combination of three commercial strains of biofertilizing bacteria (two of *B. subtilis* and one of *A. lipoferum*) with one of the fungus *T. harzianum*. 100 ml of each combination was applied on the bulbs planted on the day of planting and 15 days after planting. The agronomic data of flower quality: height of the plant, stem diameter, inflorescence length, flower diameter, number of flower buds, dry and fresh weight of the plant and its components.

Biofertilization with beneficial microorganisms did not improve the quality of the liliis flower, since the control showed a better behavior in most of the variables studied. Promobac (*B. subtilis*, 1 ml/L of water) and Promobac + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*, 1 ml + 1 g/L of water), behaved similar to the control in plant height, length of stem and floral spike; followed by Azosinic + PHC T-22 (*A. lipoferum* + *T. harzianum*, 1 ml/L of water). In diameter of flower, Promobac surpassed the witness. Promobac (*B. subtilis*, 1 ml/L of water) and Promobac + PHC T22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*, 1 ml + 1 g/L of water), showed similar results to the control in fresh weight of the plant and it's components. The use of Promobac (*B. subtilis*) and Promobac + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*) in the nutrition of liliis is of interest, since these microorganisms were better than Serenade (*B. subtilis*) in the majority of the variables studied. The activity of the microorganisms and the response of the plant were affected by the pH and the EC of the substrate used in the treatments, since this crop is susceptible to the high contents of salts, as well as the bacteria and fungus evaluated in this study. Biofertilization is an alternative to the use of fertilizers and chemical synthesis regulators used in the nutrition of liliis.

I. INTRODUCCIÓN

En nuestro país se cultivaron 23 088 hectáreas de ornamentales, en el año 2013, con un valor de producción aproximado de 6 337 millones de pesos. En esta actividad participaron 25 500 productores de flores de corte, follaje de corte. El Estado de México se considera una región atractiva y propicia para el desarrollo de la floricultura, debido a sus diferentes microclimas y diversos factores naturales, principalmente los municipios del sur de la entidad los que repuntan en la producción de flor de corte, tales como: Villa Guerrero, Tenancingo, Coatepec Harinas y Valle de Bravo; mientras que, en la producción de planta en maceta sobresalen los municipios de Atlacomulco y Texcoco (SAGARPA, 2015).

El Estado de México sigue siendo el mayor productor de flores de corte en la República Mexicana con 7,367 ha cultivadas que representan el 0.93% de la superficie agrícola de la entidad y con un valor de la producción de 6,464.92 millones de pesos (SEDAGRO, 2016). Los principales cultivos en función de la superficie plantada son: gladiolo, crisantemo, rosa y clavel, y por el valor de la producción: crisantemo, rosa, gladiolo y clavel; destaca el reciente crecimiento de la demanda de tulipán, gerbera, alstroemeria y lilis (Guia Verde de México, 2007).

Las plantas de bulbo ocupan un lugar importante en la floricultura mundial y el lilis (*Lilium* sp.) se ubica en segundo lugar. Esto se debe a la elegancia, el encanto y la versatilidad de usos de sus flores, así como a la producción de flores de corte y plantas en maceta. En México ocupa el quinto lugar de importancia en la producción de ornamentales (Gómez, 2009). En 2016 la superficie sembrada de esta especie ornamental en nuestro país fue de 250.5 ha para flor de corte y 6.1 ha de planta de maceta, con una producción de 721,455.5 gruesas y de 920,273 macetas, respectivamente. La mayor producción la tiene el Estado de México y Villa Guerrero es el mayor productor

con 131 ha cultivadas y una producción de 343,878 gruesas; le siguen Coatepec Harinas con 44.5 ha y 140,900.5 gruesas, Tenancingo con 30 ha y 95,452 gruesas, y Texcoco con 15 ha y 47,565 gruesas; el resto de la producción está en el estado de Veracruz con una superficie de 30 ha y una producción de 93,660 gruesas (SIAP, 2016).

En los últimos años se ha incrementado el uso de agroquímicos con la finalidad de incrementar el rendimiento y calidad de las flores de corte en Villa Guerrero. El mal uso de agroquímicos trae efectos dañinos en la salud de los agricultores y de la población, no solo en el momento que se utilizan, sino que la mayor parte del plaguicida aplicado se queda en el entorno contaminando el agua, suelo y aire. Un serio problema es que las plagas y enfermedades que atacan a los cultivos han generado resistencia a los plaguicidas, y esto trae como consecuencia un incremento en las dosis para combatirlos (Tecuapetla, 2014).

Como alternativa al empleo de fertilizantes de síntesis química está la biofertilización. Esta tecnología consiste en la inoculación de microorganismos benéficos en las semillas, sustratos y suelo, principalmente hongos (micorrizas y antagonistas) y bacterias fijadoras de nitrógeno atmosférico y/o solubilizadoras de fósforo. Estos microorganismos producen efectos aditivos de particular importancia para el desarrollo de cultivos más rendidores, de mejor calidad fitosanitaria y para aumentar el contenido de materia orgánica del suelo (Frontera, 2004). Por estos motivos, se decidió llevar a cabo el presente trabajo.

II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1. General

Evaluar la biofertilización como una alternativa en la nutrición del cultivo de lilis (*Lilium* spp.) en la zona florícola de Villa Guerrero, México.

2.2. Específicos

- a) Evaluar tres microorganismos benéficos (*Azospirillum lipoferum*, *Trichoderma harzianum* y *Bacillus subtilis*) en la nutrición de lilis.
- b) Determinar el efecto de la biofertilización en el incremento del desarrollo, crecimiento y calidad de la flor de lilis.
- c) Determinar el efecto de la biofertilización en el aumento de la materia seca de la planta de lilis.

2.3. Hipótesis

La incorporación de hongos y bacterias biofertilizadores en el sustrato de producción, mejora la nutrición, desarrollo, crecimiento y calidad de las plantas de lilis.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. El cultivo de lilis

Origen. El lilis es una flor muy asociada a los escudos y emblemas, llena de historias y leyendas. Su representación más antigua se remonta al año 2010 antes de Cristo; en las ruinas del Palacio de Minus en Creta se encontraron unos frescos en los que se podía observar un *Lilium candidum* conocido como “azucena virgen”; es una especie originaria de Europa Mediterránea. El *Lilium* o azucena híbrida comprende alrededor de 100 especies distribuidas en las regiones templadas del hemisferio boreal; una docena de ellas son nativas de Europa y dos de América del Norte; mientras que, 50 a 60 especies se encuentran en Asia (InfoAgro, s/f).

Importancia. El *Lilium* es una flor de calidad y muy apreciada por el consumidor, lo que asegura una buena demanda en el mercado, en el que hay competencia entre diferentes países (Hernández, 2017). Su extensa gama de colores y formas, vida prolongada en florero y por su utilidad en ramos, floreros, composiciones florales y jardines, incrementan su demanda. La calidad de sus bulbos y las nuevas variedades y colores que el mercado ofrece, aunado a su fácil manejo y bajas exigencias en requerimientos ambientales, han permitido su amplio cultivo en países como México, Argentina, Chile y China, entre otros (Álvarez-Sánchez *et al.*, 2008).

Taxonomía. Según Cronquist (1974), la ubicación taxonómica del lilis es la siguiente:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Liliales

Familia: Liliaceae

Género: *Lilium*

Especie: spp.

Morfología. El bulbo, carente de túnica, está formado por hojas modificadas que se agrupan en un disco basal o tallo modificado. Estas hojas son gruesas, generalmente de color blanco y de forma triangular, cuya función es almacenar sustancias de reserva para iniciar el crecimiento vegetativo. El sistema radicular es abundante, presenta raíces adventicias caulinarias y otras de tipo basal. Las raíces basales principales son carnosas con tonalidades marrones; tienen grosores de 2 a 3 mm de diámetro y longitudes de 15 a 20 cm. Las raíces adventicias aparecen en el tallo encima del bulbo y permiten el desarrollo aéreo al complementar la función de las raíces basales. El tallo surge del disco basal situado en el interior del bulbo. Las hojas son lanceoladas u oval-lanceoladas, de dimensiones variables (10 a 15 cm de largo y ancho de 1 a 3 cm), sésiles o mínimamente pecioladas; el color es generalmente verde intenso. Las flores se sitúan en el extremo del tallo; sus sépalos son de varios colores, y se encuentran desplegados o curvados dando a la flor una apariencia de trompeta. Se disponen solitarias o agrupadas en inflorescencias (racimos o corimbos), mostrándose erguidas o péndulas (Figura 1) (Bañón *et al.*, 1993).

Requerimientos edafoclimáticos. Los lilis son sensibles a la salinidad del suelo, los altos contenidos de sales dificultan la absorción de agua por parte de las raíces; por consiguiente, afectan el crecimiento y desarrollo del cultivo en general (Chahín, 2006). El contenido de sal, así como su influencia, se debe a tres factores: la sal presente en el abono orgánico, la sal del agua de riego, y el nivel de nutrientes de la cosecha anterior. El suelo debe facilitar la formación de abundante sistema radical del tallo. Por ello, los suelos más idóneos para el cultivo de *Lilium* son suelos porosos con buen drenaje, ricos en materia orgánica y con suficiente profundidad (40 cm), donde el lavado de sales se realice con facilidad (Buschman y Soriano., 2004).

La mayor parte de los lilis prefieren suelos con pH cercano a la neutralidad o ligeramente ácido (5.5-6.5); un pH fuera de estos rangos ocasionará que la planta tome en exceso algunos elementos y no pueda absorber otros (Fundación Produce Chiapas, 2014). Un pH demasiado ácido causa una asimilación en exceso de elementos como manganeso, aluminio y hierro; mientras que, un pH demasiado alcalino ocasiona una asimilación en exceso de elementos como manganeso y hierro; se recomienda mantener un pH entre 6 y 7 para los híbridos asiáticos (Buschman y Soriano., 2004).

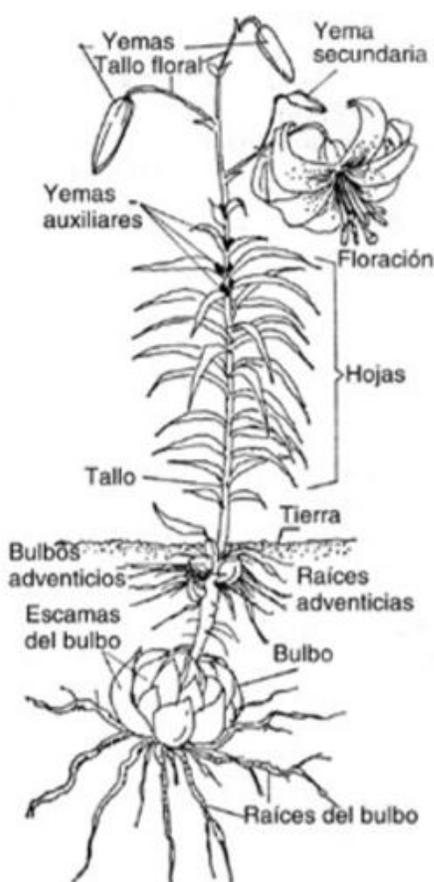


Figura 1. Esquema de la morfología de una planta de lilis (*Lilium* spp.). Tomado de: Buschman y Soriano (2004).

Temperaturas nocturnas entre los 12-15°C y las diurnas a 25°C; los lilis asiáticos son más resistentes al frío, pudiendo resistir temperaturas cercanas a 0°C durante la noche. Sin embargo, presenta una temperatura crítica a los -2°C,

con la cual la planta se huela y muere (Zúñiga *et al.*, 2003). Durante las tres primeras semanas debe existir una humedad constante en el suelo, evitando los encharcamientos, dando riegos muy frecuentes y poco caudalosos; el exceso de agua ocasiona falta de oxígeno en el suelo y daña las raíces permitiendo que entren patógenos como *Fusarium*, *Pythium*, *Phytophthora* o *Rhizoctonia*. La falta de agua ocasiona un desarrollo deficiente de raíces, deshidratación de las escamas del bulbo y por consiguiente, repercutirá en la calidad de la flor (Fundación Produce Chiapas, 2014). Se requiere proporcionar sombra al cultivo mediante una malla sombra del 50 %, para evitar que la intensidad de luz afecte la abscisión, aborto floral, y también la altura de la planta, así como la vida en postcosecha de la vara floral (Chahín, 2006).

Preparación del suelo. Consiste de subsoleo a una profundidad de 50 cm, seguido de un barbecho a 30 cm de profundidad, rastreo y preparación de las camas.

Abonado orgánico y mineral de fondo. Como dosis general se recomienda incorporar 3-4 kg/m² de estiércol o de 4-5 kg/m² de turba o bagazos. Como abonado mineral de fondo se recomienda: 120 g/m² de superfosfato de calcio simple, 100 g/m² de cloruro de potasio y 120 g/m² de cal agrícola (ICAMEX, 2014).

Desinfección de bulbos. Se hace mediante la inmersión de los bulbos en una solución preparada a base de Tecto 60 (tiabensazol), Bavistin (carbendazim), Cercobin (tiofanato metílico) o Amistar 50 (azoxystrobin), en dosis de 1 g por litro de agua durante un periodo de 10 minutos (ICAMEX, 2014).

Riego. Se debe dar un riego de 10 cm de lámina cuando menos 3 o 4 días antes de la plantación de los bulbos, y uno ligero inmediatamente después de ésta. Posteriormente, aplicar láminas de 2 cm cada 3 o 4 días durante el ciclo, dependiendo de las condiciones climáticas y tipo de suelo. Es importante

mencionar que la etapa crítica de necesidades hídricas se encuentra entre los 14 y 21 días antes de la recolección; es decir, cuando los botones se están diferenciando y la inflorescencia tiene un tamaño de 2 a 3 centímetros (Zúñiga *et al.*, 2003).

Plantación. Suele realizarse en camas de producción de 1.0 m de ancho en 8 hileras a lo largo de la cama con una distancia entre hileras de 12 cm y entre plantas de 10 cm para dar una densidad de población de 80 planta/m². Los bulbos deben depositarse a una profundidad de 8 cm (Zúñiga *et al.*, 2003).

Nutrición. Se recomiendan dos aplicaciones por semana de las siguientes fórmulas preparadas: Para arranque y desarrollo (Fosfonitrato, 3 g por litro de agua; 18-18-18, 3 g por litro de agua, y nitrato de calcio, 2 g por litro de agua); y para producción (18-18-18, 3 g por litro de agua, Nitrato de calcio, 2 g por litro de agua, y Nitrato de potasio, 2 g por litro de agua) (ICAMEX, 2014).

Por otra parte, Zuñiga *et al.*, (2003) recomiendan aplicar la fórmula 100-120-80 (N-P-K). Al momento de la siembra incorporar la mitad del nitrógeno, todo el fósforo y todo el potasio, procurando que el fertilizante no quede en contacto con el bulbo; a la primera escarda aplicar el resto del nitrógeno. La adición de hierro al momento de la plantación en forma de quelatos (Sequestrene 138, 5 g por metro lineal), ayuda a corregir deficiencias de este microelemento.

Tutorado. Se hace mediante la colocación de una malla plástica con cuadros de 10 x 10 cm, tensada en las esquinas y a una altura del suelo de 55 cm (ICAMEX, 2014).

Control de plagas

Ácaro del bulbo (*Rhizoglyphus echinopus-fum*). Desarrolla su actividad parasítica en el interior del bulbo e incluso puede afectar las raíces; provoca una serie de heridas por las que pueden entrar patógenos fúngicos (Figura 2).

Control químico: tratamiento preventivo antes de la plantación, inmersión por media hora con oxamyl (Vydate-L) (Fundación Produce Chiapas, 2014).



Figura 2. Acaro del bulbo (*Rhizoglyphus echinopus-fum*)

Trips (*Frankliniella occidentalis*). Actúa como agente transmisor de virus (*Tospovirus* TSWV e INSV); ocasiona picaduras, raspaduras y manchado de los botones florales, así como acortamiento de entrenudos y malformaciones florales (Figura 3) (Fundación Produce Chiapas, 2014). Control químico: Spinosad (Tracer o Spintor), acetamiprid (Rescate), ometoato (Folimat) y thiocyclam (Evisect) (Cuadro 1).



Figura 3. Trips (*Frankliniella occidentalis*)

Pulgón verde (*Myzus persicae*). Son insectos vectores de virus, sus ataques se localizan en la parte apical de la planta, en los brotes más tiernos y en los botones florales (Figura 4); succionan la savia de la planta, ataques importantes pueden provocar deformaciones en botones foliares y florales (Fundación Produce Chiapas, 2014). Control químico: pirimicarb (Pirimor), Acetamiprid (Rescate), imidacloprid (Confidor) u ometoato (Folimat) (Cuadro 1).



Figura 4. Pulgón (*Myzus persicae*)

Control de enfermedades

Marchitez y pudrición del bulbo (*Fusarium oxysporum*). Esta enfermedad se caracteriza por el amarilleo de las hojas y el marchitamiento de la planta. Este hongo ataca las partes subterráneas de la planta penetrando en los puntos donde se han producido heridas a consecuencia la ruptura de alguna raíz, bulbo o tallo, o debido a la destrucción de raíces por otros parásitos como los nematodos. Las esporas del hongo suelen morir con el bulbo, pero las plantas son susceptibles de ser infectadas desde el suelo. El patógeno pudre las raíces y los bulbos (Figura 5a y b). Las plantas crecen lentamente y pueden llegar a tomar un color amarillento a partir de la parte inferior del tallo (hojas inferiores), hasta provocar su muerte, debido a que los haces vasculares son taponados por el micelio y conidios del hongo (Aquino *et al.*, 2013). Puede verse también el micelio blanquecino del patógeno sobre el tejido necrosado (Herrerros, 1983). El

control del patógeno se puede hacer con la aplicación del biofungicida *Trichoderma harzianum* y el fungicida procloraz (Sportak) (Magos-García y Leyva-Mir, 2010).

Cuadro 1. Relación de insecticidas sugeridos para el control de plagas de lilis en invernadero.

Enfermedad	Nombre común	Nombre comercial	Dosis/100 litros de agua
Ácaro del bulbo (<i>Rhizoglyphus echinopus-fum</i>)	Oxamyl	Vydate-L	50 ml
	Abamectina	Agrimec	50-150 ml
Trips (<i>Frankliniella occidentalis</i>).	Acetamiprid	Rescate 20PS	20-30 ml
	Ometoato	Folimat	75-100 ml
	Spinosad	Spintor 12SC	20-30 ml
	Thiocyclam	Evisect S	50-100 ml
Pulgón (<i>Myzus persicae</i>).	Acetamiprid	Rescate 20PS	20-30 ml
	Imidacloprid	Confidor 350	20 ml
	Pirimicarb	Pirimor 50	20-30 g
	Ometoato	Folimat	75-100 ml

Fuente: CICOPLAFEST (1998); Dirección General de Sanidad Vegetal (1998); Thomson-PLM (2010); De Liñán (2015; Syngenta (2017).

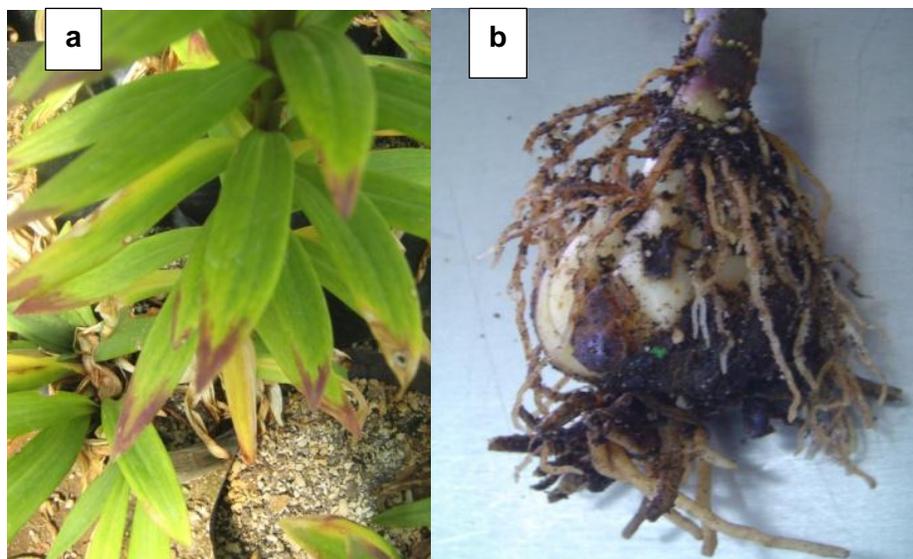


Figura 5. Marchitez (a) y pudrición del bulbo (B) por *Fusarium oxysporum*.

Pudrición del bulbo y raíz (*Rhizoctonia solani*). Este hongo produce una pudrición blanda de color marrón en el bulbo (Figura 6); las raíces se desarrollan poco y las hojas inferiores se secan. Control: thiabendazol o carbendazim, 3 g por litro de agua (ICAMEX, 2014).



Figura 6. Pudrición del bulbo y raíz (*Rhizoctonia solani*).

Tizón foliar (*Botrytis cinerea*). Las hojas presentan manchas blanquecinas, ligeramente hundidas, pequeñas (1-5 mm) rodeadas por un halo acuoso, las

que pueden crecer y unirse, aumentando el tamaño de las lesiones. Aquellas que se producen en el ápice de la hoja secan toda esa porción y terminan doblándose. A medida que pasa el tiempo y las hojas envejecen, las lesiones se vuelven grises a cafés pálidas y eventualmente pueden secar toda la hoja (Figura 7). Por lo general el patógeno prefiere la flor, observándose en el extremo apical o basal de los pétalos, unas manchas pardas o descoloridas y de consistencia acuosa, en las que posteriormente se nota el crecimiento del hongo que aparece como un moho gris en la parte afectada (Aquino *et al.*, 2013). Control: 1 g de Cercobin más 1 g de Captan 50 por litro de agua, utilizar un adherente para asegurar que el producto sea más eficiente (Fundación Produce Chiapas A.C., 2014). Otros fungicidas recomendados para la prevención y/o control del tizón foliar se dan en el Cuadro 2.



Figura 7. Tizón foliar (*Botrytis cinerea*)

Cuadro 2. Relación de fungicidas sugeridos para el control de enfermedades de liliis en invernadero.

Enfermedad	Nombre común	Nombre comercial	Dosis/100 litros de agua	
Marchitez y pudrición del bulbo (<i>Fusarium oxysporum</i>)	Benomilo	Promyl	100 g	
	Carbendazim	Prozycar	100 ml	
	Procloraz	Spotak	100-200 ml	
	Tiabendazol	Tecto 60	100-180 g	
Pudrición de la raíz y bulbo (<i>Rhizoctonia solani</i>)	Tiofanato metílico	Cercobin	100 ml	
	Azoxystrobin	Amistar	100 g	
	Iprodione	Rovral	200-300 g	
	Fluazinam	Shogun	200-300 ml	
	Pencycuron	Monceren 250	300 ml	
	Quintozeno	Pentaclor 600	250-300 ml	
	Quintozeno + Thiram	Interguzan 30-30	300-400 g	
	Tolclofos metil	Rizolex	150-200 g	
	Tizón foliar o pudrición gris (<i>Botrytis cinerea</i>)	Azoxystrobin	Amistar	40-50 g
		Mancozeb	Manzate 200	200-250 g
Ciprodinilo + Fludioxonilo		Switch	60-100 g	
Clorotalonil		Talonil	135-170 g	
Diclorán		Botran	300-400 g	
Tiofanato metílico		Cercobin	100 g	
Tiabendazol		Tecto 60	100-180 g	
Mancha foliar (<i>Colletotrichum</i> sp.)		Azoxystrobin	Amistar 50	40-50 g
	Captan	Captan 50	250 g	
	Clorotalonil	Daconil	135-170 g	
	Folpet	Folpan 80	200-250 g	
	Mancozeb	Manzate 200	200-250 g	
	Metiram	Polyram DF	200-250 g	
	Piraclostrobin		50-75 ml	
	Zineb	Zineb Micro 80	200-250 g	
	Ziram	Ziram Granulfo	200-250 g	

Fuente: CICOPLAFEST (1998); Dirección General de Sanidad Vegetal (1998); Thomson-PLM (2010); De Liñán (2015; BASF (2016).

3.2. Materia orgánica

La materia orgánica es todo aquel material de origen orgánico que se encuentra en diferentes estados de descomposición, tales como restos vegetales y animales. En estado de descomposición o humus, la materia orgánica es uno de los componentes más importantes del suelo, ya que mantiene la vida y la actividad de los microorganismos que son indispensables para su fertilidad. Hablar de materia orgánica, no es solo referirse a las plantas o animales que mueren en la superficie del suelo y con el tiempo se incorporan a él, sino también de la vida y la muerte de una gran cantidad de microorganismos que viven en el suelo. El ciclo natural es una sucesión de vida y muerte de donde sigue brotando la vida: las plantas se alimentan del suelo, los animales de las plantas, y el hombre de las plantas y animales; éstos regresan al suelo para que la vida siga. Los restos orgánicos incorporados multiplican los microorganismos del suelo que le dan vida y fertilidad para alimentar a las plantas, volviéndose a repetir el mismo ciclo (Urrutia, 1982).

La materia orgánica es fundamental en el desarrollo de los cultivos. Sin embargo, el uso de residuos orgánicos tales como la gallinaza, sin que hayan pasado por un proceso de descomposición controlado o compostaje, pueden tener efectos malignos para la salud de los operarios, para el suelo y la calidad del cultivo. En principio los estiércoles de aves contienen microorganismos y residuos de medicamentos que pueden ser nocivos para la salud de los trabajadores. Un material que no se ha descompuesto eleva su temperatura y puede afectar el cultivo; así mismo la acidez, en sus estados iniciales de descomposición, produce reacciones en el suelo que pueden hacer disponibles metales pesados de tal manera que el cultivo los absorbe.

La materia orgánica es descompuesta por la actividad de diferentes especies de bacterias y hongos que liberan los nutrientes del suelo, haciéndolos disponibles para que sean nuevamente absorbidos por las plantas. La absorción puede ser

directa a través de las raíces o indirecta por medio de los microorganismos que forman simbiosis con las raíces. Estos microorganismos cohabitan con microorganismos patógenos que atacan a las plantas reduciendo su productividad. En consecuencia, la comunidad vegetal se ve sometida a una serie de costos y beneficios que dan dinamismo y estructura a los ecosistemas terrestres (Martínez y Pugnaire, 2009). Además, la biota del suelo es responsable de procesos eco sistémicos fundamentales como la descomposición y mineralización de la materia orgánica y los ciclos biogeoquímicos; como es obvio, los componentes edáficos abióticos interdependientes (Rodríguez *et al.*, 2009), también están íntimamente relacionados con la diversidad y estructura de las comunidades vegetales en lo que se conoce como procesos de retroalimentación planta-suelo (De la Peña, 2009).

El primer producto resultante de la descomposición de la materia orgánica, proceso llamado mineralización, es el amonio (NH_4^+), proveniente de la descomposición de las proteínas, aminoácidos y otros compuestos. La conversión de sustancias más complejas a NH_4^+ se denomina amonificación. En condiciones favorables para el crecimiento de las plantas, la mayor parte del NH_4^+ en el suelo se convierte en nitrato (NH_3^-) por medio de las bacterias nitrificantes; este proceso se denomina nitrificación y es importante por varias razones: a) el NH_3^- , está inmediatamente disponible para el aprovechamiento por las plantas y microorganismos del suelo; b) el NH_3^- , puede perderse por denitrificación, proceso mediante el cual el NH_3^- se reduce a otras formas gaseosas como el óxido nitroso (N_2O) y nitrógeno (N_2), que se pierden en la atmósfera (INPOFOS, 1997).

La denitrificación ocurre generalmente en suelos con alto contenido de materia orgánica y en condiciones de encharcamiento por períodos largos (ausencia de O_2); el proceso se acentúa a medida que aumenta la temperatura. Las condiciones que mayormente influyen en la nitrificación y denitrificación, son el

pH y la humedad del suelo. La tasa de nitrificación, es generalmente baja en suelos ácidos; se da en un rango de pH de 4.5 a 10.0, pero las condiciones óptimas ocurren alrededor de 8.5. Las bacterias nitrificantes se mantienen activas aun en condiciones muy secas, pero son inactivas en suelos encharcados. Los suelos que tienen humedad suficiente para el crecimiento de los cultivos, la tienen para que la nitrificación sea normal (INPOFOS, 1997).

3.3. Abonos orgánicos

Las principales razones para utilizar abonos orgánicos en la nutrición de las plantas, son: a) aun en épocas de máxima producción de fertilizantes químicos, el consumo mundial de nitrógeno y fósforo contenido en los abonos orgánicos, ha superado al consumo de fertilizantes químicos; b) el creciente déficit y alto costo de los energéticos en el mundo restringirá la producción de fertilizantes químicos, por lo que se debe buscar el aprovechamiento máximo de los fertilizantes orgánicos; y c) los problemas de contaminación ambiental generados por las plantas productoras de fertilizantes, así como el uso excesivo de abonos químicos u orgánicos, hacen más apremiante la necesidad de determinar las dosis óptimas y económicas de nutrientes procedentes tanto de fuentes químicas como orgánicas (FIRA, 2004).

El uso de fertilizantes orgánicos que son las fuentes de materia orgánica, tienen las siguientes sobre los fertilizantes químicos: a) mayor poder residual; b) aumento en la capacidad de retención de humedad del suelo por su efecto sobre la estructura (granulación y estabilidad de agregados), porosidad y densidad aparente del suelo; c) formación de complejos orgánicos con los elementos nutritivos, manteniéndolos en formas aprovechables para las plantas; d) reducción de la erosión del suelo al elevar la resistencia de los agregados a la dispersión por el impacto de las gotas de lluvia y al reducir el escurrimiento superficial; e) elevación de la capacidad de intercambio catiónico del suelo, protegiendo los nutrimentos de la lixiviación; f) liberación de bióxido de carbono

que propicia la solubilización de nutrimentos; y g) abastecimiento de carbono orgánico como fuente de energía para la flora microbiana heterótrofa encargada de la descomposición de la materia orgánica (Félix-Herrán *et al.*, 2007; Santiago, 2017).

3.4. Fertilización orgánica

El empleo de abonos orgánicos como fuente principal de aportación de nutrimentos en los cultivos agrícolas, también se ha experimentado en algunas hortalizas como lechuga, col, brócoli y coliflor, lográndose resultados satisfactorios (Ramírez, 2002; Bueno y Mendoza, 2003; Villas *et al.*, 2004; Aquino *et al.*, 2007; Ramírez, 2009). Sin embargo, algunos estudios relacionados con la producción orgánica de hortalizas y otros cultivos, muestran resultados contrastantes. Salinas (1992) concluyó que para obtener un rendimiento de 20 t ha^{-1} de inflorescencias de brócoli, es necesario incorporar al suelo 7.7 t ha^{-1} de materia orgánica. López-Martínez *et al.* (2002), reportaron que la fertilización orgánica en algodónero transgénico usando estiércol de bovino permitió la obtención de mejores rendimientos de fibra, pero no incrementó el contenido de proteína y concluyeron que las divergencias en las fuentes de materia orgánica, así como las dosis aplicadas, tuvieron un efecto diferencial sobre la expresión de los caracteres en este cultivo. Domínguez (1989), asevera que en los estiércoles existe una vida microbiana intensa que puede considerarse un elemento fundamental para la fertilización del suelo.

Bueno y Mendoza (2003), evaluaron el efecto de cuatro tratamientos de fertilización inorgánica y tres de abonos orgánicos en el rendimiento brócoli bajo condiciones de unicultivo; encontraron que, de los tres abonos orgánicos probados, la pollinaza superó a los demás y que ésta a su vez tuvo un efecto similar al de las tres fórmulas de fertilización química aplicadas. Por otra parte, Arrieché y Mora (2005), ensayaron varios residuos orgánicos en maíz cultivado en suelos degradados y concluyeron que éstos, particularmente la cachaza de caña de azúcar composteada con enzimas, produjeron aumentos en el

contenido de materia orgánica del suelo, además de un efecto favorable en la concentración de nitrógeno en las hojas y un incremento en el rendimiento del cultivo. Por el contrario Benedicto (1982), observó que la aplicación de 144 t·ha⁻¹ de estiércol al cultivo de cebada incrementó la producción de follaje pero disminuyó el rendimiento de grano, atribuyendo este efecto a que las altas cantidades de estiércol aportado provocaron cantidades excesivas de los macroelementos K, Ca y Mg en la solución del suelo, los cuales impidieron que los demás nutrimentos estuvieran disponibles para la planta.

Aquino *et al.* (2007), compararon el efecto de la fertilización orgánica contra la química comercial en el rendimiento de col, coliflor y brócoli, aplicando tres productos: composta de champiñón, humus de lombriz (lombricomposta) y fertilizante orgánico “Nevado 1”. La fertilización química fue mejor que los productos orgánicos en todos los componentes de rendimiento de los cultivos, y solo la composta de champiñón la igualó en algunas variables de estudio. Los tres tratamientos orgánicos y el químico fueron significativamente superiores al testigo en casi en todas las variables evaluadas en las tres especies estudiadas, siendo mejor la composta de champiñón, seguida de Nevado 1 y humus de lombriz, los cuales mejoraron la altura de planta, peso fresco y peso seco de las plantas, cabezuela de col e inflorescencias de brócoli y coliflor.

La aplicación de fertilizantes orgánicos también mejora las condiciones físico-químicas del suelo. Al respecto, López-Martínez *et al.* (2001) contrastaron cuatro abonos orgánicos (bovino, caprino, composta y gallinaza) contra la fertilización química en maíz. Estos provocaron cambios en las características químicas del suelo: contenido de materia orgánica, nitrógeno y fósforo, antes y después de la siembra; el mejor rendimiento de grano se logró con la fertilización química, pero la composta mostró resultados similares. Concluyeron que los abonos orgánicos, principalmente la composta a razón de 20 a 30 t·ha⁻¹, son una alternativa para sustituir a la fertilización inorgánica.

Arcos (2007), realizó un estudio en Tenango del Valle durante el ciclo agrícola primavera-verano 2006 para evaluar la viabilidad técnica y económica del cultivo asociado lechuga-brócoli bajo condiciones de manejo orgánico e inorgánico, en comparación con el monocultivo de cada especie. En brócoli, encontró diferencias significativas entre el fertilizante orgánico y el químico para peso total de planta y altamente significativas para peso de inflorescencia (cabezuela); en ambos componentes de rendimiento, la pollinaza y el tratamiento químico presentaron los valores más altos y fueron superiores al testigo; la mejor respuesta de brócoli a la fertilización fue en monocultivo.

Ruiz *et al.* (2007), evaluaron cinco fuentes alternativas de fertilizantes orgánicos en dosis de 30 t ha^{-1} para la nutrición de cebolla: bagazo de caña de azúcar, pulpa de café, estiércol caprino, estiércol bovino y gallinaza, conjuntamente con la fertilización química. El estiércol caprino fue significativamente superior al resto de los tratamientos al promover mayor altura de planta, diámetro de bulbo y número de hojas. El rendimiento más alto se alcanzó con la aplicación de bagazo de caña, seguido de estiércol bovino y pulpa de café. En todos los casos, el menor promedio correspondió al testigo. Además de incrementar el rendimiento de los cultivos y mejorar las condiciones físico-químicas del suelo, la agricultura orgánica tiene otros beneficios con respecto a la convencional. Mientras que la agricultura orgánica mantiene la fertilidad del suelo mediante la rotación de cultivos, los abonos verdes y los cultivos de cobertura, y el agregado de composta, la convencional limita el uso de fertilizantes sintéticos a solo tres componentes: nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K), la mayoría de las veces (Palacios, 2007).

El suelo tratado orgánicamente contiene mayor cantidad de microorganismos; éstos producen numerosas sustancias que se combinan con los minerales y los hacen más aptos para ser absorbidos por las raíces. Esto es particularmente importante para la absorción de hierro, el cual puede estar en cantidades suficientes en el suelo pero en una forma no disponible para su absorción. La presencia de microorganismos y sustancias derivadas de su metabolismo,

explican en parte esta diferencia en el contenido de hierro de los alimentos orgánicos. Debido a que las plantas cultivadas orgánicamente presentan un menor contenido de nitrógeno, es de esperar que estas tengan mayor contenido de vitamina C, menos nitratos y menos proteínas, pero de mayor calidad que las producidas en cultivos convencionales (Palacios, 2007). Además, las compostas y abonos orgánicos inducen la supresividad del suelo a los patógenos de la raíz y corona de las plantas (Hoitink *et al.*, 1997; Bautista-Calles *et al.*, 2008).

3.5. Biofertilización de cultivos

Cuando la agricultura tiene la necesidad de adoptar medidas conservacionistas, los microorganismos utilizados como biofertilizantes tienen un papel sustancial. El desarrollo y uso de los biofertilizantes se contempla como una importante alternativa para la sustitución parcial o total de los fertilizantes minerales (Grageda-Cabrera *et al.*, 2012).

La biofertilización se define como el uso de insumos que contiene microorganismos vivos que, cuando se aplica a la semilla, la superficie de las plantas o el suelo, coloniza la rizósfera o el interior de la planta y promueve el crecimiento, aumentando el suministro o la disponibilidad de nutrientes primarios a la planta huésped. Esta definición se basa en la lógica de que el término biofertilizante es una contracción del término fertilizante biológico. Como biología es el estudio de organismos vivos, biofertilizante deben contener organismos vivos que aumenten los nutrientes de la planta huésped a través de su existencia en asociación con la misma. La definición también separa el biofertilizante del fertilizante orgánico que contiene compuestos orgánicos, directamente o para su descomposición, para aumentar la fertilidad del suelo (Vessey, 2003).

La existencia de un microorganismo aumenta el crecimiento de las plantas reemplazando los nutrientes del suelo (mediante fijación biológica de N_2), haciendo que los nutrientes estén más disponibles (solubilización de fosfatos), o incrementando el acceso de la planta a los nutrientes (aumentando la superficie de las raíces), siempre y cuando el estado nutricional de la planta sea reforzado por el microorganismo. La sustancia que se aplica a la planta o al suelo que contiene microorganismos, se denomina biofertilizante (Vessey, 2003).

Estos microorganismos básicamente trabajan sobre el abastecimiento de nitrógeno y fósforo hacia el vegetal; también tienen otras funciones no menos importantes, como: desarrollo radicular más abundante y efecto protector contra enfermedades fúngicas de la raíz. Los biofertilizantes trabajan sobre estos nutrientes (fósforo, potasio, azufre y otros oligoelementos), extrayéndolos del suelo y cediéndolos al vegetal. Otra propiedad de los biofertilizantes, es el desarrollo del sistema radicular del vegetal, que es más abundante que en aquellas situaciones donde no hay aplicación de estos productos. El desarrollo radicular extra es materia orgánica que se incorpora al suelo, produciendo beneficios significativos, como mayor retención de agua y nutrientes, mejor estructura del suelo y mejor permeabilidad del mismo (Frontera, 2004).

La agricultura actual propone el uso de biofertilizantes que, en los sistemas productivos es una alternativa para lograr un desarrollo agrícola ecológicamente sostenible (Terry, 2006). Actualmente, existe una amplia variedad de biofertilizantes con diversas funciones y atendiendo al tipo de cultivo. En general los biofertilizantes más difundidos se componen de hongos micorrícicos y bacterias (All-Taweil *et al.*, 2009; Pooja *et al.*, 2007).

Varias investigaciones demuestran los beneficios de la incorporación de microorganismos al suelo: Rubí *et al.* (2009), demostraron que *Lilium* sp es susceptible a la colonización por *Glomus fasciculatum* y que a su vez esta micorriza incrementó el diámetro del tallo, longitud y diámetro de botón floral, pesos seco y vida de la flor, además de un adelanto en la floración. También

Soroa-Bell *et al.* (2009), inocularon plantas adultas de *Gerbera jamesonii* cv. Bolus con *Glomus hoi like*, y encontraron que las plantas presentaron mayor número de botones florales.

Otro estudio muestra el efecto de la aplicación de biofertilizantes a partir de hongos micorrícicos arbusculares (HMA) y rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (RPCV), sobre algunas variables de crecimiento y rendimiento en *Gerbera jamesonii* cv. Bolus. Se produjeron incrementos al emplear estos microorganismos en el cultivo en estudio, siendo el tratamiento inoculado con *Glomus fasciculatum* el que mejor se comportó de manera integral y se destacó en las variables: diámetro de las flores (27.9 % de incremento), rendimiento e inicio de la floración (50 días antes) con respecto al tratamiento control (Soroa *et al.*, 2003).

Diversos estudios han demostrado que la inoculación de cereales con *Azospirillum* spp., promueve el crecimiento de las plantas y provoca un incremento en la emergencia, vigor, biomasa y desarrollo del sistema radical. En México se han obtenido incrementos en el rendimiento de maíz entre 30 y 70% y en cebada del 39%, en comparación con el testigo sin inocular (Aguirre-Medina, 2004). Al evaluar la incidencia de la inoculación con *Azospirillum* en el crecimiento y desarrollo de Petunia, se obtuvo como resultado que esta bacteria produce un aumento del crecimiento y desarrollo de las plantas; la cantidad de flores producidas se incrementó notablemente con la inoculación de la cepa (Pernasetti *et al.*, 2014).

Un estudio realizado por Rubí *et al.* (2012), con el objetivo de evaluar los efectos principales y las interacciones de fósforo, *Glomus fasciculatum* y *Bacillus subtilis* inoculados al momento de la plantación sobre la calidad comercial de flores de *Lilium* híbrido oriental Showwinner, en condiciones de invernadero, mostró que la combinación *Glomus fasciculatum*-*Bacillus subtilis*-fósforo a 22 $\mu\text{g ml}^{-1}$, se establece como una alternativa promisoriosa para la producción de *Lilium*. La inoculación con *G. fasciculatum* incrementó altura,

diámetro del tallo, peso seco de raíz y tallo, mejoró la calidad de las plantas y flores de esta especie. La coinoculación con *G. fasciculatum* y *B. subtilis* ejerció un efecto positivo en la apariencia (ausencia de defectos, tamaño, forma y color), que resulta en mayores rendimientos comerciales de *Lilium* híbrido oriental Showwinner.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Localización del experimento

Este trabajo se llevó a cabo en un invernadero rústico, en el Centro de Investigación y Transferencia de Tecnología (CITT) Rancho “El Islote”, perteneciente al Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México (ICAMEX); ubicado en la comunidad de “El Islote”, municipio de Villa Guerrero, Estado de México, a una altitud de 2199 msnm, bajo las coordenadas Longitud (dec): -99.656111 y Latitud (dec): 18.967778. (Figura 8). Este municipio tiene tres zonas bien definidas en las que el clima presenta las siguientes características: La parte boreal, poblada de bosque mixto mesófilo con clima templado húmedo tipo Cf, las heladas son severas y eventualmente llega a nevar; la parte media posee un clima templado en el que las heladas no hacen daños mayores, este tipo de clima se clasifica como Cwbg; y la parte más austral, goza de un clima templado semicálido del tipo Aw, donde se presentan las temperaturas más altas de Villa Guerrero (Guadarrama, 1999).

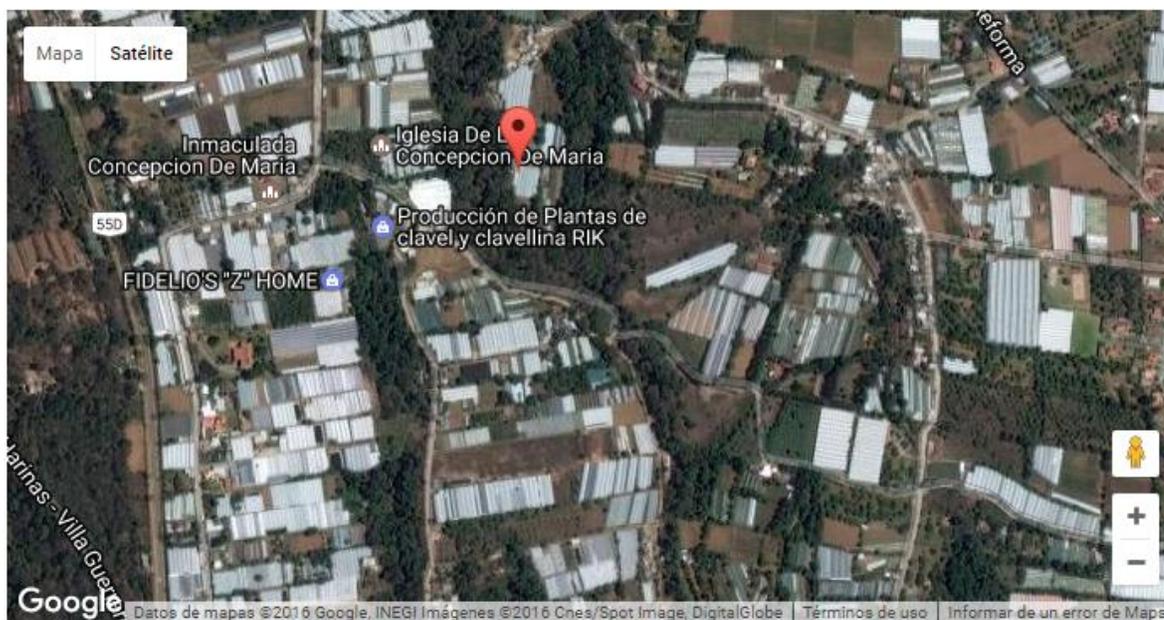


Figura 8. Imagen satelital de la localidad de “El Islote”, Villa Guerrero, México.

4.2. Material biológico

El material biológico empleado en este estudio consistió de: bulbos de lilis, PHC T-22 (*Trichoderma harzianum*), Promobac (*Bacillus subtilis*), Azosinic (*Azospirillum lipoferum*) y Serenade (*Bacillus subtilis*).

a) Bulbos de lilis. En este experimento se emplearon bulbos de lilis variedad Tesor, calibre 14/16. Este cultivar pertenece al tipo asiático, desarrolla de 3 a 5 botones florales color naranja con una posición hacia arriba y una altura de planta de 100 a 110 cm (Figura 9). El período de crecimiento de las plantas de esta variedad va de los 80 a los 90 días (Flowerbulbs, 2016).



Figura 9. Flor de lilis cv. Tesor.

b) PHC T22. Es un fungicida biológico preventivo para el control de enfermedades de un gran número de especies vegetales. El ingrediente activo es el microorganismo benéfico *Trichoderma harzianum* Cepa T-22 (KRL-AG2). Al ser aplicado al suelo mediante sistema de goteo, drench y sprinkle, se desarrolla rápidamente dando protección a la raíz contra patógenos como *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Cylindrocladium*, *Thielaviopsis*, *Verticillium* y

Sclerotinia sclerotiorum. También promueve el crecimiento de los pelos absorbentes y raíces alimenticias, mejorando la nutrición y la absorción de agua; el hongo libera compuestos que incrementan la disponibilidad de nutrientes para la planta y disminuye o elimina la dependencia de fumigantes químicos (PLM, 2013).

c) Promobac. Es un inoculante a base de *Bacillus subtilis* cepa LALBs1; esta cepa produce sustancias que incrementan el desarrollo de las raíces y por lo tanto, de la planta en general. Cuando la bacteria se establece en las raíces forma una barrera física que protege a la planta de infecciones causadas por patógenos como *Fusarium*, *Phytophthora*, *Phytium* y *Rhizoctonia* (Rubí, 2009).

d) Azosinic. Es un producto que contiene una bacteria promotora del crecimiento de las plantas, *Azospirillum lipoferum*, que vive en la raíz y/o rizósfera; su capacidad para estimular el crecimiento es a través de dos mecanismos: a) producción de sustancias reguladoras del crecimiento iguales a las auxinas, y b) son capaces de fijar nitrógeno de la atmosfera.

e) Serenade. Es un fungicida biológico que puede utilizarse contra las enfermedades de suelo y foliares en hortalizas y frutales. Basado en esporas de la beneficiosa cepa QST 713 de la bacteria *Bacillus subtilis* también mejora el crecimiento de plantas con aumentos de rendimiento. Las aplicaciones se pueden hacer a la planta, al suelo y a través del riego. Es un excelente colonizador de raíces, formando una barrera física protectora contra enfermedades presentes en el suelo. A medida que crecen las raíces, la barrera creada también aumenta, generando largos períodos de protección (Bayer Crop Science, 2016).

Bacillus subtilis forma una relación de mutualismo con la planta en la zona radical. Las raíces producen un exudado que la bacteria usa como fuente de alimento, ésta, a cambio, produce compuestos que activan el crecimiento de las

plantas, como auxinas para acelerar el crecimiento al principio de temporada. Puede mejorar la solubilidad de nutrientes en el suelo, lo que permite a las plantas acceder más eficientemente a nutrientes, como: hierro, fósforo y potasio. Además, produce las enzimas endoglucanasa y endoxylanasa que desdoblán la materia orgánica en el suelo a formas más fácilmente absorbibles por las raíces de las plantas. Como resultado, los cultivos tratados con Serenade en el suelo pueden mostrar una planta de mejor calidad y rendimientos más altos. Las raíces colonizadas tienen más raíces laterales, raíces más densas y pelos radicales más largos. Esto significa que las plantas tratadas aumentan el área de extensión de la raíz para mejorar: Absorción de fósforo, disponibilidad de otros nutrientes y absorción de agua (Bayer Crop Science, 2016).

4.3 Preparación del sustrato

El sustrato empleado para el desarrollo de la planta, se preparó una semana antes del establecimiento del experimento. Este consistió de 1/3 de suelo agrícola más 1/3 de tepojal y 1/3 de estiércol de borrego composteado y tamizado para los siete tratamientos de biofertilización. Los tres componentes se mezclaron para tener un sustrato uniforme (Figura 10a). En el caso del testigo, se preparó un sustrato en una proporción se 1/2 de suelo agrícola más de 1/2 de tepojal. Con los sustratos preparados se llenaron bolsas de plástico negro con fuelle, calibre 600 de 26 x 22 cm (Figura 10b).

Las características físico-químicas del sustrato empleado para los tratamientos fueron: Textura, franco arenosa; pH (7.95), ligeramente alcalino; materia orgánica (5.02%), muy alto; nitrógeno total (0.251%); fósforo (747 ppm), muy alto; potasio (500 ppm), moderadamente alto; calcio (2440 ppm), medio; y magnesio (260 ppm), medio. En cambio, el sustrato empleado para el testigo presentó las siguientes características: Textura, franco arenoso; pH (7.61), ligeramente alcalino: materia orgánica (1.47%), moderadamente bajo; nitrógeno

total (0.073%); fósforo (92 ppm), muy alto; potasio (100 ppm), bajo; calcio (2000 ppm), medio; y magnesio (60 ppm), bajo (Cuadro 3).



Figura 10. Preparación del sustrato (a), mezcla y llenado de bolsas (b).

Cuadro 3. Resultado del análisis físico-químico practicado a los sustratos empleados en el estudio de biofertilización de lilis con bacterias y hongos benéficos.

Parámetro	Sustrato Tratamientos	Sustrato Testigo
Textura	Franco arenoso	Franco arenoso
pH	7.95	7.61
Materia orgánica (%)	5.02	1.47
Nitrógeno (%)	0.251	0.073
Fósforo (ppm)	747	92
Potasio (ppm)	500	100
Calcio (ppm)	2440	2000
Magnesio (ppm)	260	60
Conductividad eléctrica (mS)	5.68*	0.26*

Fuente: Laboratorio de Análisis de Suelos de ICAMEX, 2017. *Laboratorio de Fitopatología de ICAMEX (2017).

4.4. Diseño experimental y tratamientos

El presente trabajo se estableció bajo un diseño experimental de bloques al azar con 8 tratamientos, 3 repeticiones y 24 unidades experimentales compuestas de 12 macetas con una planta de lilis cada una. Los tratamientos estuvieron constituidos por la combinación de tres cepas comerciales de bacterias biofertilizadoras (dos de *Bacillus subtilis* y una de *Azospirillum lipoferum*), con una del hongo antagonista *Trichoderma harzianum* (Cuadro 4).

Cuadro 4. Tratamientos y dosis de los productos biológicos evaluados en el estudio de biofertilización de lilis.

Tratamiento	Nombre comercial	Nombre común	Dosis/litro de agua
1	Promobac + PHC T-22	<i>Bacillus subtilis</i> + <i>Trichoderma harzianum</i>	1 ml + 1 g
2	Promobac	<i>Bacillus subtilis</i>	1 ml
3	Azosinic + PHC T-22	<i>Azospirillum lipoferum</i> + <i>Trichoderma harzianum</i>	1 ml + 1 g
4	Azosinic	<i>Azospirillum lipoferum</i>	1 ml
5	Serenade + PHC T-22	<i>Bacillus subtilis</i> + <i>Trichoderma harzianum</i>	1 g + 1 g
6	Serenade	<i>Bacillus subtilis</i>	1 g
7	PHC T-22	<i>Trichoderma harzianum</i>	1 g
8	Testigo	-	-

4.5. Establecimiento del experimento y aplicación de tratamientos

Las bolsas con sustrato se acomodaron de forma aleatoria según el tratamiento en cada repetición (Figura 11a). Previamente a la plantación de los bulbos se

dio un riego moderado al sustrato (Figura 11b). Los bulbos de lilis se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio (5 ml/L^{-1} de agua) durante 3 minutos y se pusieron a secar en la sombra. Posteriormente, los bulbos se plantaron a una profundidad aproximada de 8 cm (Figura 11c).

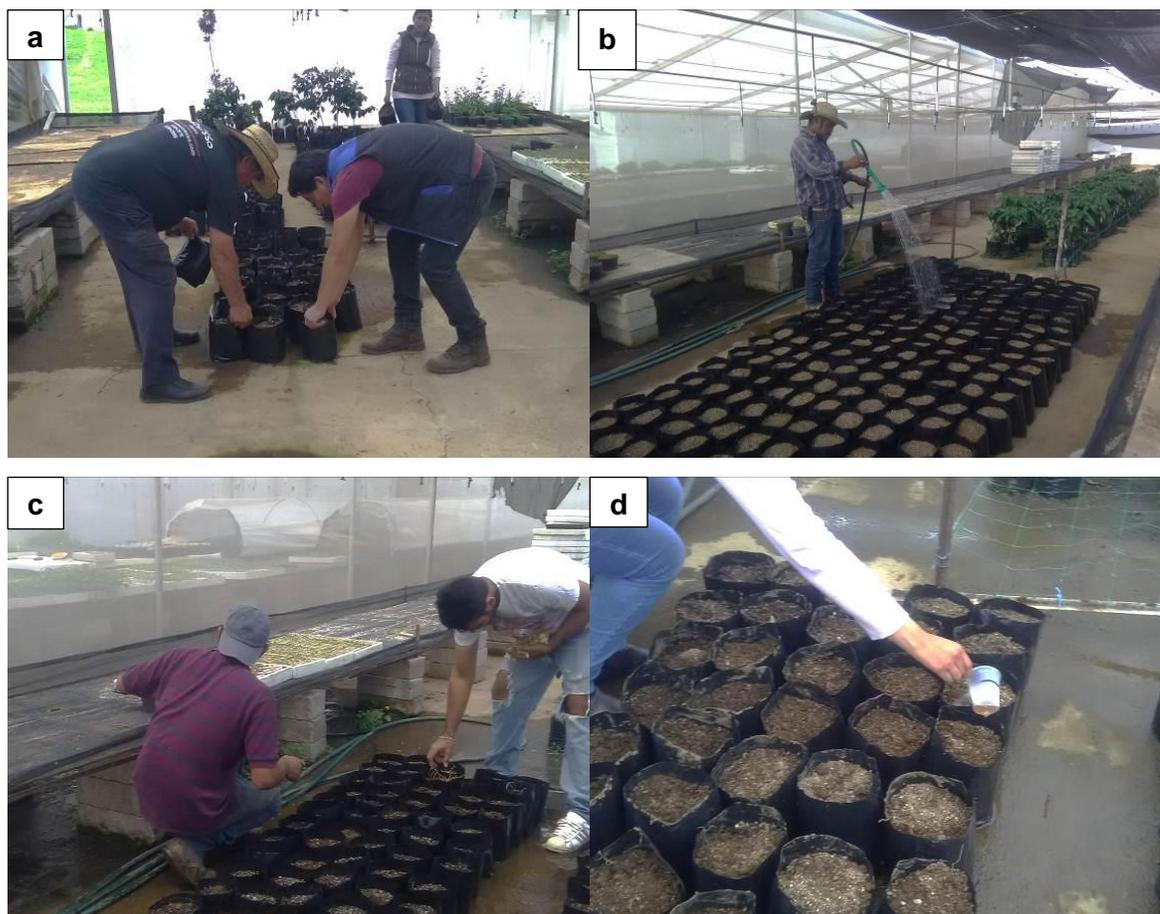


Figura 11. Establecimiento del experimento: Distribución de las bolsas según el tratamiento (a), riego de presembrado (b), plantación de los bulbos (c), y aplicación de los tratamientos biológicos (d).

Cada dosis de los tratamientos biológicos se mezclaron en 3.6 litros de agua; para lograr una mejor mezcla de los productos con el agua, se adicionó un adherente no iónico (Extensor), a razón de 1 ml por litro de agua. Luego se aplicaron a razón de 100 ml de la mezcla en sustrato húmedo y sobre los bulbos plantados (Figura 11d). La segunda biofertilización se llevó a cabo a los

15 días de la plantación; los productos biológicos se aplicaron en drench dirigido al cuello de las plantas y sustrato, en las dosis señaladas en el Cuadro 4, más 1 ml del adherente Extensor por litro de agua.

4.6. Conducción del experimento

Se practicaron riegos periódicos con regadera durante todo el ciclo de cultivo. La maleza se controló de forma manual; la prevención y control de plagas y enfermedades de la raíz, tallo, se realizó con aplicaciones periódicas de productos químicos, botánicos y biológicos recomendados para cultivos ornamentales (Cuadro 5 y Figura 12). Además, con el propósito de proporcionar a las plantas las condiciones adecuadas para su desarrollo de manera uniforme, se realizaron aplicaciones adicionales de fertilizante Poly Feed 19-19-19 (3 g por litro de agua), Ultrasol NKS (nitrato de potasio, 3 g por litro de agua) y Yara Calcinit (nitrato de calcio, 2 g por litro de agua), en dos ocasiones durante el ciclo de cultivo para todos los tratamientos.

4.7. Variables de estudio

Altura de planta. Con una regla graduada se tomó la altura de 6 plantas seleccionadas al azar de la parte central de cada unidad experimental 30, 45 y 60 días después de la plantación, midiendo desde la base del tallo hasta el ápice de la espiga floral; los valores se expresaron en cm (Figura 13).

Longitud de tallo. Con ayuda de un flexómetro se midió la longitud del tallo en cm (de la base hasta el ápice del tallo) de 6 plantas tomadas al azar de cada uno de los tratamientos a los 69 días después de la plantación (Figura 14a).

Diámetro de tallo. Con un vernier se determinó el diámetro de la base del tallo de las 6 plantas consideradas para longitud en cada uno de los tratamientos a los 69 días después de la plantación.

Cuadro 5. Productos aplicados para la prevención y control de plagas y enfermedades de lilis.

Producto comercial	Ingrediente activo/ agente de biocontrol	Dosis por litro de agua	Plaga o patógeno que controla
Titanic	Clorotalonil 75%	10.0 g	Tizón foliar o moho gris (<i>Botrytis cinerea</i>), y manchas foliares (<i>Mycosphaerella</i> sp. y <i>Alternaria</i> sp.).
Amistar	Azoxystrobin	2.0 g	Tizón foliar o moho gris (<i>Botrytis cinerea</i>), y manchas foliares (<i>Mycosphaerella</i> sp. y <i>Alternaria</i> sp.).
Captan 50	Captan	2.5 g	Marchitez y pudrición del bulbo (<i>Fusarium oxysporum</i>), pudrición de raíz y tallo (<i>Rhizoctonia solani</i>), y moho gris (<i>Botrytis</i> spp.).
PHC Neem	Azaridachtina	1.0 g	Trips (<i>Frankliniella occidentalis</i>), araña roja (<i>Tetranychus urticae</i>), pulgones (<i>Myzus persicae</i>), y mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i> y <i>Trialeurodes vaporariorum</i>).

Longitud de la espiga floral. Con un flexómetro se tomó la longitud de 6 plantas con una o dos flores abiertas de cada uno de los tratamientos, a los 69 días después de la plantación (Figura 14b).

Longitud de la flor. Con un flexómetro se determinó la longitud de flor del inicio del pedúnculo a la punta del pétalo de 6 plantas de cada uno de los tratamientos, a los 69 días después de la plantación (Figura 14c).



Figura 12. Aplicación de plaguicidas en drench al cuello y en aspersion al follaje de las plantas de lilis en diferentes etapas de desarrollo de las plantas.



Figura 13. Medición de altura de planta de lilis por tratamiento del estudio.



Figura 14. Determinación de medidas de longitud de tallo (a), longitud de la espiga floral (b) y longitud de la flor (c).

Diámetro de la flor. Con ayuda de un vernier se determinó el diámetro de extremo a extremo de dos pétalos, a 6 plantas de cada uno de los tratamientos a los 69 días después de la plantación.

Número de botones florales. Se contaron los botones desarrollados de 6 plantas de cada uno de los tratamientos a los 69 días después de la plantación.

Peso en fresco de plantas y sus componentes. Se tomaron 6 plantas de cada uno de los tratamientos con una o dos flores totalmente abiertas a los 69 días después de la siembra. Posteriormente; se separaron las partes de las plantas: raíz, tallo, hojas y flores. Cada una de las partes de las plantas, se pesaron en una balanza digital Adam PGW 4502 e de 4500 g de capacidad; el peso en fresco se expresó en g (Figura 15a, b, c y d).

Peso en seco de plantas y sus componentes. Las muestras de raíz, tallo, hojas y flores por tratamiento se pasaron a bolsas de papel y se trasladaron al laboratorio. Posteriormente, se seccionaron en trozos pequeños de 2 cm aproximadamente; se secaron en un horno de circulación forzada durante seis días a una temperatura de 50°C. Una vez transcurrido ese tiempo, se pesaron en una balanza digital Adam PGW 4502 e, de 4500 g de capacidad (Figura 16a, b, c y d).

4.8. Análisis estadístico

Los resultados de las variables agronómicas se sometieron a un análisis de varianza (ANAVA) para determinar la existencia de diferencias estadísticas entre los tratamientos (Di Rienzo *et al.*, 2015). La comparación de promedios de las variables se hizo mediante la prueba de Diferencia Mínima Significativa (DMS) al 5% de probabilidad de error (Steel y Torrie, 1986), para encontrar el mejor tratamiento en el incremento del rendimiento y calidad de la flor de lilis.

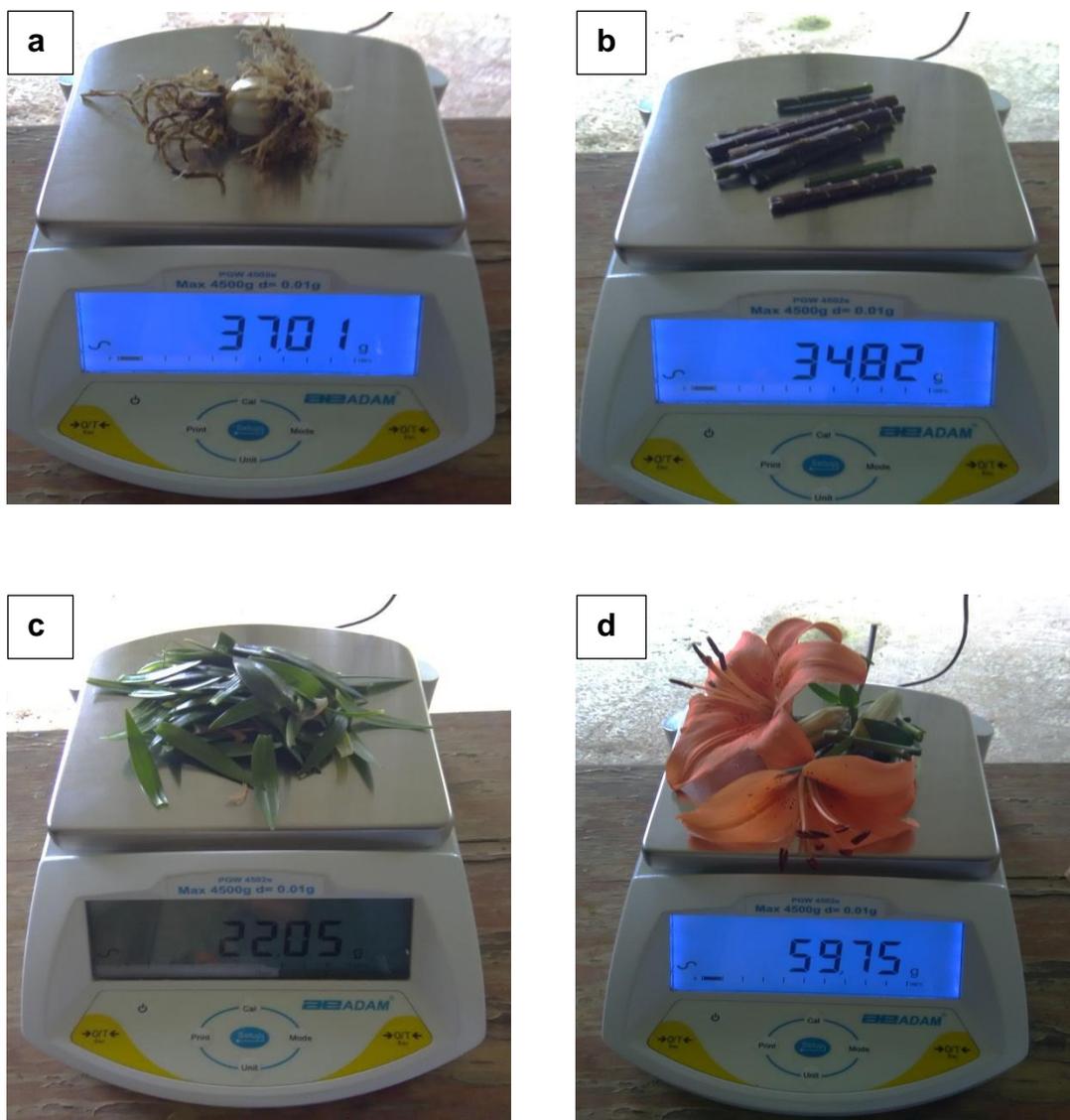


Figura 15. Determinación de peso en fresco de raíz (a), tallo (b), hojas (c) y flores (d) de lilis por tratamiento del experimento.

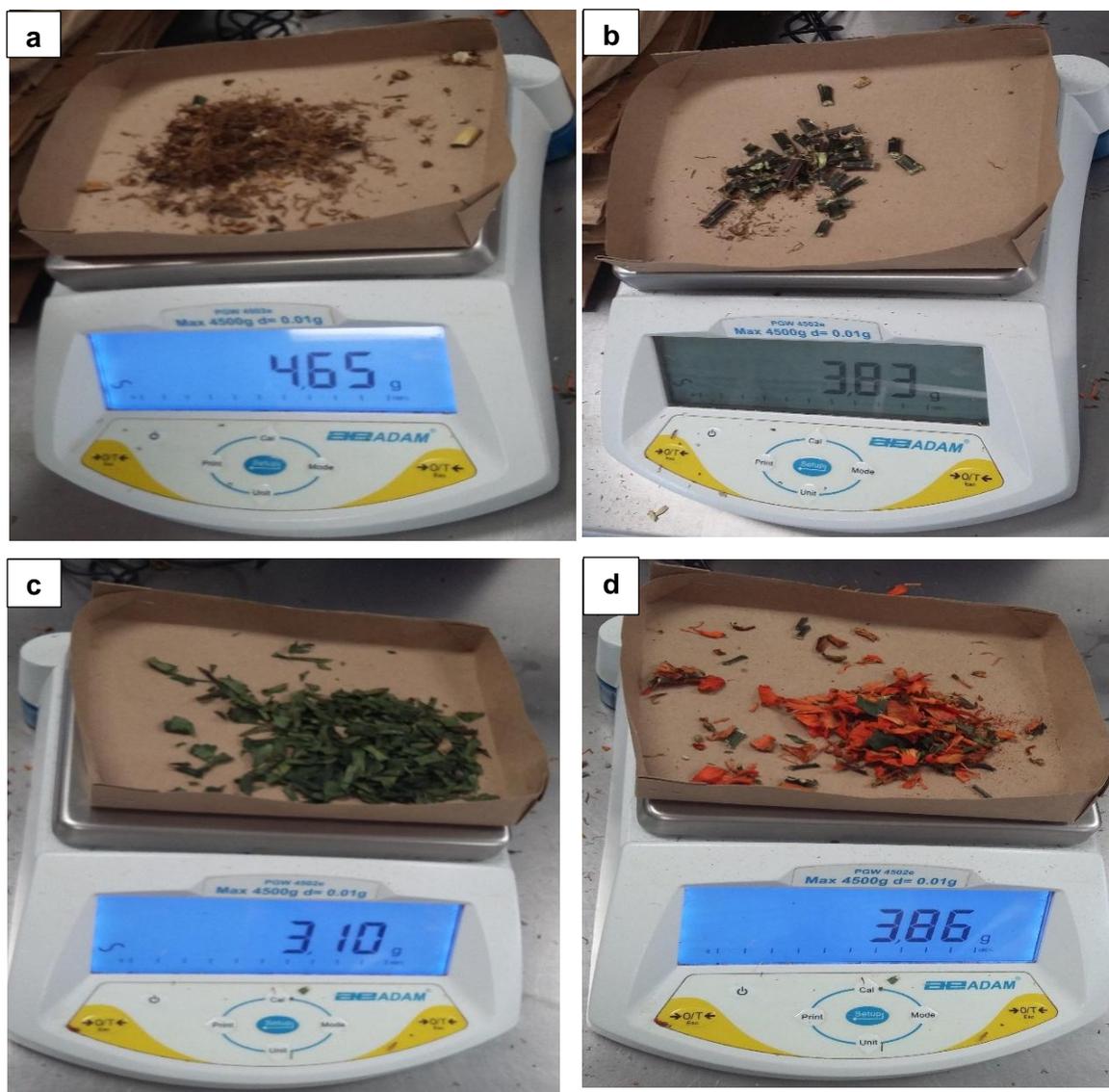


Figura 16. Determinación de peso seco de raíz (a), tallo (b), hojas (c) y flor (d) de la planta de lilis.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Altura de planta

Se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas ($P \leq 0.01$) entre los tratamientos a los 30 y 60 días de la plantación y significativas ($P \leq 0.05$) a los 45 días de la misma; no se observaron diferencias estadísticas ($P > 0.05$) entre bloques para las tres fechas de muestreo (Cuadro 6).

Cuadro 6. Significancia estadística de altura de planta de lilis fertilizado con hongos y bacterias benéficos a los 30, 45 y 60 días de la plantación, en Villa Guerrero, México.

Fuentes de variación	G. L.	Altura de planta 30 ddp*	Altura de planta 45 ddp*	Altura de planta 60 ddp*
Bloques	2	0.74 NS	1.53 NS	0.11 NS
Tratamientos	7	9.04**	2.75*	5.45**
Error	14			
Total	23			
C.V. (%)		8.01	6.45	4.62

NS, No significativo ($P > 0.05$); *Significativo ($P \leq 0.05$); **Altamente significativo ($P \leq 0.01$). *Días después de la plantación.

A los 30, 45 y 60 días de la plantación, el testigo sin biofertilización presentó plantas con mayor altura que los tratamientos biológicos; sin embargo, a los 45 días los tratamientos a base de Promobac (*Bacillus subtilis*, 1 ml/L de agua) (T2) y Azosinic + PHC T-22 (*Azospirillum lipoferum* + *Trichoderma harzianum*, 1 ml + 1 g/L de agua) (T3) tuvieron igualdad estadística con el testigo, seguidos de Promobac + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*, 1 ml + 1 g/L de agua) (T1). También a los 60 días de la plantación T2 y T3 fueron mejores que el resto de los tratamientos biológicos (Cuadro 7).

Cuadro 7. Valores promedio de altura de planta de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos a los 30, 45 y 60 días de la plantación, en Villa Guerrero, México.

Tratamiento	Altura de planta (cm) 30 ddp*	Altura de planta (cm) 45 ddp*	Altura de planta (cm) 60 ddp*
1. Promobac + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	21.78 bc	59.53 ab	77.30 bcd
2. Promobac, 1 ml/L de agua	22.57 b	61.77 a	81.33 ab
3. Azosinic + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	21.73 bc	61.33 a	80.73 abc
4. Azosinic, 1 ml/L de agua	22.23 bc	57.80 bc	75.60 bcde
5. Serenade + PHC T-22, 1 g + 1 g/L de agua	19.23 c	52.50 c	70.03 e
6. Serenade, 1 g/L de agua	20.07 bc	54.57 bc	72.33 de
7. PHC T-22, 1 g/L de agua	19.77 bc	55.87 bc	74.83 cde
8. Testigo	29.00 a	62.07 a	84.17 a

DMS ($P \leq 0.05$). Medias con una letra en común no son significativamente diferentes. *Días después de la plantación.

5.2. Longitud y diámetro de tallo

Se encontraron diferencias estadísticas significativas ($P \leq 0.05$) entre los tratamientos para longitud de tallo, pero no las hubo en diámetro de tallo; tampoco se observaron diferencias estadísticas ($P > 0.05$) entre bloques para ambas características de calidad (Cuadro 8).

Cuadro 8. Significancia estadística de los valores de F de longitud y diámetro de tallo de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Fuentes de variación	G. L.	Longitud de tallo	Diámetro de tallo
Bloques	2	0.08 NS	0.74 NS
Tratamientos	7	4.12*	0.77 NS
Error	14		
Total	23		
C.V. (%)		6.68	8.25

NS, No significativo ($P > 0.05$); *Significativo ($P \leq 0.05$).

En cuanto a la longitud del tallo floral el testigo superó a los tratamientos biológicos aplicados para la biofertilización de lilis, pero Promobac (*B. subtilis*) a razón de 1 ml por litro de agua, mostró un comportamiento similar al del testigo; el resto de los tratamientos presentaron igualdad estadística. Serenade + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*), a razón de 1 ml + 1 g/L de agua, fue el tratamiento con menor impacto en la longitud del tallo. Los productos biológicos no incidieron en el diámetro de tallo (Cuadro 9).

Los resultados obtenidos en longitud de tallo difieren de los obtenidos por Rubí *et al.* (2012), donde la altura de la planta fue mayor con la inoculación de *B. subtilis*; y los reportados por Pernasetti *et al.* (2014), en los cuales la diferencia de altura entre el testigo y los tratamientos inoculados con *Azospirillum* en petunia fueron altamente significativos. También en diámetro de tallo, los resultados no concuerdan con los reportados por Rubí *et al.* (2009), los que señalan que se observaron diferencias altamente significativas por el efecto de la aplicación de micorrizas y el diámetro promedio de las plantas inoculadas fue de 1.29 cm en comparación con 0.95 cm en las no inoculadas.

Cuadro 9. Valores promedio de longitud y diámetro de tallo de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Tratamiento/dosis	Longitud de tallo (cm)	Diámetro de tallo (cm)
1. Promobac + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	61.17 bc	0.94 a
2. Promobac, 1 ml/L de agua	64.79 ab	0.87 a
3. Azosinic + PHC T-22, 1 ml + 1g/L de agua	61.67 bc	0.96 a
4. Azosinic, 1 ml/L de agua	60.39 bc	0.94 a
5. Serenade + PHC T-22, 1 g + 1 g/L de agua	55.37 c	0.95 a
6. Serenade, 1 g/L de agua	57.63 bc	0.88 a
7. PHC T-22, 1 g/L de agua	58.46 bc	0.89 a
8. Testigo	70.86 a	0.97 a

DMS ($P \leq 0.05$). Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

5.3. Longitud de la espiga floral y flor, diámetro de la flor y número de botones florales

Se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas ($P \leq 0.01$) entre los tratamientos tanto para longitud de espiga floral como para longitud de la flor; hubo diferencias estadísticas significativas ($P \leq 0.05$) en diámetro de la flor, mientras que en número de botones florales no hubo significancia estadística ($P > 0.05$) entre tratamientos. Entre bloques no se observaron diferencias estadísticas ($P > 0.05$) para ninguna de las variables ya mencionadas (Cuadro 10).

En longitud de la espiga floral y de la flor, el testigo superó a los tratamientos biológicos aplicados para la biofertilización de lilis; sin embargo, Promobac en dosis de 1 ml por litro de agua (T2), mostró un comportamiento similar al testigo, el resto de los tratamientos tuvieron igualdad estadística; en cuanto a diámetro de la flor el tratamiento a base de Promobac a razón de 1 ml por litro de agua superó al testigo, el resto de los tratamientos mostraron igualdad estadística; nuevamente Serenade 1 m/L de agua (T6) fue el peor tratamiento. En diámetro de la flor Promobac 1 ml/L de agua (T2) fue mejor que el testigo y el resto de los tratamientos biológicos. Los productos biológicos no incidieron en el número de botones florales (Cuadro 11).

Cuadro 10. Significancia estadística de los valores de F de longitud de espiga floral, longitud de la flor, diámetro de la flor y número de botones florales de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Fuentes de variación	G.L	Longitud de la espiga floral (cm)	Longitud de la flor (cm)	Diámetro de la flor (cm)	Número de botones
Bloques	2	1.83 NS	2.80 NS	0.82 NS	0.38 NS
Tratamientos	7	5.00 **	6.21**	4.12*	0.52 NS
Error	14				
Total	23				
C.V. (%)		8.61	4.53	3.96	9.69

NS, No significativo ($P > 0.05$); **Altamente significativo ($P \leq 0.01$).

Los resultados obtenidos en diámetro de la flor coinciden con los reportados por Soroa *et al.* (2003), quienes que el tratamiento inoculado con *Glomus fasciculatum* en *Gerbera jamesonii* cv. Bolus presentó los mejores resultados, aportando un incremento con respecto al testigo de un 27.9 %.

Cuadro 11. Valores promedio de longitud de la espiga floral, longitud de la flor, diámetro de la flor y número de botones florales de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Tratamiento/ dosis	Longitud de la espiga floral (cm)	Longitud de la flor (cm)	Diámetro de la flor (cm)	Número de botones
1. Promobac + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	20.50 bc	16.01 bc	15.38 bc	4.33 a
2. Promobac, 1 ml/L de agua	19.97 bc	16.59 ab	16.46 a	3.83 a
3. Azosinic + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	20.62 b	15.63 bcd	14.36 c	4.06 a
4. Azosinic, 1 ml/L de agua	19.62 bcd	15.64 bcd	15.01 bc	4.28 a
5. Serenade + PHC T-22, 1 g + 1 g/L de agua	19.17 bcd	14.61 de	14.56 c	4.17 a
6. Serenade, 1 g/L de agua	17.57 cd	14.87 cde	14.91 c	4.06 a
7. PHC T-22, 1 g/L de agua	17.03 d	14.32 e	15.09 bc	4.11 a
8. Testigo	24.25 a	17.32 a	15.98 ab	3.94 a

DMS ($P \leq 0.05$). Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

5.4. Peso en fresco de la planta y sus componentes

Existieron diferencias estadísticas significativas ($P \leq 0.05$) entre los tratamientos para peso en fresco de raíz, tallo, hoja, flor y planta de lilis; sin embargo, no se encontraron diferencias estadísticas ($P > 0.05$) entre bloques para todas las variables antes mencionadas (Cuadro 12).

Cuadro 12. Significancia estadística de los valores de F de peso fresco de raíz, tallo, hojas, flores y planta de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Fuentes de variación	G.L	PFR (g)	PFT (g)	PFH (g)	PFF (g)	PFP (g)
Bloques	2	1.06 NS	0.17 NS	0.38 NS	2.61 NS	0.67 NS
Tratamientos	7	2.90*	2.95*	1.46*	2.09*	3.48*
Error	14					
Total	23					
C.V. (%)		8.22	8.13	10.83	10.23	6.30

PFR= peso fresco de raíz, PFT= peso fresco de tallo, PFH= peso fresco de hojas, PFF= peso fresco de flores, PFP= peso fresco de la planta.

NS, No significativo ($P > 0.05$); *Significativo ($P \leq 0.01$).

El testigo superó a los tratamientos biológicos para el caso de peso fresco de raíz y peso fresco de tallo, pero Promobac + PHC T22 a razón de 1 ml + 1 g/L de agua (T2) y Promobac a razón de 1 ml/L de agua (T3), respectivamente, mostraron un comportamiento similar al testigo; el tratamiento de Promobac a razón de 1 ml/L de agua mostró ser superior al testigo en peso en fresco de hojas; sin embargo, para el peso en fresco de flor y planta, el testigo obtuvo mejores resultados; el tratamiento con Promobac + PHC T22 a razón de 1 ml + 1 g/L de agua y Promobac a razón de 1 ml por litro de agua, respectivamente, presentaron resultados similares a los del testigo (Cuadro 13). Aun cuando las plantas del testigo tuvieron mayor peso en fresco de la planta y sus componentes, las hojas de las plantas de los tratamientos biológicos exhibieron un color verde intenso en comparación con las hojas de las plantas del testigo cuyo color fue verde-amarillento.

Cuadro 13. Valores promedio de peso fresco de raíz, tallo, hoja y flor de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Tratamiento/ dosis	PFR (g)	PFT (g)	PFH (g)	PFF (g)	PFP (g)
1. Promobac + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	34.51 ab	30.10 abc	30.91 ab	49.30 ab	144.82 abc
2. Promobac, 1 ml/L de agua	33.97 ab	31.22 ab	33.14 a	47.35 abc	145.68 ab
3. Azosinic + PHC T-22, 1 ml + 1 g/L de agua	29.82 b	28.64 abcd	29.20 ab	42.31 bc	129.97 cd
4. Azosinic, 1 ml/L de agua	33.52 ab	29.00 abcd	29.5 ab	45.89 abc	137.93 abcd
5. Serenade + PHC T-22, 1 g + 1 g/L de agua	32.37 b	26.55 cd	28.18 ab	45.29 abc	132.39 bcd
6. Serenade, 1 g/L de agua	29.86 b	25.64 d	25.68 b	43.52 bc	124.70 d
7. PHC T-22, 1 g/L de agua	32.67 b	27.46 bcd	29.23 ab	40.33 c	129.68 d
8. Testigo	38.11 a	32.48 a	27.76 ab	52.51 a	150.86 a

PFR= peso fresco de raíz, PFT= peso fresco de tallo, PFH= peso fresco de hojas, PFF= peso fresco de flores. DMS ($P \leq 0.05$). Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

5.5. Peso en seco de la planta y sus componentes

Solamente hubo diferencias estadísticas altamente significativas ($P \leq 0.01$) entre tratamientos para el caso de peso seco del tallo, diferencias significativas ($P \leq 0.05$) entre bloques en el peso seco de la flor; no se encontraron diferencias estadísticas ($P > 0.05$) entre bloques para el resto de las variables (Cuadro 14).

Cuadro 14. Significancia estadística de los valores de F de peso seco de raíz, tallo, hojas y flores de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Fuentes de variación	G.L	PSR (g)	PST (g)	PSH (g)	PSF (g)	PSP (g)
Bloques	2	0.55 NS	0.40 NS	0.88 NS	3.80*	1.40 NS
Tratamientos	7	0.46 NS	5.86**	1.09 NS	1.29 NS	1.94 NS
Error	14					
Total	23					
C.V. (%)		20.27	8.91	10.59	10.35	8.49

PSR= peso seco de raíz, PST= peso seco de tallo, PSH= peso seco de hojas, PSF= peso seco de flores, PSP= peso seco de la planta. NS, No significativo ($P>0.05$); **Altamente significativo ($P\leq 0.01$).

Los productos biológicos no incidieron en el peso seco de la raíz; en cuanto al peso seco del tallo el testigo supero a los tratamientos biológicos para la biofertilización de lilis, pero Promobac a razón de 1 ml por litro de agua mostro un comportamiento similar al testigo; el tratamiento Promobac a razón de 1 ml por litro de agua supero al testigo en el caso del peso seco de hoja; el tratamiento Promobac + PHC T22 a razón de 1 ml + 1 g/L de agua y Promobac a razón de 1 ml por litro de agua mostraron un comportamiento igual al testigo; en el caso del peso seco de la planta el tratamiento Promobac a razón de 1 ml por litro de agua mostro ser igual al testigo (Cuadro 15).

Los resultados obtenidos por Rubí *et al.* (2009) mostraron un incremento significativo con la inoculación micorrízica con *G. fasciculatum* en *Lilium* sp. con respecto al peso seco de raíz, tallo y flores; en cambio, Gravel *et al.* (2006) y Chacón *et al.* (2007), observaron un aumento del peso seco del sistema radical de tomate y tabaco, respectivamente, al inocularlos con *Trichoderma* (Rubí *et al.*, 2012). Las plantas de *Lilium* sp. cv Showinner inoculadas con *Bacillus*

subtilis, presentaron un peso seco de la flor 7.3% mayor que el de las no inoculadas; resultados que difieren con los obtenidos en este estudio. Dicho comportamiento puede atribuirse a que en este trabajo se utilizaron dos productos comerciales que se recomiendan para funciones específicas biocontrol de enfermedades causadas por hongos y bacterias, más no directamente como biofertilizantes, como es el caso de PHC T-22 (*Trichoderma harzianum*) y Serenade (*Bacillus subtilis*).

Cuadro 15. Valores promedio de peso seco de raíz, tallo, hoja y raíz de lilis biofertilizado con hongos y bacterias benéficos en Villa Guerrero, México.

Tratamiento/ dosis	PSR (g)	PST (g)	PSH (g)	PSF (g)	PSP (g)
1. Promobac + PHC T22, 1 ml + 1 g/L de agua	3.57 a	3.96 bc	3.40 ab	4.43 a	15.37 ab
2. Promobac, 1 ml/L de agua	4.03 a	4.07 b	3.54 a	4.43 a	16.08 a
3. Azosinic + PHC T22, 1 ml + 1 g/L de agua	3.64 a	4.04 b	3.18 ab	4.07 ab	14.92 ab
4. Azosinic, 1 ml/L de agua	3.72 a	3.80 bc	3.16 ab	4.15 ab	14.83 ab
5. Serenade + PHC T22, 1 g + 1 g/L de agua	3.96 a	3.47 bc	3.19 ab	4.24 ab	14.86 ab
6. Serenade, 1 g/L de agua	3.39 a	3.40 c	2.85 b	4.15 ab	13.79 b
7. PHC T22, 1 g/L de agua	3.47 a	3.40 c	3.18 ab	3.57 b	13.62 b
8. Testigo	4.25 a	4.84 a	3.11 ab	4.41 a	16.61 a

PSR= peso seco de raíz, PST= peso seco de tallo, PSH= peso seco de hojas, PSF= peso seco de flores, PSP= peso seco de planta.

DMS ($P \leq 0.05$). Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

El menor crecimiento de las plantas de lilis de los tratamientos de biofertilización con respecto a las plantas del testigo puede atribuirse a varios factores, entre los que destacan el pH y la conductividad eléctrica (CE) de los sustratos. Con respecto al pH, la mayoría de las plantas se desarrollan adecuadamente entre valores de pH de 5.5 a 6.5, ya que en ese rango de valores se absorben y aprovechan los macro y micro nutrientes (Castellanos *et al.*, 2000). La mayoría de las variedades de lilis se adaptan mejor en ese rango de pH (Fundación Produce Chiapas, 2014). En este experimento, el valor de pH del sustrato de los tratamientos fue de 7.95 (ligeraente alcalino) y del testigo fue de 7.61 (ligeraente alcalino) (Cuadro 3). Por otro lado, la CE es un indicador del exceso de sales en el suelo, sustrato o solución nutritiva; valores altos de CE en el sustrato provocan entre otros problemas: disminución de la absorción de agua por las raíces, toxicidad por iones específicos e interferencia en la absorción de nutrientes, lo cual disminuye el crecimiento de las plantas (Hanna Instruments México, 2014); en este estudio el valor de la conductividad eléctrica del sustrato de los tratamientos fue de 5.68 mS y del testigo fue de 0.26 mS (Cuadro 3).

El pH y la conductividad eléctrica también afectan la población y actividad de los microorganismos benéficos. El hongo *Trichoderma* crece en un pH de 5.5 a 8.5, pero el pH óptimo para su desarrollo es de 5.5 a 6.5 (ligeraente ácido); por abajo o por arriba de estos valores, su crecimiento y actividad se ven disminuidas (Martínez *et al.*, 2013). De igual manera, la bacteria *Bacillus subtilis* crece en valores de pH de 4 a 5.5 (ácido a ligeraente ácido) (Calvo y Zúñiga). En cambio, *A. lipoferum* crece en pH de 7.0 a 7.3 (neutro). Dado que el pH de los dos sustratos está por arriba del pH óptimo para la multiplicación y actividad de los microorganismos empleados en este estudio, es de esperarse que su beneficio en pro del crecimiento de las plantas se vio disminuido. En cuanto a la CE, Ceiro *et al.* (2014) demostró que el hongo *Pochonia chlamydosporia* persistió y produjo esporas en varias concentraciones de NaCl en PDA y suelo, pero las altas concentraciones de sal redujeron la esporulación del hongo. En

Trichoderma harzianum, altas concentraciones de NaCl inhibieron la producción de biomasa micelial y la cantidad de esporas (Regragui y Lahiou, 2005; Abdel-Latif y Mohamed, 2006).

Por otra parte, la descomposición de la materia orgánica o “mineralización”, proceso mediante el cual se produce amonio que luego se convierte en nitrato, se debe a la actividad de las bacterias nitrificantes. El nitrato es un compuesto inmediatamente disponible para el aprovechamiento por las plantas y microorganismos del suelo; sin embargo, este compuesto puede perderse por denitrificación, proceso que ocurre generalmente en suelos con alto contenido de materia orgánica y ausencia de oxígeno. El pH y la humedad del suelo influyen en la tasa de nitrificación, la cual es generalmente baja en suelos ácidos y se da en un rango de pH de 4.5 a 10.0, aunque las condiciones óptimas son de 8.5 (INPOFOS, 1997). Pero, la mineralización de nutrientes por las bacterias y el hongo evaluados en este experimento se da en pH menores a 7, por lo que este proceso se ve afectado por pH del sustrato.

A pesar de los resultados obtenidos en el presente estudio, la biofertilización es una alternativa al empleo de fertilizantes químicos y reguladores sintéticos del crecimiento vegetal. El uso de microorganismos presentes en el suelo, como bacterias (*Azospirillum* y *Bacillus*) y hongos (*Trichoderma*), incrementan la fertilidad del suelo y benefician el desarrollo vegetal a través de diferentes mecanismos como la fijación no simbiótica de nitrógeno y la protección del ataque de plagas y patógenos (Rueda-Puente *et al.*, 2010).

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1. Se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas ($P \leq 0.01$) entre tratamientos para altura de planta, longitud de la espiga floral y longitud de la flor; y significativas ($P \leq 0.05$) en longitud de tallo y diámetro de la flor.
2. La biofertilización con microorganismos benéficos no mejoró la calidad de la flor de lilis, ya que el testigo mostró un mejor comportamiento en la mayoría de las variables estudiadas. Sin embargo, Promobac (*Bacillus subtilis*, 1 ml/L de agua) y Promobac + PHC T-22 (*Bacillus subtilis* + *Trichoderma harzianum*, 1 ml + 1 g/L de agua), presentaron un comportamiento similar al del testigo en altura de planta, longitud de tallo y espiga floral; seguidos de Azosinic + PHC T-22 (*Azospirillum lipoferum* + *T. harzianum*, 1 ml/L de agua). En diámetro de flor, Promobac superó al testigo.
3. Se observaron diferencias estadísticas ($P \leq 0.01$) entre tratamientos para peso en fresco de planta y sus componentes, no así para peso en seco de planta y sus componentes. Promobac (*B. subtilis*, 1 ml/L de agua) y Promobac + PHC T22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*, 1 ml + 1 g/L de agua), mostraron resultados similares al testigo en peso en fresco de la planta y sus componentes.
4. El uso de Promobac (*B. subtilis*) y Promobac + PHC T-22 (*B. subtilis* + *T. harzianum*) en la nutrición de lilis resulta de interés, puesto que estos microorganismos fueron mejores que Serenade (*B. subtilis*) en la mayoría de las variables estudiadas.
5. La actividad de los microorganismos y la respuesta de la planta fueron afectadas por el pH y la CE del sustrato empleado en los tratamientos, ya

que este cultivo es susceptible a los altos contenidos de sales, así como las bacterias y hongo evaluados en este estudio.

6. Aun cuando en este experimento no se obtuvieron los resultados esperados, la biofertilización es una alternativa al uso de fertilizantes y reguladores de síntesis química para la nutrición de lilis.
7. Por lo anterior, se recomienda repetir el experimento con las adecuaciones correspondientes para asegurar la eficiencia de los microorganismos benéficos en la biofertilización de lilis.

VII. LITERATURA CITADA

- Abdel-Latif, H.A.M., y Mohamed, W.H. 2006. Biocontrol potential of salinity tolerant mutants of *Trichoderma harzianum* antagonists against *Fusarium oxysporum*. Braz. J. Microb. 37:181-191.
- Aguirre-Medina, J.F. 2004. Biofertilizantes microbianos: antecedentes del programa y resultados de validación en México. En: Memoria del Primer Simposio de Biofertilización. "La biofertilización como tecnología sostenible
- Álvarez-Sánchez, E., Maldonado-Torres, R., García-Mateos, R., Almaguer-Vargas, G., Rupit-Ayala, J., y Zavala-Estrada, F. 2008. Suministro de calcio en el desarrollo y nutrición de *Lilium asiático*. Agrociencia 42:8.
- Aquino, J.G., Ríos, G., y Siles, H. 2007. Manejo orgánico de hortalizas. Informe de Investigación 2006. ICAMEX; Metepec, México, México. 25 p.
- Aquino, J.G., Ríos, G., Hernández, R.S.V., y García, L.A. 2013. Catálogo de enfermedades de ornamentales. ICAMEX; Metepec, México, México. 60 p.
- All-Taweil, H.I., Osman, M.B., Hamid, A.A., and Yusoff, W.M.W. 2009. Development of microbial inoculants and the impact of soil application on rice seedlings growth. Am. J. Agric. Biol. Sc. 4:79-82.
- Arcos, S.M. 2007. Evaluación de la tasa de tierra equivalente para lechuga y brócoli en unicultivo y asociación, bajo manejo orgánico e inorgánico, en Tenango del Valle, México. Tesis Profesional. Universidad Autónoma del Estado de México, Facultad de Ciencias Agrícolas. Toluca, México, México. 50 p.
- Arrieché, I., y Mora, O. 2005. Efecto de la aplicación de residuos orgánicos sobre el cultivo de maíz en suelos degradados del Estado de Yaracuy, Venezuela. Bioagro 17: 155-159.
- Bautista-Calles, J., García-Espinoza, R., Pérez-Moreno, J., Zavaleta-Mejía, E., Montes-Belmont, R., y Ferreira-Cerrato, R. 2008. Inducción de supresividad a fitopatógenos del suelo. Un enfoque holístico al control biológico. Inverciencia 33:96-102.

- BASF. 2016. Ficha técnica de Headline. Disponible en: <http://innovacionagricola.com/wp-content/uploads/2016/10/HEADLINE-FICHA-TECNICA.pdf>. Consultado: marzo de 2018.
- Bayer Crop Science. 2016. Serenade. 15 p. (Folleto técnico). Disponible en: http://www.cropsience.bayer.cl/upfiles/folletos/Serenade_en_Baja.pdf. Consultado: julio de 2017.
- Bañon, S., Cifuentes, D., Fernández, J., y González, A. 1993. Gerbera, Liliun, Tulipán y Rosa. Mundi-Prensa, Madrid. 250 p.
- Benedicto, V. G. S. 1982. Modificación de algunas condiciones físicas, químicas y de la aditividad biológica del suelo por la incorporación de estiércoles. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados; Montecillo, Texcoco, México, México.
- Bueno, E.I., y Mendoza, V.P. 2003. Efecto de la aplicación de abonos orgánicos y fertilizantes inorgánicos en el rendimiento de brócoli en el municipio de Tenango del Valle, México. Tesis de Licenciatura. Autónoma del Estado de México, Facultad de Ciencias Agrícolas. El Cerrillo Piedras Blancas, Toluca, México, México. 47 p.
- Buschman J.C., y Soriano, G.J. 2004. Cultivo de Liliun de calidad. Revista Horticultura Internacional 34:34-37.
- Calvo, P., y Zúñiga, D. 2010. Caracterización fisiológica de cepas de *Bacillus* spp. Aisladas de la rizósfera de papa (*Solanum tuberosum*). Ecología Aplicada 9:31-39.
- Castellanos, J.Z, Uvalle, J.X., y Aguilar, A. 2000. Manual de interpretación de análisis de suelos y aguas. INTAGRI; Celaya, Guanajuato. 210 p.
- Chacón, M. R., Rodríguez, O., Benítez, T., Sousa, S., Rey, M., and Llobell, A. 2007. Microscopic and transcriptome analyses of early colonization of tomato roots by *Trichoderma harzianum*. Int. Microbiol. 10:19-27.
- Ceiro, W.G., Arévalo, J., Puertas, A.L., e Hidalgo-Díaz, L. 2014. Efecto de concentraciones de NaCl sobre el crecimiento micelial y la esporulación de *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare y Gams en medio PDA y suelo. Revista de Protección Vegetal 29:1-7.

- Chahín, M.G. 2006. Cultivo del Liliun. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Chile. 2p. (Ficha técnica). <http://www2.inia.cl/medios/biblioteca/informativos/NR33-306.pdf02/08/2017>.
- Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas (CICOPLAFEST). 1998. Catálogo oficial de plaguicidas. SEMARNAP, SECOFI, SAGAR, SSA; México, D. F. 519 p.
- Comisión Nacional del Agua (CONAGUA). 2016. Estadísticas agrícolas de las Unidades de Riego. Año agrícola 2014–2015. Ciudad de México, México. 145-146 p.
- Cronquis, A. 1974. Introducción botánica. Tomo I. Compañía editorial Continental S.A. México.
- De la Peña, E. 2009. Efectos de la biota edáfica en las interacciones planta-insecto a nivel foliar. *Ecosistemas*18:64-78.
- De León, C. 2015. Agroquímicos de México. 7a. edición. TecnoAgrícola de México, México.
- Di Rienzo, J.A., Casanoves, F., Balzarini, M.G., González, L., Tablada, M., y Robledo, C.W. InfoStat versión 2015. Grupo InfoStat, Universidad Nacional de Córdoba, FCA. Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. <http://www.infostat.com.ar>.
- Dirección General de Sanidad Vegetal. 1998. Guía de plaguicidas autorizados de uso agrícola. SAGARPA; México, D. F. pp. 99-106.
- Domínguez, V.A. 1989. Tratado de fertilización. 2a. ed. Mundi-Prensa, Madrid, España. 601 p.
- Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura (FIRA). 2004. Agricultura orgánica. Una oportunidad de negocios sustentable para el sector agroalimentario mexicano. Boletín Informativo. No. 321, Tomo I, Vol. XXXVI. Banco de México; Morelia, Michoacán, México. 120 p.

- Félix-Herrán, J.A., Sañudo-Torres, R.R., Rojo-Martínez, G.E., Martínez-Ruiz, R., y Olalde-Portugal, V. 2008. Importancia de los abonos orgánicos. *Ra Ximhai* 4:57-67.
- Frontera, G.M. 2004. Biofertilización, aspectos productivos y consecuencias en el manejo y conservación de la fertilidad del suelo. 3 p. Argentina. http://www.produccion.com.ar/2004/04ago_12.htm 10/08/2017.
- Fundación Produce Chiapas, A.C. 2014. Manual de producción Liliun asiático. 31 p. Manual de producción. México. http://siproduce.sifupro.org.mx/seguimiento/-archivero/14/2013/anuales/anu_2270-6-2014-05-4.pdf 02/08/2017.
- Gómez, A. 2009. La situación de las flores de corte mexicanas dentro de la política comercial internacional de México. *Revista Electrónica de Ciencias Sociales*. México. 2: 9-30.
- Guadarrama, G.R. 1999. Monografía municipal de Villa Guerrero. Gobierno del Estado de México, Instituto Mexiquense de Cultura. Toluca, México, México. 160 p.
- Guía Verde de México. 2007. Las flores de corte -Una visión rápida. Toluca, México. 9 p. <http://www.guiaverdemexico.com/floresdecorte.htm>. 11/01/2007.
- Grageda-Cabrera, O., Díaz-Franco, A., Peña-Cabriales, J., y Vera-Nuñez, J.A. 2012. Impacto de los biofertilizantes en la agricultura. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:1261-1274.
- Gravel, V., Martínez, C., Antoun, H. & Tweddell, R.J. 2006. Control of greenhouse tomato root rot (*Pythium ultimum*) in hydroponic systems, using plant-growth promoting microorganisms. *Can. J. Plant Pathol.* 28:475-483.
- Hanna Instruments México. 2014. El cultivo de plantas ornamentales. Influencia de la salinidad del suelo sobre la presión osmótica. *Agricultura Moderna* 18:10-11.
- Hernández, K.S. 2017. Pots cosecha de Liliun (*Lilium* spp.) en respuesta a la aplicación foliar de calcio. Tesis de Ingeniero Agrónomo en Horticultura.

- Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila, México.
59 p
- Herreros, L.M. 1983. Cultivo del *Lilium* (azucena híbrida). 28 p. Madrid.
http://www.mapama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1983_10.pdf
- Hoitink, H.A.J., Stone, A.G., and Han, D.Y. 1997. Supresión de enfermedades de plantas mediante compost. *Agronomía Costarricense* 21:25-33.
- InfoAgro.com. s/f. El cultivo de lilis. Disponible en:
<http://www.infoagro.com/flores/flores/lilium.htm>. Consultado: marzo de 2018.
- Instituto de la Potasa y el Fósforo (INPOFOS). 1997. Manual internacional de fertilidad de suelos. Querétaro, Querétaro, México. pp. 31-41.
- Instituto de Investigación y Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México (ICAMEX). 2014. *Lilium*. Metepec, México. 1 p.
Disponible en: <http://icamex.edomex.gob.mx/lilium>. Consultado: julio de 2017.
- Laboratorio de Análisis de Suelos. 2017. Resultados de análisis de suelo. ICAMEX. Metepec, México.
- López-Martínez, J.D., Díaz-Estrada, A., Martínez-Rubín, E., y Valdez-Cepeda, R.D. 2001. Abonos orgánicos y su efecto en propiedades físicas y químicas del suelo y rendimiento en maíz. *Tierra Latinoamericana* 19:293-299.
- López-Martínez, J.D., Gallegos-Robles, M., Serrato, C.S.S., Valdez-Cepeda, R.D., y Martínez-Rubín, E. 2002. Producción de algodónero transgénico fertilizado con abonos orgánicos y control de plagas. *Tierra Latinoamericana* 20: 321-327.
- Magos-García, K., y Leyva-Mir, S.G. 2010. Etiología de la pudrición de bulbo y tallo de la azucena híbrida (*Lilium* spp.) y su control en el Estado de México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 28:162-164. Martínez, B., Infante, D., y Reyes, Y. 2013. *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. *Revista Protección Vegetal* 28:1-11.

- Martínez, L.B., y Pugnaire, F.I. 2009. Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas* 18:44-54.
- Palacios, S. 2007. Convencional vs. Orgánico ¿Quién gana? *Cultura Orgánica*. Julio-agosto. Agro-Síntesis. S. A. de C. V. México, D. F. pp. 8-12.
- Pernasetti, S., Di Barbaro, M. G., Palanca, E., Nieva, S., Jorratti, M. E., y Saadi, L. 2014. Evaluación del crecimiento y desarrollo de petunias inoculadas con *Azospirillum brasilense*. *Revista Biología en Agronomía* 4:17-31.
- PLM. 2013. Diccionario de insumos para la producción orgánica y manejo integrado de plagas. 3a. ed. México, D.F. 232 p.
- Pooja, S., Dujeda, S., and Neeru, N. 2007. Development of multiple co-inoculants of different biofertilizers and their interaction with plants. *Archives of Agron. Soil Sci.* 53:221-230.
- Ramírez, M. 2009. Efecto de la fertilización orgánica y combinada en el rendimiento de brócoli (*Brassicaoleracea* L. var. *italica*) y coliflor (*Brassica oleracea* L. var. *botrytis*), y características del suelo. Tesis de Maestro en Fitomejoramiento. Universidad Autónoma del Estado de México, Facultad de Ciencias Agrícolas. El Cerrillo Piedras Blancas, Toluca, México. 57 p.
- Ramírez, Z.G. 2002. Manejo orgánico del cultivo de brócoli, col, lechuga y chícharo. Informe de investigación. ICAMEX, Programa Hortícola. San Antonio la Isla, México. pp. 1-9.
- Regragui, A. y Lahiou, F. 2005. Effect of salinity on *in vitro* *Trichoderma harzianum* antagonims againts *Verticillium dahliae*. *Pak. J. Biol. Sci.* 8:872-876.
- Rodríguez, E.S., Crisóstomo, J.A., Nabais, C., y Freitas, H. 2009. Belowground mutualists and the invasive ability of *cacia long folia* in coastal dunes of Portugal. *Biological Invasions* 11:651-661.
- Rubí, A. M.; Olalde, P.V.; Reyes, R. B. G.; González, H. A.; Aguilera G. L. I. 2009. Influencia de *Glomus fasciculatum* en el crecimiento y desarrollo de *Lilium* sp. cv Orange Pixie. *Agricultura Técnica en México* 35: 201-210.

- Rubí-Arriaga, M.; González-Huerta, A.; Olalde-Portugal, V.; Reyes-Reyes, B.; Castillo-González, A., Pérez-López, D., y Aguilera-Gómez, L. 2012. Contribución de fósforo al mejoramiento de calidad en *Lilium* y la relación con *Glomus fasciculatum* y *Bacillus subtilis*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3:125-139.
- Rueda-Puente, E., Ortega, J.R., Tarazón, M.A., Troyo, E., Murillo, B., Garcóa, J.L., Beltrán, F.A., y Ruiz, F.H. 2010. Estimulación del crecimiento en *Capsicum annum* L. inoculadas con *Azospirillum halopraeferens*. pp. 244-271. En: *Agricultura Orgánica. Tercera Parte*. García, J.L., Salazar, E., Orona, I., Fortis, M., y Trejo, H.I. (Eds.). CONACYT, FAZ-UJED, ITT, UABC y COCYTED. 330 p.
- Ruiz, C., Russian, T., y Tua, D. 2007. Efecto de la fertilización orgánica en el cultivo de cebolla. *Agronomía Tropical* 57:1-13.
- Salinas. S.O. 1992. Prueba de adaptación y rendimiento de ocho cultivares de brócoli (*Brassica oleracea* var. *Italica* Plenck) en la región de Marín, Nuevo León. Tesis Profesional. pp. 3-96.
- Santiago, J. 2017. Determina la dosis adecuada de composta para aumentar la materia orgánica. *Hortalizas*. 7 p. Disponible en: http://www.hortalizas.com/protección-de-cultivos/determina-la-dosis-adeuada-de-composta-para-aumentar-la-materia-organica/?utm_source=knowle... Consultado: Septiembre de 2017.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2015. Productores mexicanos preparados para abastecer demanda de flores. México, D.F. Disponible en: <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2015B105.aspx>. Consultado: julio de 2017.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2015. Boletín de prensa. Zinacantepec, Estado de México.
- Secretaría de Desarrollo Agropecuario (SEDAGRO). 2005. Situación de la floricultura en el Estado de México. Gobierno del Estado de México. Metepec, México.

- Secretaría de Desarrollo Agropecuario (SEDAGRO). 2016. Vocación productiva de *Lilium* (gruesa) en el Estado de México. Disponible en: [phttp://sedagro.edomex.gob.mx/sites/sedagro.edomex.gob.mx/files/files/Pr oductores%20y%20Comercializadores/Lilium%20\(gruesa\)\(1\).pdf](http://sedagro.edomex.gob.mx/sites/sedagro.edomex.gob.mx/files/files/Pr oductores%20y%20Comercializadores/Lilium%20(gruesa)(1).pdf). Consultado: enero de 2018.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2016. Cierre de la producción agrícola por cultivo. Disponible en: <http://infosiap.siap.gob.mx>. Consultado: septiembre de 2017.
- Soroa, M.R., Cortés, S.L., y Hernández A. 2003. Estudio del efecto de la aplicación de biofertilizantes sobre algunas variables de crecimiento y rendimiento en *Gerbera jamesonii* cv. *Bolus*. Revista Cultivos Tropicales 24:15-17.
- 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 15:41-48.
- Steel, R.G.D., y Torrie, J. H. 1986. Bioestadística. Principios y procedimientos. McGraw-Hill; México, D. F. 622 p.
- Syngenta. 2017. Agrimec 1.8% CE. <https://www.syngenta.com.mx/product/crop-protection/insecticida/agrimecr-18-ce>. Consultado: marzo de 2018
- Tecuapetla, M.G. 2014. Ecotoxicidad producida por agroquímicos empleados en el cultivo de *Gerbera jamesonii* en invernadero, en Villa Guerrero, Estado de México. Tesis de Maestro en Ciencias Ambientales. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, Estado de México, México. 117 p.
- Terry, E., y Leyva, A. 2006. Evaluación agrobiológica de la inoculación micorrizas- rizobacterias en tomate. Agronomía Costarricense 30: 65-73.
- Thomson-PLM. 2010. Diccionario de especialidades agroquímicas. Fertilizantes, agroquímicos y productos orgánicos. PLM DEAQ. México, D. F. 1904 p.
- Urrutia, S. 1982. Conocimiento del suelo agrícola. Centro Nacional de Productividad de México, A. C. México, D. F. 249 p.

- Vessey, J.K. 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil Canada* 255:571-586.
- Villas, B.R.L., Passos, J.C., Fernandes, M., Büll, L.T., Cezar, V.R.S., and Goto, R. 2004. Effects of dosage and types de organic composts in the production of lettuce in two soils under protected environment. *Horticultura Brasileira* 22:28-34.
- VWS Export-Import of Flowerbulbs BV. 2016. Lillium Variedad Tesor. The Netherlands. 1 p. <https://www.vws-flowerbulbs.nl/bombilla/555/tresor>. 28/07/2017.
- Zúñiga, M.R., López, R., y Covarrubias, J. M. 2003. Floricultura: una alternativa de producción para el sureste de Coahuila y centro de Nuevo León. INIFAP-CIRNE, Campo Experimental Saltillo. Coahuila, México. 34 p. (Folleto para Productores Núm. 10).