

EFFECTO DEL ÁCIDO ACETIL SALICÍLICO, MIEL Y MELAZA EN LA MOVILIDAD Y CONCENTRACIÓN DE TSWV

J. Ramírez-Florez¹; D. L. Ochoa-Martínez¹;
M. N. Rodríguez-Mendoza²; G. Mora-Aguilera¹

¹Orientación en Fitopatología, ²Orientación en Edafología. Colegio de Postgraduados Campus Montecillo,
Km 36.5 Carretera México-Texcoco, Montecillo, Estado de México. MÉXICO.
Correo-e: Idaniel@colpos.mx (*Autor responsable)

RESUMEN

Se evaluó el efecto de miel de abeja, ácido acetil salicílico y melaza en la movilidad y concentración del TSWV en plantas de jitomate. Las plantas inoculadas de cada tratamiento se dividieron en siete estratos (hoja inoculada, tallo arriba de la hoja inoculada, hoja arriba de la hoja inoculada, ápice, tallo debajo de la hoja inoculada, hoja debajo de la hoja inoculada y raíz), los cuales fueron analizados con la técnica de DAS-ELISA a los 15, 30 y 50 días después de la inoculación (ddi). El porcentaje de plantas positivas a TSWV fue estadísticamente igual en todos los tratamientos a los 15 ddi, mientras que a los 30 y 50 ddi, el tratamiento testigo fue diferente. A los 15 y 30 ddi la concentración viral en cada uno de los tratamientos fue estadísticamente similar, mientras que a los 50 ddi el tratamiento testigo fue diferente. La concentración viral en todos los tratamientos fue similar en los diversos estratos de la planta en las tres fechas de muestreo. Los productos evaluados disminuyeron la concentración de TSWV a los 50 ddi pero no afectaron el movimiento del virus dentro de la planta.

PALABRAS CLAVES ADICIONALES: movimiento viral, carga viral, jitomate, tospovirus, *Lycopersicon esculentum*.

EFFECT OF ACETYL SALICYLIC ACID, HONEY, AND MOLASSES IN THE MOBILITY AND CONCENTRATION OF TSWV

ABSTRACT

We evaluated the effect of honey, acetyl salicylic acid, and molasses in the mobility and concentration of TSWV in tomato plants. Plants inoculated from each treatment were divided into seven strata (inoculated leaf, stem above inoculated leaf, leaf above inoculated leaf, apex, stem below inoculated leaf, leaf below inoculated leaf, and root) which were analyzed using the DAS-ELISA technique at 15, 30, and 50 days after inoculation (dai). The percentage of TSWV-positive plants was statistically similar for all treatments at 15 dai, while at 30 and 50 dai, the control treatment was different. Viral concentration at 15 and 30 dai was statistically similar for all treatments; while, at 50 dai, the control treatment was different. Viral concentration in all treatments was similar at different plant strata at the three sampling dates. The products evaluated decreased the concentration of TSWV at 50 dai, but did not affect its movement inside the plant.

ADDITIONAL KEY WORDS: viral movement, viral load, tomato, tospovirus.

INTRODUCCIÓN

La nutrición equilibrada tiene una función importante en los cultivos al afectar su resistencia o susceptibilidad a las enfermedades, ya que los elementos minerales están directamente involucrados en los mecanismos de defensa de la planta, al formar parte de compuestos estructurales o funcionales de las células y de procesos metabólicos (Pound, 1961; Huber y Watson, 1974; Jarvis 1997). La incidencia de plagas y enfermedades puede ser un indicador, de mal manejo nutrimental del cultivo.

Muchas sustancias simples, como aminoácidos libres, azúcares y nitratos, constituyen el alimento básico de diferentes microorganismos, las cuales están relacionadas con la menor formación de proteínas en la planta. El mayor daño de patógenos puede ocurrir cuando hay inhibición de la síntesis de proteínas o cuando hay un exceso en la producción de aminoácidos libres. La inhibición de la síntesis de proteínas puede ser consecuencia del uso de agrotóxicos (Chaboussou, 1967).

Velasco (1999), menciona que el desbalance nutrimental influye en el crecimiento y la supervivencia de los patógenos, así como en la predisposición, tolerancia y resistencia de las plantas a éstos. La influencia de la nutrición mineral en la actividad patogénica de los hongos y virus ha sido documentada por Jarvis (1997) y Pacumbaba *et al.* (1997); se reconoce que las enfermedades causadas por virus alteran la absorción, translocación y concentración de nutrimentos en las plantas (Velasco, 1999). Además de la adición de los nutrimentos clásicos, se ha propuesto alternativo el uso de compuestos naturales como la miel de abeja.

Villegas *et al.* (2001), señalan que la aplicación de miel de abeja al follaje favorece el depósito de aproximadamente 33 % de glucosa, misma que al difundir y penetrar en la hoja aumenta el nivel de energía para la absorción activa favoreciendo la incorporación de nutrimentos, mismos que incrementan el vigor de las plantas. Otros compuestos como la melaza pueden tener un efecto similar al de la miel en las plantas; en algunos trabajos se ha encontrado que la melaza puede utilizarse en el control de nematodos (Sosa y Weihs, 1973; Rodríguez y King, 1980; Germani y Reversat, 1982; Vawdery y Stirling, 1997; CDA, 2000; El-Nagdi y Youssef, 2004); sin embargo, no hay reportes en el caso de virus.

Por otro lado, las plantas producen muchos compuestos o sustancias químicas con acción antimicrobiana, dentro de las cuales, los compuestos de naturaleza proteica, polisacáridos o taninos interfieren con las infecciones virales (Sadasivam *et al.*, 1991). Aplicaciones exógenas de ácido salicílico (AS) en plantas, inducen la expresión de genes relacionados con la patogénesis, así como la resistencia sistémica adquirida (Conrath *et al.*, 1995). El AS induce resistencia a todos los fitopatógenos, incluyendo bacterias, hongos y virus. Se sugiere que el AS interfiere con la replicación del TMV aunque el mecanismo por el cual se induce resistencia a virus no es conocido totalmente (Chivasa *et al.*, 1997). Van Loon y Antoniw (1982), reportaron que el AS induce resistencia sistémica al TMV, la cual estuvo asociada a una mayor producción de etileno y proteínas de *novo*, ausentes en plantas no tratadas. Naylor *et al.* (1998), encontraron que aplicaciones exógenas de AS inhibieron la replicación de TMV e interfirieron con su movimiento al igual que en el caso CMV.

Con base en lo anterior, el objetivo del trabajo fue conocer el efecto de la aplicación de ácido acetil salicílico, miel de abeja y melaza en la movilidad y concentración del *Tomato spotted wilt virus* en plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill).

MATERIALES Y MÉTODOS

Preparación de almácigos. Se sembraron dos semillas de jitomate cv. Río Grande (Harris Moran®) por cavidad, en charolas de unicel de 200 cavidades lavadas

con cloro al 2 % durante 5 min. Se empleó peat moss como sustrato y las charolas se mantuvieron en cámaras bioclimáticas con temperatura controlada de 25/23 °C día/noche. Una vez que las plántulas emergieron (8 días después de la siembra) se realizaron riegos diarios durante 25 días con solución Steiner al 50 %.

Trasplante. A los 25 días después de la emergencia, las plántulas se llevaron al invernadero y se mantuvieron por dos días para su aclimatación antes de realizar el trasplante en vasos de unicel con capacidad para 400 g de suelo. Se utilizó sustrato de hojarasca mezclado con peat moss (1:1 v/v). A partir de este momento, las plantas se regaron con solución Steiner al 100 % cada tres días hasta finalizar el experimento.

Obtención del inóculo. Se colectaron hojas de plantas de crisantemo (*Chrysanthemum x Morifolium* Tzvelev) cv. Polaris infectadas por TSWV, las cuales se corroboraron por DAS-ELISA. El material se secó en sobres de papel y se conservó a 4 °C, posteriormente se tomaron 2 g de tejido foliar con el virus y se añadieron 7 ml de solución amortiguadora de fosfatos + DIECA (KH₂PO₄ 3.4 g + K₂HPO₄ 4.34 g + Na₂HPO₄ 4.34 g + DIECA 4.34 g) pH 7.2; una vez macerado el tejido, éste se mantuvo con gel refrigerante hasta el momento de la inoculación.

Inoculación del virus. La inoculación de TSWV se realizó mecánicamente en las plantas de todos los tratamientos a los 10 días después del trasplante (ddt) colocando carborundum 600 mallas sobre la primera hoja verdadera; con un hisopo se tomó extracto con el virus y se procedió a aplicarlo mediante frotado.

Tratamientos. Foliarmente se aplicó: miel de abeja 2 % (Mi), melaza 2 % (Mel), ácido acetil salicílico (ASA) 10⁻³ M, ASA + Mi, ASA + Mel; en el tratamiento testigo (T) únicamente se realizaron riegos con solución Steiner. Se utilizó el diseño experimental completamente al azar con seis tratamientos y 25 repeticiones. La miel y la melaza se diluyeron en agua mientras que el ASA se diluyó primero en 10 ml de alcohol etílico 96 % y posteriormente se agregó agua para llevarlo al volumen deseado. La aspersion de los productos se realizó con un atomizador cada siete días hasta punto de goteo, desde la emergencia de las plántulas y hasta que finalizó el experimento. Las plantas durante todo el período experimental se mantuvieron en una mesa cubierta con tul para evitar la entrada de insectos vectores de virus.

Análisis serológico. A los 15, 30 y 50 días después de la inoculación (ddi) se realizaron pruebas de DAS - ELISA utilizando antisuero, conjugado, positivo y negativo para TSWV obtenidos en Agdia Inc. (Elkhart, Indiana) siguiendo el protocolo de Clark y Adams modificado por Sutula *et al.* (1986). Se seleccionaron al azar cinco plantas por tratamiento y se lavaron para eliminar el sustrato de las raíces, posteriormente se llevaron al laboratorio donde se

cortaron y se pesaron 0.2 g de tejido de cada uno de los estratos siguientes: hoja inoculada (HI), tallo arriba de la hoja inoculada (TA), hoja arriba de la hoja inoculada (HA), ápice (AP), tallo debajo de la hoja inoculada (TB), hoja debajo de la hoja inoculada (HB) y raíz (RA). En todos los casos el tejido vegetal fue macerado en 2 mL de buffer de extracción. Al final de la prueba se realizaron lecturas de densidad óptica (DO) a los 60 min después de agregar el sustrato (PNP) en un lector para placas de ELISA, Opsy MR, Microplater Reader®. Para discriminar las muestras que resultaron positivas se siguió el criterio de dos veces la desviación estándar de las muestras negativas más la media de los testigos negativos (Gutiérrez *et al.*, 1999).

Análisis de datos. Con los datos de DO obtenidos a los 60 min se realizó el análisis de varianza por tratamiento y estratos, y la separación de medias mediante la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$). En este caso solo se utilizaron los valores positivos calculados.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

No se observaron diferencias estadísticas en la concentración del TSWV (valores de densidad óptica, DO) dentro de cada tratamiento en ninguno de los estratos evaluados (HI, TA, HA, AP, TB, HB y RA) o fecha de muestreo. El TSWV se detectó en los diferentes estratos evaluados, lo cual indica un movimiento sistémico del mismo independientemente del tratamiento aplicado.

El porcentaje de plantas positivas a TSWV en cada tratamiento fue estadísticamente igual a los 15 ddi, mientras que a los 30 y 50 ddi, el tratamiento testigo tuvo el mayor porcentaje y fue estadísticamente diferente de los demás tratamientos (Cuadro 1).

CUADRO 1. Porcentaje de plantas positivas a TSWV registradas en los tratamientos evaluados a los 15, 30 y 50 días después de la inoculación (ddi).

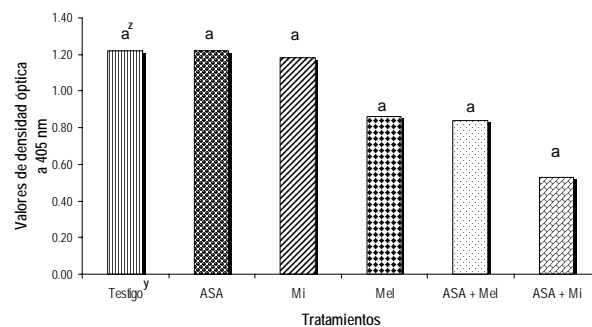
Tratamiento	Porcentaje de plantas positivas a TSWV		
	15 ddi	30 ddi	50 ddi
Mi	60 a ²	3 b	0 b
ASA + Mel	29 a	7 b	0 b
Mel	37 a	7 b	3 b
ASA	54 a	3 b	3 b
ASA + Mi	20 a	3 b	0 b
Testigo	51 a	30 a	37 a

²Valores seguidos de la misma letra dentro de cada columna son similares de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

Mi (miel de abeja 2 %), ASA (ácido acetil salicílico 10^{-3}), Mel (Melaza 2 %), Testigo T (riegos con solución Steiner 100 %).

En el primero y segundo muestreo (15 y 30 ddi) no hubo diferencia estadística en la concentración de TSWV entre los tratamientos evaluados. Sin embargo,

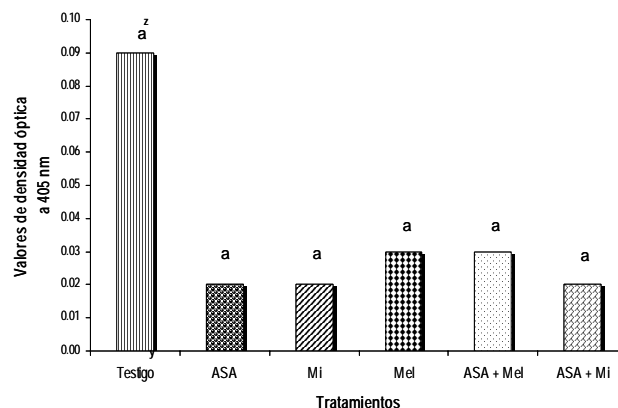
numéricamente, el tratamiento ASA + Mi tuvo los valores más bajos en ambos casos, mientras que los tratamientos ASA, Mi y T tuvieron los valores más altos (Figuras 1 y 2, respectivamente).



³Mi (miel de abeja 2 %), ASA (ácido acetil salicílico 10^{-3}), Mel (Melaza 2 %), Testigo T (riegos con solución Steiner 100 %).

²Valores seguidos de la misma letra son similares de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

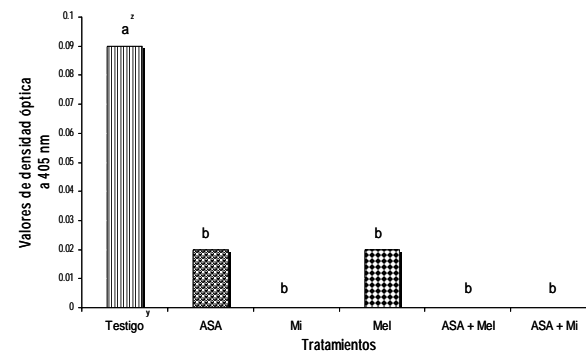
FIGURA 1. Concentración de TSWV registrada a los 15 días después de la inoculación en plantas de jitomate sometidas a diferentes tratamientos.



³Mi (miel de abeja 2 %), ASA (ácido acetil salicílico 10^{-3}), Mel (Melaza 2 %), Testigo T (riegos con solución Steiner 100 %).

²Valores seguidos de la misma letra son similares de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

FIGURA 2. Concentración de TSWV registrada a los 30 días después de la inoculación en plantas de jitomate sometidas a diferentes tratamientos.



³Mi (miel de abeja 2 %), ASA (ácido acetil salicílico 10^{-3}), Mel (Melaza 2 %), Testigo T (riegos con solución Steiner 100 %).

²Valores seguidos de la misma letra son estadísticamente similares de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

FIGURA 3. Concentración de TSWV registrada a los 50 días después de la inoculación en plantas de jitomate sometidas a diferentes tratamientos.

A los 50 ddi el tratamiento testigo tuvo el valor más alto de densidad óptica (DO) y fue estadísticamente diferente de los demás (Figura 3). En este último muestreo no se detectó al virus en los tratamientos Mi, ASA + Mi y ASA + Mel. Es importante destacar que la concentración de virus disminuyó notablemente de los 15 a los 30 ddi en todos los tratamientos, 1.31 unidades de DO en promedio en los tratamientos T, ASA, Mi y Mel, y 0.65 unidades de DO en los tratamientos ASA + Mel y ASA + Mi. Estos resultados son similares a los obtenidos en Chile (*Capsicum annuum* L.) en donde se observó que en plantas inoculadas el TSWV se movió lentamente hacia el ápice y alcanzó la concentración más alta a los 12 ddi, después de lo cual empezó a disminuir al igual que el desarrollo de síntomas (Soler *et al.*, 1999). Llamas *et al.* (1998), encontraron que la máxima concentración promedio (DO de 1.2 unidades) de TSWV en toda la planta de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) (promedio de cinco estratos) a temperaturas altas y bajas se registró a los 14 ddi. En el presente estudio, el valor más alto de absorbancia (DO = 1.22) se registró a los 15 ddi en el tratamiento testigo y decreció considerablemente a los 30 y 50 ddi (DO = 0.09); sin embargo, no puede establecerse con certeza el momento en que hubo la máxima concentración de virus, ya que no se realizaron pruebas de DAS-ELISA diariamente después de la inoculación.

Asimismo, las plantas de jitomate no mostraron síntomas de virosis en ninguna de las fechas de muestreo, por lo que no existió una relación entre la concentración de virus y la manifestación de síntomas, como se anota en el trabajo con Chile antes indicado. Soler *et al.* (1999), encontraron que la concentración de TSWV en plantas de Chile inoculadas en un estado de 2 ó 4 hojas, disminuye en un período de 13 días, en promedio, 0.88 unidades de DO de los 12 ddi (fecha en la que se registró el valor más alto) a los 25 ddi (fecha en la que se registró el valor más bajo). Estos datos muestran que la concentración de TSWV disminuye de manera natural con el transcurso del tiempo. En la presente investigación se observó una disminución en la concentración del TSWV de 1.10, 1.17, 1.16, y 1.81 unidades de DO en los tratamientos T, ASA, Mi y Mel, respectivamente, lo cual sugiere que los productos aplicados no tuvieron un efecto en la concentración del virus y que esta disminución en la concentración viral (1.31 unidades en promedio) se debe al proceso natural de infección del virus en algunos de sus hospedantes; sin embargo cuando se aplicaron de manera conjunta ASA + Mi, ASA + Mel, la concentración viral disminuyó, en promedio, 0.51 unidades de los 15 a los 50 ddi. Estos resultados indican que los tratamientos tienden a disminuir la concentración de TSWV más que afectar su movimiento en la planta a los 30 y 50 ddi.

En varias investigaciones se ha reportado que el ASA reduce la concentración de TMV y la replicación de AMV en plantas de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) y protoplastos de caupí (*Vigna unguiculata* L.), respectivamente (Antoniw y

White, 1980; White *et al.*, 1983; Hooft Van Huijsduijnen *et al.*, 1986). Por su parte, Naylor *et al.* (1998), reportaron que el ASA reduce el movimiento de TMV y CMV en plantas de tabaco. En estos trabajos hay un efecto del ASA en la replicación y movimiento de los virus estudiados; sin embargo, en el caso de la miel de abeja y melaza, se desconoce el mecanismo por el cual ocurrió una disminución en la concentración de TSWV en el presente estudio. La miel de abeja se ha utilizado como una fuente de energía que además favorece la absorción de nutrimentos para promover un mejor crecimiento y producción de los cultivos (Betancourt *et al.*, 2005; Gómez *et al.*, 2006). Villegas *et al.* (2001), realizaron aplicaciones foliares de miel de abeja al 2 % en plantas de jitomate y observaron un incremento en la altura de la planta de 48 a 138.4 %; además de un aumento en el diámetro del tallo de 0.37 a 0.80 %, así como incremento en la absorción de N, P, K en comparación con las plantas no tratadas con miel de abeja. Velasco (1999) menciona que el desbalance nutrimental influye en el crecimiento y la supervivencia de los patógenos, en la predisposición, tolerancia y resistencia de las plantas, y que los virus fitopatógenos alteran la absorción, concentración y translocación de los nutrimentos en la planta. La teoría de la trofobiosis, postula, entre otras cosas, que una planta que no se encuentra en condiciones de estrés es más tolerante a plagas y enfermedades (Chaboussou, 1967). En este caso, la aplicación de miel o melaza estaría disminuyendo los efectos de un posible estrés nutrimental. Existen diversos trabajos de manejo de enfermedades en los cultivos mediante una adecuada nutrición de los mismos (Jarvis, 1997), particularmente Pound (1961), menciona que la fertilización es un factor importante en el manejo de las enfermedades virales.

CONCLUSIONES

Los tratamientos probados no mostraron efecto en la movilidad del TSWV.

La concentración de TSWV en plantas de jitomate registrada a los 50 ddi disminuyó con la aspersión de ASA, miel, melaza o la combinación de ASA + melaza y ASA + miel.

LITERATURA CITADA

- ANTONIOW J., F.; WHITE R., F. 1980. The effects of aspirin and polyacrylic acid on soluble leaf proteins and resistance to virus infection in five cultivars of tobacco. *Phytopathology* 99: 331-341.
- BETANCOURT O., M.; RODRÍGUEZ M., M. N.; SANDOVAL V., M.; GAYTÁN A., E. A. 2005. Fertilización foliar, una herramienta en el desarrollo del cultivo de *Lilium* cv. Stargazer. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 11(2): 371-378.
- CDA (Centro De Desarrollo De Agronegocios). 2000. Uso de melaza para el control de nematodos. *Boletín Técnico de Producción* # 9. Honduras. 17 p.
- CHABOUSSOU, F. 1967. La trofobiose ou les rapports nutritinels

- entre la plante hôte et ses parasites. *Ann. Soc. Ent. Fr.* 3(3): 797-809.
- CHIVASA, S.; MURPHY M., A.; NAYLOR, M.; CARR J., P. 1997. Salicylic acid interferes with tobacco mosaic virus replication via a novel salicylhydroxamic acid-sensitive mechanism. *Plant Cell* 9: 547-557.
- CONRATH, U.; CHEN, Z.; RICIGLIANO J., R.; LESSIG, D. 1995. Two inducers of plant defense responses, 3, 6 - dichloroisonicotinic acid and salicylic acid, inhibit catalase activities in tobacco. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 92: 7143-7147.
- EL-NAGDI, W. M. A.; YOUSSEF, M. A. 2004. Sugarcane residues soil amendments for improvement and citrus nematode *Tylenchulus semipenetrans* management on mandarin under sandy (calcareous) soil conditions. *Egypt. J. Agric. Res.* 82(2):11-25.
- GERMANI, G.; REVERSAT, G. 1982 Effect of two nematicides, DBCP and EDB, and of an organic amendment on groundnut yields in Senegal. *Oleagineux* 37(11): 521-524.
- GÓMEZ C., R.; RODRÍGUEZ M., M. N.; CÁRDENAS S., E.; SANDOVAL V., M.; COLINAS L., M. T. 2006. Fertilización foliar con silicio como alternativa contra la marchitez causada por *Fusarium oxysporum* (Sheld) en tomate de cáscara. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 12(1): 69-75.
- GUTIÉRREZ E., A.; ZAVALETA M., E.; GAYTÁNA, A.; HERRERA G., A. J.; MORA A., G. 1999. Viruses associated with *Alstromeria* in México. *Rev. Mex. de Fitopatol.* 17(2): 97-103.
- HOOFT VAN HUIJSDUIJNEN R., A. M.; ALBLAS S., W.; DE RIJK R., H.; BOL, J. F. 1986. Induction by salicylic acid of pathogenesis related proteins and resistance to alfalfa mosaic virus in various plant species. *J. Gen. Virol.* 67: 2135-2143.
- HUBER D., M.; WATSON, R. D. 1974. Nitrogen form and plant disease. *Ann. Rev. Phytopathol.* 12: 139-164.
- JARVIS, R. W. 1997. *Managing Diseases in Greenhouse Crops*. APS PRESS. St. Paul Minnesota, U.S.A. 288 p.
- LLAMAS LI, Ma. E.; ZAVALETA M., E.; GONZÁLEZ V., A. H.; CERVANTES L., D.; SANTIZO R., J. A.; OCHOA M., D. L. 1998. Effect of temperature on symptoms expression and accumulation of tomato spotted wilt virus in different host species. *Plant Pathology* 47: 341-347.
- NAYLOR, M.; MURPHY A., M.; BERRY J., O.; CARR J., P. 1998. Salicylic acid can induce resistance to plant virus movement. *Mol. Plant Microbe Interact.* 11(9): 860-868.
- PACUMBABA R., P.; BROWN G., F.; PACUMBABA R., O. Jr.; 1997. Effect of fertilizers and rates of application on incidence of soybean diseases in northern Alabama. *Plant Disease* 81: 1459-1460.
- POUND, G. S. 1961. Growth aspects of plant virus infections, pp. 136-151. *In: Zarrow, M. X. (ed.) Growth in Living Systems*. Basic Books, Inc., New York.
- RODRÍGUEZ K., R.; KING P., S. 1980. Use of mixtures of urea and blackstrap molasses for control of root-knot nematodes in soil. *Nematropica* 10(1): 38-44.
- RODRÍGUEZ K., R.; KING P., S.; INGRAM E., G. 1978. Urea and blackstrap molasses for control of *Meloidogyne arenaria*. *Journal of Nematology* 10(4): 297-298.
- SADASIVAM, R.; RAJAMAHESWARI, S.; JEYARAJAM, R. 1991. Inhibition of certain plant viruses by plant extract. *Journal of Ecobiology (India)* 3(1): 53-57.
- SOLER, S.; DÍEZ M., J.; ROSELLO, S.; NUEZ, F. 1999. Movement and distribution of tomato spotted wilt virus in resistant and susceptible accessions of *Capsicum* spp. *Cann. J. Plant Pathology* 21: 317-325.
- SOSA M., C.; WEIHS A., H. 1973: Use of molasses on bean to control *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood (Nematoda: Heteroderidae). *Nematropica* 3(1): 18-19.
- SUTULA CH., L.; GILLET J., M.; MORRISSEY S., M.; RAMSDELL D., C. 1986. Interpreting ELISA Data and Establishing the Positive - Negative Threshold. *Plant Disease* 70(8): 722-726.
- VAN LOON L., C.; ANTONIW J., F. 1982. Comparison of the effects of salicylic acid and ethephon with virus induced hypersensitivity and acquired resistance in tobacco. *Neth. J. Plant Pathology* 88: 237-256.
- VAWDERY L., L.; STIRLING G., R. 1997. Control of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) on tomato with molasses and other organic amendment. *Australian Plant Pathology* 26(3): 179-187.
- VELASCO V., V. A. 1999. Papel de la nutrición mineral en la tolerancia a las enfermedades de las plantas. *Terra* 17(3):193-200.
- VILLEGAS T., O. G.; RODRÍGUEZ, M., M. N.; TREJO T., L. I.; ALCÁNTAR G., G. 2001. Potencial de la miel de abeja en la nutrición de plántulas de tomate. *Terra* 19(1): 97-102.
- WHITE R., F.; ANTONIW J., F.; CARR J., P.; WOODS R., D. 1983. The effects of aspirin and polyacrylic acid on the multiplication and spread of TMV in different cultivars of tobacco with and without the N-gene. *Phytopathology* 107: 224-232.