



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO



FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

“EVALUACIÓN DEL METIL JASMONATO EN LA VIDA
POSCOSECHA DE *Lilium*”

ESPECIALIDAD EN FLORICULTURA

PRESENTA:

MARCO ANTONIO REYES GUTIÉRREZ

PROYECTO FINAL

ASESOR: DR. OMAR FRANCO MORA

CAMPUS UNIVERSITARIO “EL CERRILLO”, PIEDRAS
BLANCAS, TOLUCA, ESTADO DE MÉXICO. FEBRERO 2021

RESUMEN

El *Lilium* es un cultivo de gran importancia dentro de la producción y comercialización de flores de corte; en el mercado internacional representa 24% de la producción mundial de flor de corte (Ortega *et al.*, 2006). La vida en poscosecha de las flores varía, dependiendo de la especie. Sin embargo, las aplicaciones de soluciones preservativas incrementan la vida útil de las flores, (González-Aguilar y Zavaleta-Mancera, 2012). El objetivo de este estudio fue evaluar la influencia que tiene la aplicación del metil jasmonato (MeJa) sobre la calidad de poscosecha de tallos de *Lilium* bajo condiciones protegidas, la nutrición del cultivo se llevó exclusivamente con lixiviado de humus de lombriz. Los tratamientos de MeJa utilizados fueron a dosis de 0, 5 y 15 mM. Se midieron las variables días en florero, absorción de agua, cinética de peso, verdor de hojas y abscisión de pétalos cada día después del corte hasta llegar al final de la vida poscosecha. Las flores tratadas con 5 y 15 mM de metil jasmonato no presentaron mayor longevidad respecto al control, tampoco se observaron diferencias significativas para las variables verdor de hojas y abscisión de tépalos., No obstante, para la variable verdor de hojas en el cuadro 5 se apreció que el rango de medias del tratamiento con 5 mM de MeJa se encontró por debajo del rango de medias del control y del tratamiento con 15 mM., Esto supone un menor efecto del tratamiento con 5 mM de MeJa en la mantención de la duración del follaje verde en las hojas de *Lilium*. Se observó diferencias en la absorción de agua y cinética de peso; para el tratamiento con 15 mM hubo mayor consumo de agua y ganancia de peso en relación al control, visualmente se observó mejor hidratación de los tépalos y las anteras en relación al control. El tratamiento con 5 mM MeJa presentó menor consumo de agua y ganancia de peso con respecto al control. No hubo síntomas de enfermedades en ningún tratamiento. Estas diferencias no reflejaron una diferencia en función de la calidad poscosecha respecto al control.

ABSTRACT

Lilium is a crop of great value in the production and commercialization of cut flowers; it represents 24% of the world production of cut flowers in the international market (Ortega *et al.*, 2006). The postharvest life of flowers varies depending on the species. However, the application of preserving solutions increases flower's service life (González-Aguilar y Zavaleta-Mancera, 2012). The aim of this study was to evaluate the influence of methyl jasmonate (MeJa) application on the postharvest quality *Lilium* stems under protected conditions; crop nutrition was carried out exclusively with earthworm humus leachate. MeJa treatments were used at doses of 0, 5 and 15 mM. The variables days in vase, water absorption, weight kinetics, leaf greenness and petal abscission were measured every day after cutting and until the end of postharvest life. Concerning the control, flowers treated with doses of 5 and 15 mM of methyl jasmonate did not show longer lifespan, nor were significant differences observed for the variables leaf greenness and tepal abscission. Nevertheless, in leaf greenness variable, table 5 showed that the range of means of treatment with 5 mM of MeJa was below the range of means of the control and the treatment with 15 mM of MeJa. This implies a lower effect of treatment with 5 mM of MeJa in maintaining the duration of green foliage on *Lilium* leaves. There were observed differences on the absorption of water and weight kinetics and concerning the 15 mM treatment, there was higher water consumption, weight gain, and visually, there was better hydration of tepals and anthers. The 5mM MeJa treatment showed lower consumption and weight gain regarding the control. There were no disease symptoms in any treatment. In relation to control, these differences did not reflect a difference in postharvest quality.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS	5
ÍNDICE DE FIGURAS	5
I. Introducción	6
1.1. Objetivo.....	7
1.2. Justificación	7
1.3. Hipótesis	7
II. Revisión bibliográfica	8
2.1. Generalidades	8
2.1.1. Origen.....	8
2.1.2. Clasificación taxonómica	8
2.1.3. Descripción botánica	8
2.2. Importancia económica y distribución geográfica	9
2.3. Producción e importancia del cultivo en México.....	9
2.4. Lixiviado de humus de lombriz en la nutrición vegetal.....	10
2.5. Poscosecha de <i>Lilium</i>	11
2.6. Jasmonatos	12
III. Materiales y métodos	15
3.1. Materiales	15
3.2. Descripción del experimento.....	17
3.3. Variables a evaluar	17
3.4. Análisis estadístico	18
IV. Resultados y discusión.....	19
4.1. Días en florero	19
4.2. Absorción de agua	20
4.3. Cinética de peso	21
4.4. Verdor de hojas	23
4.5. Abscisión de tépalos.....	25
V. Conclusiones	26
VI. Bibliografía	27

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Propiedades químicas de lixiviado de humus de lombriz.....	16
Cuadro 2. Días a inicio de la senescencia de flores de Liliium tratadas con dos diferentes dosis de metil jasmonato.	19
Cuadro 3. Datos para la variable absorción de agua (ml) de flores de Liliium con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.	20
Cuadro 4. Datos para la variable cinética de peso (%) de flores de Liliium con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.	22
Cuadro 5. Datos para la variable verdor de hojas de Liliium con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.	24
Cuadro 6. Datos para la variable porcentaje de abscisión (%) de tépalos de Liliium con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.	25

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Biosíntesis del jasmonato. Describe la formación de ácido jasmónico y metil jasmonato a partir de fosfolípidos de membrana (Jordán y Casaretto, 2006).	13
Figura 2. Descripción de la cosecha de flores de Liliium y aplicación de metil jasmonato como tratamiento poscosecha	17
Figura 3. Consumo de agua (ml) de flores de Liliium tratadas con metil jasmonato durante su vida poscosecha.	21
Figura 4. Cinética de peso (%) de flores de Liliium durante su vida poscosecha tratadas con 2 diferentes dosis de metil jasmonato.....	23
Figura 5. Monitoreo de unidades SPAD de flores de Liliium durante su vida poscosecha tratadas con 2 diferentes dosis de metil jasmonato.....	24
Figura 6. Monitoreo de porcentaje de abscisión (%) de tépalos de Liliium durante su vida poscosecha tratadas con 2 diferentes dosis de metil jasmonato.	26

I. Introducción

El *Lilium* es un cultivo de gran importancia dentro de la producción y comercialización de flores de corte; en el mercado internacional representa 24% de la producción mundial de flor de corte (Ortega *et al.*, 2006). La investigación sobre especies de ornato es de gran interés, ya que se conoce poco de los requerimientos nutricionales necesarios para una producción óptima (Ortega *et al.*, 2006). La vida en poscosecha de las flores varía, dependiendo de la especie. Sin embargo, las aplicaciones de soluciones preservativas incrementan la vida útil de las flores, (González-Aguilar y Zavaleta-Mancera, 2012).

El ácido jasmónico (JA) o su derivado metil jasmonato (MeJa) se producen naturalmente en una amplia gama de plantas superiores y se consideran inductores o agentes de señalización involucrados en muchos procesos fisiológicos y bioquímicos. Este se encuentra en muchas especies vegetales y está involucrado en diversas funciones de resistencia y senescencia, es producido por la planta en respuesta al estrés o después del daño ocasionado por un patógeno dando como resultado el incremento de la producción de compuestos de resistencia, (Jordan y Casaretto, 2006). Se ha observado que las plantas sanas expuestas a metil-jasmonato son capaces de acumular inhibidores de proteasas (Wasternack *et al.*, 2006).

1.1. Objetivo

El objetivo del presente trabajo fue estudiar la influencia que tiene la aplicación poscosecha de metil jasmonato sobre la calidad poscosecha en el cultivo de *Lilium* spp. desarrollado bajo condiciones protegidas.

1.2. Justificación

El *Lilium* es un cultivo de gran importancia comercial a nivel estatal, nacional e internacional. Por ello el interés en nuevas tecnologías poscosecha apropiadas para el mantenimiento de la misma.

1.3. Hipótesis

La aplicación de metil jasmonato mejora la calidad poscosecha de la flor de *Lilium* spp.

II. Revisión bibliográfica

2.1. Generalidades

2.1.1. Origen

Se trata de una planta herbácea perenne con bulbos escamosos, llamada comúnmente azucena híbrida. El género *Lilium* comprende alrededor de 100 especies distribuidas por las regiones templadas del hemisferio boreal; una docena de ellas son indígenas de Europa y dos en América del Norte, mientras que 50-60 especies se encuentran en Asia (Alcaraz y Sarmiento, 1989).

2.1.2. Clasificación taxonómica

- Reino: Plantae
- División: Magnoliophyta
- Clase: Liliopsida
- Orden: Liliales
- Familia: Liliaceae
- Género: *Lilium*.
- Subgéneros: *Cardiocrinum*, *Eulirion* y *Liliocharis*.
- Especies: Las especies del género *Lilium* son alrededor de un centenar, y un gran número de ellas se cultivan para flor cortada o para planta en maceta o de jardín (Bañon *et al.*, 1993).

2.1.3. Descripción botánica

Los *Lilium* son notables por sus bulbos escamosos de renovación plurianual. Sus flores grandes y muy decorativas son de tres tipos: copa (cáliz), trompeta o turbante. Posee tallos largos con hojas sésiles. (Jiménez y Caballero, 1990).

2.2. Importancia económica y distribución geográfica

Las flores más vendidas en el mundo son, en primer lugar, las rosas seguidas por los crisantemos, tercero los tulipanes, cuarto los claveles y en quinto lugar los *Lilium* (Alcaraz y Sarmiento, 1989).

El *Lilium* es una flor de calidad, muy apreciada por el consumidor, lo que asegura buena demanda en el mercado, en el que hay competencia entre diferentes países. Son muy utilizadas para ramos, para floreros y también en los jardines. Holanda tiene el monopolio de la producción de bulbos (3,500 ha); por otra parte, hay también producciones de bulbos en Japón, Estados Unidos y Francia. En cuanto a la producción para flor cortada, representa 20 ha en Holanda y más de 80 ha en Francia y en Italia. Los principales proveedores de la Unión Europea son: Israel, Kenia y Colombia; siendo el *Lilium* la flor más exportada durante el año 2001 (Robles, 2004).

2.3. Producción e importancia del cultivo en México

El *Lilium* proviene de regiones frías, presenta amplia diversidad de cultivares con buena aceptación en el mercado nacional e internacional, por lo que su cultivo es altamente rentable. La superficie cultivada con esta especie ha sido una de las que más se ha incrementado en las últimas décadas a nivel nacional y mundial. En el 2007, en el corredor Horto-florícola del estado de México, se ubicó entre los cinco cultivos de mayor demanda, por lo que su producción se efectúa en forma intensiva. En México la producción de *Lilium* es reciente (alrededor de 20-25 años). Su producción más importante se encuentra en el municipio de Villa Guerrero, Estado de México. Para establecer áreas de cultivo los productores se abastecen de bulbos de Holanda, país exportador en grandes cantidades de este material a diversas partes del mundo. De la producción obtenida una parte es exportada a EUA principalmente y el resto para consumo nacional (Beltran, 2008).

Según Jiménez y Caballero (1990), las cualidades deseadas de los *Lilium*, según los gustos y exigencias del mercado en cada momento, son:

- Posibilidades de cultivo en invernaderos adecuados para todo el año con luz artificial.
- Tallo floral de longitud suficiente y muy fuerte. El capullo floral debe tener un buen color y encontrarse mirando hacia arriba, y lo suficientemente corto para el cultivo en maceta.
- Periodo de crecimiento en cultivo bajo invernadero que permita mayor número de días.
- Que sean poco susceptibles a las quemaduras de las hojas, así como a la deshidratación del capullo floral y más resistentes a *Fusarium* spp.

2.4. Lixiviado de humus de lombriz en la nutrición vegetal

Salazar (2011) reportó que el lixiviado de humus de lombriz puede aplicarse en todo tipo de cultivos como granos básicos, hortalizas, flores, forestales, entre otros. Destacando que su uso permite a los productores, cubrir necesidades nutricionales de sus cultivos, sin utilizar productos nocivos para el ambiente y las personas. Su aplicación directa a las plantas ha sido benéfica limitando la aparición de enfermedades foliares, aumentando la producción y mejorando las características en hojas y frutos, tales como la fresa (*Fragaria x ananassa Duch*) y algunas frutillas; sin embargo, los efectos de su aplicación al sustrato no han sido suficientemente investigados (Hirzel *et al.*, 2012).

Pilanal y Kaplan (2003) reportaron que el contenido de N-P-K en las hojas de plantas de fresa no se vieron afectados por la forma en la que ácidos húmicos fueron aplicados, es decir, sólido o líquido, pero además las altas tasas de concentración, inhiben la absorción de nutrimentos.

Por otro lado, la aplicación de 50 ml por planta, tanto a la raíz como al follaje, de una mezcla del lixiviado de tres tipos de composta al 0.8% aumentó el crecimiento de plantas de *Zea mays* y *Glycine max*, en esta última especie también aumentó el número de nódulos por planta (Kim *et al.*, 2015). Singh *et al.*, (2010) indicaron que la aplicación foliar de lixiviado de humus de lombriz mejoró área foliar (10.1-18.9%) y rendimiento de fruta (9.8 a 13.9%) en fresa. La aplicación foliar del mismo reduce

albinismo (12.1 a 5.7%), malformación de frutas (11.2 a 8.5%) y moho gris (5.1 a 2.6%) mejorando así el rendimiento de frutos comercializables (26.5% más) con frutas de mejor calidad y dio lugar a mayor rendimiento de fruta comercializable (12.6 y 17.8% mayores, respectivamente) en comparación con el control.

Así mismo, encontraron buenos resultados en semillas de yute (*Chorchorus olitorius* L.). El remojo de semillas en lixiviado de humus de lombriz mejoró el crecimiento radicular. Esto posiblemente sugiere que las lombrices excretan sustancias que contienen hormonas o ingredientes bioquímicamente activos que son capaces de estimular el crecimiento de raíces (Ayanlaja *et al.*, 2001).

2.5. Poscosecha de *Lilium*

Tras la recolección se deben seguir una serie de pasos que aseguren la adecuada conservación y comercialización de la flor, para que esta no sufra daños. Es preciso realizar una limpieza de las hojas basales del tallo hasta una altura de 10 cm para mejorar la apariencia de éste e incluso alargar la vida útil de la flor al aumentar la facilidad de absorción de agua. Según el mercado de flores, se clasificarán en función de la longitud del tallo o del número de botones florales (Alcaraz y Sarmiento, 1989).

Para el almacenamiento, los ramos se colocan en recipientes con agua limpia y se añade algún conservante como hiposulfito de la planta, pasándolos inmediatamente a una cámara frigorífica donde se mantendrán a temperatura de 3-4 °C, durante un periodo máximo de tres días (Buschaman, 1997).

La vida en florero de flores de *Lilium* puede ser de 5 hasta 9 días dependiendo del cultivar y de las condiciones ambientales. Pasando los tallos por aproximadamente 20 minutos en una solución con un conservador que contenga tiosulfato de plata (STS), aumenta la vida en el florero. Después de sacar los tallos de esta solución, deben colocarse en una solución preservadora que puede tener STS y 10 % de azúcar por 24 horas y por último pasarlas a una solución con 50 ppm de ácido giberélico (AG3), esto incrementa en gran medida la vida de los *Lilium* en florero (Armitage, 1993).

Los *Lilium* son muy sensibles al etileno y por ello, es mejor mantenerlos lejos de una fuente del mismo, como frutos maduros (Sacalis, 1993). Es muy común que suelen afectarse con sus propias emanaciones de etileno (Armitage, 1993).

Durante el almacenamiento, las flores están sujetas a procesos físico-químicos y cambios bioquímicos que afectan su estructura final y por consiguiente las características cualitativas del producto (Torres, 2009). Diversos trabajos han señalado la importancia de utilizar biorreguladores en el incremento de la vida en florero o en maceta de *Lilium*; la aplicación de Promalin (ácido giberelico 4 + 7) y bencil adenina (BA), 1-methylciclopropeno (1-MCP) (inhibidor del etileno), CaO y putrescina, entre otros, han tenido éxito en aumentar los días de abscisión de tépalos y/o a disminuir la clorosis foliar (Cleikel *et al.*, 2002; Franco Mora, *et al.*, 2007; Ramos y Franco, 2007; Jiménez, 2008).

2.6. Jasmonatos

Los jasmonatos (ácido jasmónico, moléculas relacionadas y sus derivados) (JAs) son bioreguladores vegetales de origen lipídico (Howe, 2004). El ácido jasmónico (AJ) es un biorregulador vegetal endógeno regulador del crecimiento de plantas. Se encuentra en muchas especies vegetales y está involucrado en diversas funciones de resistencia y senescencia, es producido por la planta en respuesta al estrés o después del daño ocasionado por un patógeno dando como resultado un incremento de la producción de compuestos de resistencia. Los jasmonatos son formados a partir del ácido graso no saturado linoleico y linolénico que se liberan desde los fosfolípidos de las membranas celulares por la acción de lipasas, mecanismo que ocurre principalmente en las hojas de las plantas (Jordán y Casaretto, 2006). El contenido endógeno de JAs y octadecanoicos varía entre las diferentes especies de plantas dependiendo del tejido y tipo celular, estadio de desarrollo de la planta, y en respuesta a diferentes estímulos del ambiente (Creelman y Mullet, 1997).

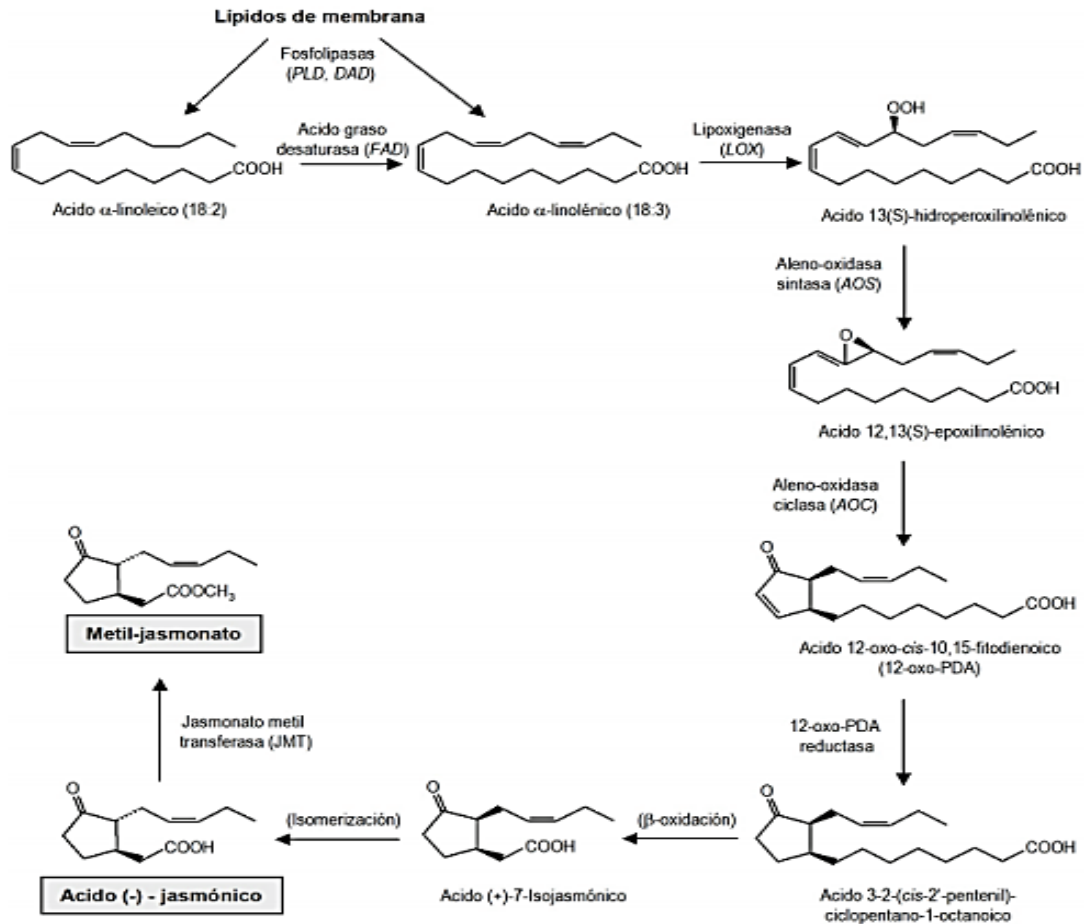


Figura 1. Biosíntesis del jasmonato. Describe la formación de ácido jasmónico y metil jasmonato a partir de fosfolípidos de membrana (Jordán y Casaretto, 2006).

Entre las situaciones de estrés que regulan su producción están las heridas (mecánicas o bióticas), la exposición a ozono, sequía y el ataque por patógenos y plagas. Entre los procesos de desarrollo en los que participan los JAs están el crecimiento de la raíz, la tuberización, la maduración de frutos, la senescencia y el desarrollo del polen, la formación de yemas y flores, entre otros efectos (Chunmei, 2013).

El ácido jasmónico, al igual que cualquier otra hormona, no participa de forma aislada en la activación de los procesos que regula, sino que lo hace interaccionando con otras moléculas señalizadoras (Lorenzo y Solano, 2005). Se ha descrito un amplio número de interacciones entre el AJ y otras rutas de

señalización hormonal como las de etileno, auxinas y ácido abscísico (Rojo *et al.*, 2003).

Entre los genes regulados por estos compuestos se mencionan los que codifican para proteínas tales como: inhibidor de proteasa (pin2) (Schaller y Ryan, 1996); proteínas de reserva vegetativa (VSPs) como napina y cruciferina (Creelman y Mullet, 1995), proteínas de pared celular (Creelman *et al.*, 1992), enzimas de la síntesis de fitoalexinas (Blechert *et al.*, 1995), proteínas relacionadas a patogénesis como tioninas (Ellard-Ivey y Douglas, 1996), y otras que participan bajo estrés osmótico e hídrico (Lehmann *et al.*, 1995).

Estudios realizados en plantas de *Solanum lycopersicum* demostraron que no sólo la planta que los produce responde al estrés, sino también en plantas vecinas, esto debido a la presencia del éster volátil metil-jasmonato (MeJa) (Ryan, 2000). Se ha observado que las plantas sanas expuestas a metil-jasmonato son capaces de acumular inhibidores de proteasas de manera similar a las plantas dañadas por insectos, lo que sugiere que el metil-jasmonato volátil es transmitido por el aire (Wasternack *et al.*, 2006). Las peptidasas o proteasas son enzimas que rompen los enlaces peptídicos de las proteínas. (Rajesh *et al.*, 2005). Se ha reportado que la acumulación del inhibidor de proteasas por la aplicación de AJ ocurre en diversas plantas, un ejemplo de esto es *Medicago sativa* y *Nicotiana tabacum*, estas responden positivamente a la exposición de MeJa para acumular sus respectivos inhibidores de tripsina en las hojas (Wasternack, 2006).

Se ha comprobado que las adiciones exógenas de estas sustancias inducen la producción de néctares florales con propiedades insecticidas, por ejemplo, en *Gossypium hirsutum* y *Macaranga tanarius* (Liechti y Farmer, 2002). Cultivos de *Glycine max* tratados con AJ lograron la activación de genes que codifican enzimas como la fenilalanina amonio liasa y chalcona sintetasa. Estas proteínas intervienen en la defensa de vegetales contra patógenos, herbívoros, así como en el estrés físico y químico (Rohwer y Erwin, 2008).

III. Materiales y métodos

El presente trabajo se realizó en la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Autónoma del Estado de México, localizada en el Campus Universitario “El Cerrillo”. El cultivo se desarrolló en un invernadero tipo túnel.

3.1. Materiales

Se sembraron 300 bulbos de *Lilium* 'Pavia', calibre 16/18, provenientes de la empresa FLORES DE BULBOS IMPORTADOS S.A DE C.V, ubicada en Villa Guerrero, Estado de México. Fueron establecidos en camas de 90 cm de diámetro por 10 m de longitud, con una distancia entre plantas de 10 cm, el día 26 de septiembre de 2019. El tutorado se colocó a los 25 días de siembra. Con respecto a la nutrición, se aplicó 350 ml de lixiviado de humus de lombriz a los 20 días de haberse sembrado, posteriormente se aplicó cada 20 días hasta su cosecha. El lixiviado de humus de lombriz fue adquirido de una empresa familiar, ubicada en Pueblo Nuevo, Tlalmimilolpan, Lerma. Estos fueron analizados químicamente, en el Laboratorio de Suelos, del Centro de Investigación y Estudios Avanzados en Fitomejoramiento, de la Facultad de Ciencias Agrícolas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Propiedades químicas de lixiviado de humus de lombriz

Propiedad	Resultado
pH	6.93
CIC (Cmol/100 gss)	66.3
Materia orgánica total (%)	54.04
Materia orgánica húmeda (%)	13.3
Conductividad eléctrica	10.6
Nitrógeno (%)	2.62
Fósforo (Ppm)	478.2
Potasio (Ppm)	263.6
Carbono/Nitrógeno (%)	11.9
Calcio (Ppm)	802.7
Magnesio (Ppm)	1110.6
Sodio (Ppm)	86.4
Densidad aparente (g/cm ³)	0.6
Humedad (%)	69.98

Fuente: Laboratorio de Suelos de la FCAgri.

Los tratamientos utilizados fueron a dosis de 0, 5 y 15 mM de metil jasmonato, cada tratamiento contó con 3 repeticiones con 5 tallos por repetición. Para el empleo de metil jasmonato fue necesario determinar la densidad de la sustancia a través de los siguientes cálculos.

Teniendo en cuenta que:

Peso molecular MeJa = 224.3 g/mol

1 mol = 1000 mM

Para obtener 5 mM:

5 mM = 5/1000 = 0.005 mol

Densidad de la sustancia = (0.005 mol) 224.3 g/mol = 1.12 g

Para obtener 15 mM:

15 mM = 15/1000 = 0.015 mol

Densidad de la sustancia = (0.015 mol) 224.3 g/mol = 3.36 g

3.2. Descripción del experimento

Las flores se cosecharon según los criterios comerciales, basados en tamaño y color característico de esta variedad y se trasladaron al laboratorio de Horticultura de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UAEMéx. Inmediatamente los tallos de los tres tratamientos fueron homogenizados a 25 cm de altura; cada tratamiento se dividió en tres lotes de 5 tallos y se colocaron en contenedores plásticos junto con el MeJa, se sellaron los contenedores y permanecieron durante 6 horas a temperatura ambiente. Después, cada tallo se colocó en un recipiente de vidrio individual conteniendo agua corriente y se procedió a medir las variables de calidad poscosecha diariamente.



Figura 2. Descripción de la cosecha de flores de Liliun y aplicación de metil jasmonato como tratamiento poscosecha

3.3. Variables a evaluar

Para cada tratamiento se midieron los siguientes parámetros cada día después del corte hasta llegar al final de la vida poscosecha

- Días en florero

Se determinó como el intervalo entre la apertura y senescencia de todas las flores de la inflorescencia. La longevidad de la inflorescencia se concluyó cuando la última flor que abrió en la vara floral se marchitó.

- Absorción de agua

Se obtuvo midiendo la diferencia de volumen consumido (ml) de un día a otro

- Cinética de peso

Se determinó pesando las flores en una balanza semianalítica, se reportó la diferencia entre los días de muestreo hasta el final de la vida de anaquel en porcentaje (%) siendo el 100 por ciento el peso al momento de corte.

- Verdor de hojas (SPAD)

El color en hojas se midió en unidades SPAD con el medidor Minolta SPAD 502; se tomaron 3 lecturas en la zona apical cercana a la estructura floral y se promediaron. Estas mediciones se realizaron diariamente, hasta que las hojas presentaron un color amarillento (síntoma de senescencia).

- Abscisión de tépalos

Se contabilizó la abscisión de los tépalos a través del tiempo, hasta la abscisión de la última flor de la inflorescencia, se reportó en porcentaje de abscisión por tallo.

3.4. Análisis estadístico

Todas las pruebas se llevaron a cabo bajo un diseño completamente al azar. Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) para todas las variables y cuando el valor de F fue significativo, se hizo la comparación de medias con la prueba Tukey a un nivel de significancia de $p \leq 0.05$. Las salidas se realizaron con el software SPSS (Statistical Package Social Science) versión 22 y las gráficas se elaboraron con el paquete Sigma Plot 11.0.

IV. Resultados y discusión

4.1. Días en florero

Las flores de *Lilium* mantuvieron entre 9 y 12 días de vida útil (Cuadro 2), el análisis estadístico ($p \leq 0.05$) no mostró diferencias significativas, obteniendo 10.71 d para el control, 10.86 d para el tratamiento con 5 mM y 10.5 d para el tratamiento con 15 mM. Estos resultados son comparables con lo reportado por Fuentes (2019) donde se analizó la longevidad de la inflorescencia de *Lilium* sin algún agente preservante reportando un promedio de 10.4 días.

Existe poca información de la respuesta del jasmonato como tratamiento poscosecha a las ornamentales; la mayoría de estudios relacionados con esta hormona están enfocados en frutos y hortalizas. Castillo *et al.* (2019) reportó que el efecto de MeJa a 10 mM tuvo un efecto sobre la inhibición del proceso de maduración de 5 semanas después del control en vid, variedad 'Crimson'. El uso de MeJa como tratamiento poscosecha ha demostrado tener implicaciones especiales para reducir los síntomas de la lesión por frío o inhibir la infección por hongos (Yu *et al.*, 2009).

En este estudio no se encontraron rastros de infecciones fúngicas en ninguna flor para ningún tratamiento, no obstante, no se inspeccionó la respuesta del MeJa para daños por frío ya que el fin de la investigación era evaluar el MeJa como tratamiento poscosecha sin la ayuda de alguna otra tecnología poscosecha.

Cuadro 2. Días a inicio de la senescencia de flores de *Lilium* tratadas con dos diferentes dosis de metil jasmonato.

Días en florero		
Metil jasmonato	Media	Error Estándar
0 mM	10.71	0.304
5 mM	10.86	0.361
15 mM	10.5	0.292

4.2. Absorción de agua

El análisis estadístico ($p \leq 0.05$) indicó que solo en el día 6 de vida poscosecha, el tratamiento con 15 mM, absorbió más agua que los tallos con 5 mM (Cuadro 3). Sin embargo, en todo el resto de los días observados, no existieron diferencias estadísticas. Cabe señalar que visualmente se observó mayor hidratación de los tépalos y las anteras en el tratamiento con 15 mM de MeJa que las varas del control. Se considera que los efectos de la extensión de la vida poscosecha de las flores de corte están asociados a una mejora en el equilibrio hídrico (De la Riva, 2011). Mayak *et al.* (1974) indicaron que la tasa de consumo de agua disminuye de manera constante a pesar de mantener las flores permanentes en agua, debido a un desbalance entre la tasa respiratoria y el agua consumida, lo que se refleja en un cambio en el peso hacia el final del periodo de vida de la flor. En los tallos de rosa, se ha demostrado que la pérdida de turgencia en los pétalos y la disminución del peso fresco siempre van precedidos de una reducción en la circulación del agua (Paulín, 1997).

Cuadro 3. Datos para la variable absorción de agua (ml) de flores de *Lilium* con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.

DDC	0 mM	E. E. 0 mM	5 mM	E. E. 5 mM	15 mM	E. E. 15 mM
2	12.3 ab	0.3	11 a	0.5	12.9 a	0.5
3	11.4 a	0.5	10.8 a	0.6	12.3 a	0.8
4	10.4 a	0.5	10.6 a	0.6	12 a	0.8
5	10.0 a	0.7	8.9 a	0.5	10.6 a	0.7
6	9.0 ab	0.7	7.9 a	0.5	10.6 b	0.7
7	7.9 a	0.6	6.9 a	0.5	8.7 a	0.6
8	6.9 a	0.6	6 a	0.5	7.5 a	0.4
9	6.3 a	0.5	5.4 a	0.4	6.3 a	0.4
10	5.6 a	0.5	4.8 a	0.3	5.1 a	0.3
11	3.6 a	0.2	3.6 a	0.4	3.4 a	0.2
12	3.6 a	0.2	3.7 a	0.2	3.4 a	0.2

Valores con letras iguales no difieren estadísticamente entre sí, a nivel de las líneas (Tukey, $P < 0.05$)

DDC: Días después de corte

E. E.: Error estándar

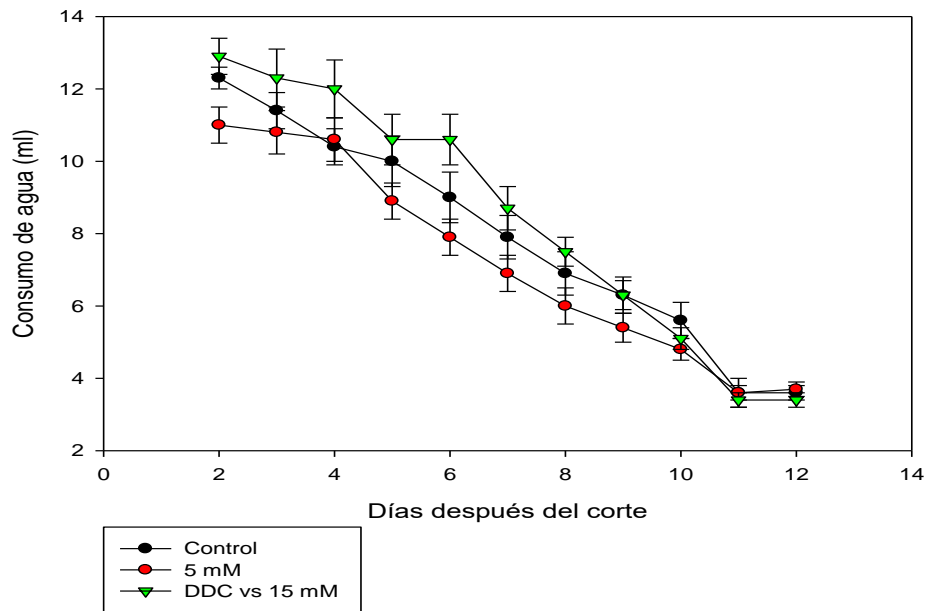


Figura 3. Consumo de agua (ml) de flores de *Lilium* tratadas con metil jasmonato durante su vida poscosecha.

4.3. Cinética de peso

El peso fresco de las varas florales incrementó constantemente en todos los tratamientos, conforme avanzaban en su estado de desarrollo, hasta alcanzar un máximo el día 6 de poscosecha. Sólo existieron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para los días 5, 6, 7 y 8 (Cuadro 4) entre los tratamientos 15 y 5 mM de MeJa. Los tallos con mayor peso fueron los de 15 mM. A partir del sexto día todos los tratamientos muestran un descenso del peso fresco, que concuerda con el inicio de la abscisión de tépalos, hasta la marchitez total de la vara floral. A los 12 d de almacenamiento, se observó 75% del peso inicial en el control, 71.7% en 5 mM de MeJa y 72.1% en 15 mM de MeJa. Similar comportamiento obtuvo Song *et al.* (1996), en un estudio realizado con híbridos de *Lilium* asiático, en el cual las varas aumentaron continuamente de peso, hasta alcanzar un máximo el día 8 - 9. Concordando con Leshem *et al.* (1986), que indicaron como uno de los más típicos

síntomas del estado final de la senescencia de los pétalos, la disminución en el peso fresco, pérdida de agua, deshidratación y marchitez.

Esto concuerda también con lo observado en otras especies, la ganancia del peso fresco inicial de las varas florales está relacionada con la elongación de las células de los pétalos, necesario para lograr una adecuada apertura floral y una pérdida del peso de la vara durante la senescencia, a medida que disminuye el peso fresco de los pétalos y aumenta la abscisión de éstos (Verdugo *et al.*, 2006).

Cuadro 4. Datos para la variable cinética de peso (%) de flores de *Lilium* con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.

DDC	0 mM	E. E. Control	5 mM	E. E. 5 mM	15 mM	E. E. 15 mM
1	120.2 a	0.5	118.8 a	0.5	119.1 a	0.4
2	131.3 a	0.9	130.2 a	0.6	132.1 a	0.8
3	137.7 a	1.0	137 a	0.8	139.3 a	0.8
4	142.9 a	1.4	141 a	1.1	145 a	1.2
5	146.5 ab	2.2	140.7 a	1.8	148.6 b	1.5
6	143.5 b	2.5	134 a	2.7	149.2 b	2.3
7	133.1 a	2.4	124.3 a	3.5	144.1 b	3.5
8	118.7 ab	3.5	109.1 a	4.2	124.8 b	4.5
9	104.8 a	4.0	93.6 a	4.8	103.1 a	3.8
10	88 a	3.8	80.3 a	2.8	89.8 a	2.7
11	85.8 a	4.6	75.8 a	1.7	78.4 a	2.6
12	75 a	3.4	71.7 a	3.1	72.1 a	2.1

DDC: Días después de corte.

E. E.: Error estándar.

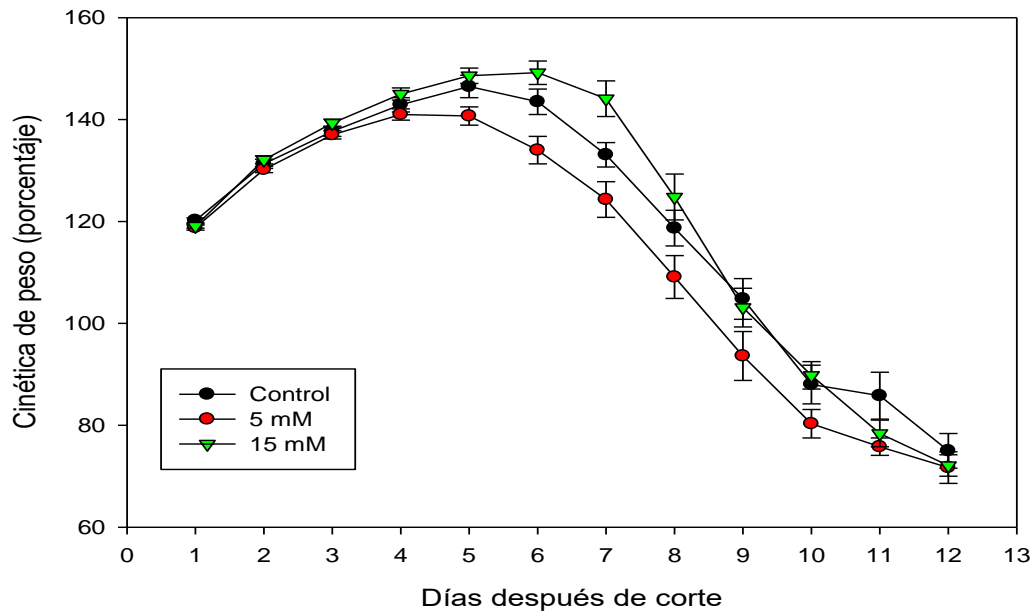


Figura 4. Cinética de peso (%) de flores de *Lilium* durante su vida poscosecha tratadas con 2 diferentes dosis de metil jasmonato.

4.4. Verdor de hojas

No hubo diferencias significativas para esta variable (Cuadro 5); el rango de medias para todos los tratamientos se mantuvo descendente conforme pasaban los días como se aprecia en la Figura 5, desde el primer día de corte hasta el fin de la vida útil poscosecha.

Cuadro 5. Datos para la variable verdor de hojas de *Lilium* con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.

DDC	0 mM	E. E. 0 mM	5 mM	E. E. 5 mM	15 mM	E. E. 15 mM
1	68.5	0.8	65.8	1.1	67	1.4
2	66.4	1	63.7	1	66	1.3
3	63.9	1.5	62	1.1	63.7	1.4
4	63.9	1.7	62	1.2	62.6	1.3
5	64.4	1.4	61.5	1.1	62.8	1.3
6	63.2	1.7	61.4	1	63.3	1.6
7	62.7	1.6	60	1	63	1.6
8	62.5	1.7	58.7	1.3	60.3	1.6
9	60.6	1.9	57.1	1.4	59.5	1.8
10	57.2	1.8	55.3	1.2	58.1	1.6
11	52.5	2.2	53.1	1.5	57	1.9
12	51.4	2.7	47.3	2.5	50.3	1.7

DDC: Días después de corte

E. E.: Error estándar

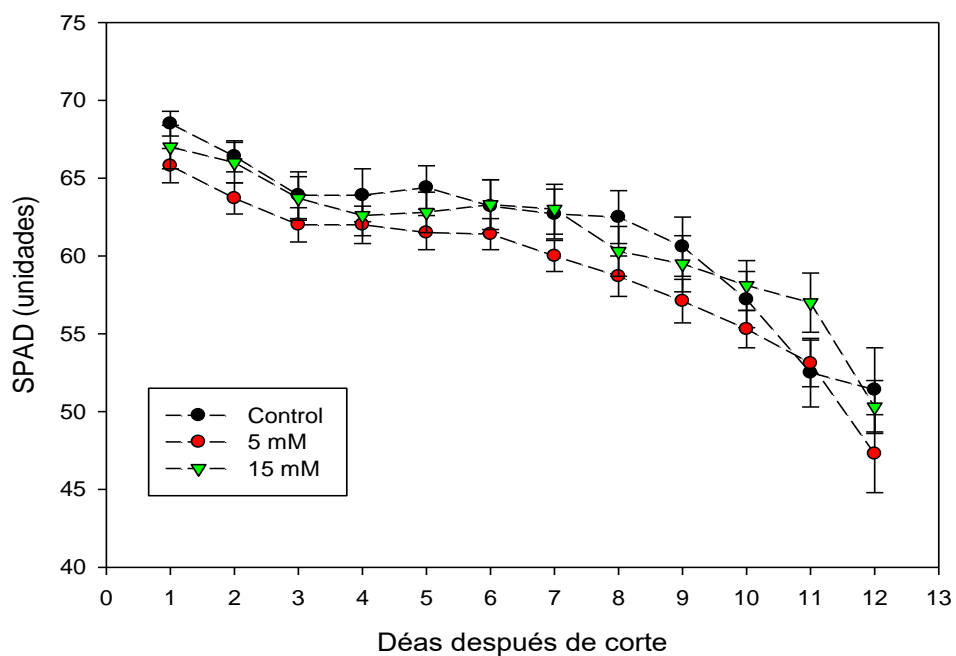


Figura 5. Monitoreo de unidades SPAD de flores de *Lilium* durante su vida poscosecha tratadas con 2 diferentes dosis de metil jasmonato.

4.5. Abscisión de tépalos

No hubo diferencias significativas para esta variable (Cuadro 6); el porcentaje de tépalos caídos se mantuvo ascendente. Como se aprecia en la Figura 6, desde la fecha 6 DDC cuando las primeras flores de todo el experimento presentaron este síntoma. Cabe señalar que en la fecha 11 y 12 DDC el porcentaje ya no incrementó, debido a que el estado de marchitez se produjo antes de la abscisión de los tépalos en varias flores. Así, los tépalos se mantuvieron adheridos a la estructura de la inflorescencia, a diferencia de las fechas anteriores en las cuales la abscisión de tépalos se produjo con tépalos en estado fresco. Fuentes (2009) señaló que la abscisión de tépalos de *Lilium* se inició a partir del día 7 después del corte; además, en una evaluación de giberelinas y benciladenina como tratamientos poscosecha, no encontró diferencias entre los tratamientos respecto al control.

Cuadro 6. Datos para la variable porcentaje de abscisión (%) de tépalos de *Lilium* con dos diferentes dosis de metil jasmonato durante su vida poscosecha.

DDC	0 mM	E. E. 0 mM	5 mM	E. E. 5 mM	15 mM	E. E. 15 mM
6	7.93	3.6	5.57	3.04	3.57	2.42
7	17.21	4.39	18.8	4.85	12.5	4.02
8	45.57	2.39	35.5	5	37.86	4.03
9	59.43	4.65	60.86	5.8	63.07	5.1
10	81.21	3	81.71	3.8	80.8	3.4
11	79.8	2.7	80.9	2.7	86.91	3.2
12	86.8	4.3	83.7	2.6	91.9	3.8

DDC: Días después de corte

E. E.: Error estándar

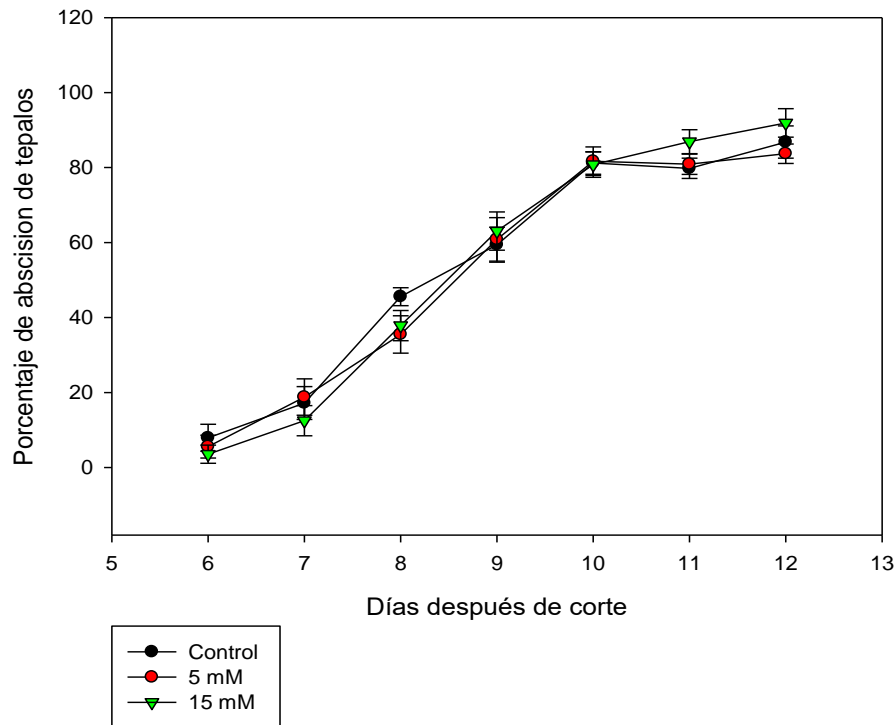


Figura 6. Monitoreo de porcentaje de abscisión (%) de tépalos de *Lilium* durante su vida poscosecha tratadas con 2 diferentes dosis de metil jasmonato.

V. Conclusiones

Las flores tratadas con 5 mM y 15 mM de metil jasmonato no presentaron mayor longevidad respecto al control. Tampoco se observaron diferencias significativas para las variables verdor de hojas y abscisión de tépalos, por el contrario, hubo diferencias sólo en algunos días en la variable absorción de agua y cinética de peso; para el tratamiento con 15 mM se dio una ligera tendencia hacia un mayor consumo de agua y ganancia de peso en relación al control, visualmente se observó mejor hidratación en tépalos y anteras de este tratamiento en relación al control. No hubo síntomas de enfermedades en ningún tratamiento. Estas diferencias no reflejaron una diferencia en función de la calidad poscosecha respecto al control de tal manera que la hipótesis sobre la aplicación de metil jasmonato como tratamiento poscosecha no fue comprobada.

La información sobre la aplicación de metil jasmonato como tratamiento poscosecha es limitada y enfocada principalmente a frutos, además de que la mayoría de trabajos tratan sobre la inducción de resistencia a patógenos, sin embargo, en esta investigación se probó el uso de esta sustancia como tratamiento poscosecha en una especie ornamental, por lo que puede ser un punto de partida a futuras investigaciones referente a este tipo de biorreguladores vegetales.

VI. Bibliografía

Blechert S, Brodschelm W, Hölder S, Kammerer L, Kutchan TM, Xia ZQ, Zenk MH. 1995. The octadecanoid pathway: signal molecules for the regulation of secondary pathways. *Proceedings of the National Academy of Science USA* 92, 4099-4015.

Buschaman, J. C.M. 1997. El reto de los Liliums. *Horticultura* no.121.p.75-77.

Castillo S., García-Pastor Guillén., Martínez D., Serrano M., Valero D., Valverde J., Zapata P. 2019. Papel del jasmonato metilo (JaME) en el proceso de maduración de la uva de mesa. *Dep. de Tecnología Agroalimentaria, EPSO, Universidad Miguel Hernández.*

Creelman RA, Tierney ML, Mullet JE. 1992. Jasmonic acid/methyl jasmonate accumulate in wounded soybean hypocotyls and modulate wound gene expression. *Proceedings of the National Academy of Science USA* 89, 4938–4941.

Creelman RA, Mullet JE. 1995. Jasmonic acid distribution and action in plants: Regulation during development and response to biotic and abiotic stress. *Proceedings of the National Academy of Science USA* 92, 4114–4119.

Creelman RA, Mullet JE. 1997. Biosynthesis and actions of jasmonates in plants. *Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 48, 355-381.

Chunmei, Z. and Zhi, H. 2013. Effects of endogenous abscisic acid, jasmonic acid, polyamines, and polyamine oxidase activity in tomato seedlings under drought stress. *Sci. Hortic.* 159:172-177.

Ellard-Ivey M, Douglas CJ. 1996. Role of jasmonates in the elicitor- and woundinducible expression of defense genes in parsley and transgenic tobacco. *Plant Physiology* 112, 183-192.

Howe GA. 2004. The roles of hormones in defense against insects and disease. In: Davies PJ, ed. *Plant Hormones: Biosynthesis, Signal Transduction, Action*. Cornell University, NY, USA, 610-634.

Hirzel, J., F. Cerda, P. Millas, A. France. 2012. Compost tea effects on production and extraction of nitrogen in Ryegrass cultivated on soil amended with commercial compost. *Compost Science & Utilization*. 20: 97-104.

Jiménez, M. R. y M. Caballero R. 1990. El cultivo industrial en plantas en macetas, 664pp., ed. de horticultura, S.L. España.

Jordan, M. y Casaretto, J. 2006. Hormonas y reguladores del crecimiento: etileno, ácido abscísico, brasinoesteroides, poliaminas, ácido salicílico y ácido jasmónico. *Fisiología Vegetal*. Ediciones Universidad de la Serena, La Serena. 16 p.

Lehmann J, Atzorn R, Brückner C, Reinbothe S, Leopold J, Wasternack C, Parthier B. 1995. Accumulation of jasmonate, abscisic acid, specific transcripts and proteins in osmotically stressed barley leaf segments. *Planta* 197, 156-162.

Liechti, R. and Farmer, E. 2002. The jasmonate pathway. *Science*. 296:1649-1650.

Lorenzo, O. y Solano, R. 2005. Jasmonic acid signaling and interactions with other hormones. *Biojournal.net*.1. 59 p.

Ortega, B.R., Correa, B.M., Olate, M.E., 2006. Determinación de curvas de acumulación de nutrientes en tres cultivares de *Lilium* spp. Para flor de corte. Pp.77-88. *Agrociencia*, vol. 40, num,1pp. 77-88.

Ryan, C. 2000. The systemin signaling pathway: differential activation of plant defensive genes. *Biochimica et Biophysica Acta* 1477. 112-121.

Rajesh, R.; C. D. Raghavendra Gowda; A. Natarajo; B. L. Dhananjaya; K. Kemparaju & B. S. Vishwanath. 2005. "Procoagulant activity of *Calotropis gigantea* latex associated with fibrin (ogen)olytic activity". *Toxicon*, 46: 84-92.

Rojo, E.; Solano, R. and Sanchez, J. 2003. Interactions between signaling compounds involved in plant defense. *J. Plant Growth Reg.* 22:82-98.

Rohwer, C. and Erwin, J. 2008. Horticultural applications of jasmonates: a review. *J. Hort. Sci. Biotechnol.* 83(3):283-304.

Schaller A, Ryan CA. 1996. Systemin, a polypeptide defense signal in plants. *BioEssays* 18, 27-33.

Wang, C.Y. 2000. Postharvest techniques for reducing low temperature injury in chilling sensitive commodities. P: 4670-473. In: Artés, F., Gil, M. and M.A. Conesa (Eds.). *Improving Postharvest Technologies for Fruits, Vegetables and Ornamentals*. International Institute of Refrigeration.

Wasternack, C. 2006. Oxylipins: biosynthesis, signal transduction and action. In: *plant hormone signaling*. *Annual Plant Reviews*. 1:185-222.

Yu, M., Shen, L., Fan, B., Zhao, D., Zheng, Y., Sheng, J. 2009. The effect of MeJA on ethylene biosynthesis and induced disease resistance to *Botrytis cinerea* in tomato. *Postharvest Biol. Technol.* 54, 153-158.