



Dirección de Investigación

Subdirección de Programación y Evaluación



Proyecto de Investigación 2018

Unidad:	Saltillo	División:	Agronomía	Departamento:	Parasitología
Tema estratégico (ANA/PEP):	Producción				
Línea de investigación:	Entomología Agrícola				
Título del proyecto:	Evaluación de productos Biorracionales para el manejo del pulgón amarillo del sorgo <i>Melanaphis sacchari</i>				
Presupuesto solicitado (Máximo \$75,000)	\$75,000	El proyecto es:	Nuevo	Continuación	X
Tipo de investigación:	Básica	Aplicada	X	Tecnológica	e-mail del responsable
Vinculación:	Si	No	Fondos concurrentes:	auribe@yahoo.com	
Cooperante(s):					
Entidad (es):	Coahuila.	Municipio (s):	Saltillo.		
Localidades:					
A realizar durante el(los) año(s):	2018.				

Participantes		Adscripción (Clave Depto.)	Expediente No.	Firma
Responsable	Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe	3611	899	
Colaborador:	Dr. Ernesto Cerna Chávez	3611	3563	
Colaborador:	Dr. Agustín Hernández Juárez	3611	4187	
Colaborador:	Dr. Jerónimo Landeros Flores	3611	1058	
Colaborador:				
Colaborador:				

	Vo. Bo.	Autoriza.
Firma y sello		
Nombre	Dr. Ernesto Cerna Chávez Jefe de Departamento	Dr. Armando Robledo Olivo Subdirector de Programación y Evaluación

• Cada Jefe de Departamento deberá dejar copia para su archivo

1.-Título del proyecto

Presupuesto solicitado:

Evaluación de productos Biorracionales para el manejo del pulgón amarillo del sorgo <i>Melanaphis sacchari</i>	\$75,000
---	----------

2.- Introducción

El sorgo es uno de los cereales con una importancia trascendental a nivel mundial, es el cuarto cultivo de verano detrás de la soya, el maíz y el girasol (Dragún *et al.*, 2010) y presenta una ventaja en su potencial de rendimiento muy alto en comparación con el maíz, trigo y frijol (Vargas, 2009), debido a que presenta una alta resistencia a sequía y altas temperaturas (Schild, 2012).

La demanda de sorgo se encuentra fuertemente concentrada en países tales como: Estados Unidos de América, con una producción de 11,9 millones de toneladas (Mt) de grano, India (9,5 Mt), Nigeria (7,5 Mt) y México (6,4 Mt), que se consideran como productores líderes (Perez *et al.*, 2010).

Actualmente este grano se cultiva en casi todas las entidades federativas del país (Vargas 2009); el 80% de la superficie cultivada total de sorgo en México se encuentra en los estados de Guanajuato, Michoacán, Sinaloa y Tamaulipas (Rodríguez y Terán 2015a).

El estado de Guanajuato ha ocupado el segundo lugar en producción de sorgo en los últimos años con una producción que oscila alrededor de 1 millón y media toneladas anuales (SDAyR, 2015).

M. sacchari pueden alcanzar los 30,000 individuos/planta generando daños provocados por la succión de la savia en las hojas, las que se tornan rojizas por las lesiones, lo cual ocasiona pérdidas fisiológicas como encarrujamiento, clorosis y marchitamiento de la hoja, disminución del contenido de nitrógeno, fósforo, potasio, azúcares, clorofila provocando un retraso en el crecimiento y por lo tanto la disminución del rendimiento del cultivo (SENASICA, 2014) y en el grano baja el contenido proteico, minerales y grasas (Singh *et al.*, 2004) así como daños indirectos los cuales incluyen la transmisión de enfermedades virales y la presencia de fumagina, un hongo asociado a la mielecilla que excretan los pulgones, lo que reduce la fotosíntesis; (INIFAP, 2014).

El daño es menor cuando las poblaciones son bajas, el problema consiste en que su capacidad de reproducción es dos veces más alta comparada con las especies de áfidos que atacan comúnmente al sorgo; *M. sacchari* se desarrolla adecuadamente cuando la temperatura se encuentra por arriba de los 25 °C (Colares *et al.*, 2015). Existen reportes en México, que indican que el pulgón amarillo se ha encontrado dañando 18 géneros de plantas hospederas, de un total de 23 registrados a nivel mundial (Peña Martínez *et al.*, 2015). En la actualidad el método más utilizado para el control del pulgón amarillo es la aplicación de productos químicos (Rodríguez y Terán, 2015b).

Se han desarrollado nuevas alternativas para el control de las plagas, entre las que se encuentran la utilización de extractos vegetales, como insecticida alternativo, es una forma de proveer un control sin desencadenar los problemas provocados por los insecticidas sintéticos químicos (Jozivan *et al.*, 2008).

Se han realizado numerosos estudios se sobre la búsqueda y evaluación de diferentes especies de plantas para utilizarlas como insecticidas botánicos (Carrillo *et al.*, 2008; Mendoza *et al.*, 2007), que presenten compuestos químicos secundarios y activos contra las plagas agrícolas (Rahman *et al.*, 2007). Recientemente, se han utilizado moléculas bioactivas de especies como *Azadirachta indica* A. Juss, *Melia azedarach* L. (Sapindales: Meliaceae) (De Brito *et al.*, 2004; Souza *et al.*, 2007), *Quassia amara* L. (Sapindales: Simaroubaceae)

Carrero y Lizarazo (2006) estudiaron el efecto de extractos acuosos, etanólicos y de diclorometano de hojas de carbonero *Calliandra pittieri* Standl. (Fabales: Fabaceae), hierba mora *Solanum nigrum* L. (Solanales: Solanaceae) y barbasco *Polygonum hydropiperoides* Michx. (Caryophyllales: Polygonaceae) en diferentes dosis y encontraron que el extracto de *P. hydropiperoides* obtenido con diclorometano produce un efecto antialimentario e insecticida tipo know down de importancia económica en larvas de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) criadas en condiciones de laboratorio.

La aplicación de extractos etanólicos de diez especies de *Piper* en larvas de tercer estadio de *S. frugiperda* ocasionó un efecto antialimentario y altos porcentajes de mortalidad, debido a la acción de los metabolitos secundarios presentes (Delgado *et al.*, 2007).

Por otra parte microorganismos entomopatógenos pueden ser utilizados como agentes de control biológico actuando como insecticidas de contacto por su capacidad de producir enfermedad y muerte en insectos, para la producción del bioinsecticida usando como hongo entomopatógeno *Verticillium lecanii* se emplea un inóculo el cual es de fácil obtención siendo éste proporcionado por alguna institución pública o de investigación; además se puede utilizar un sustrato económico que muchas veces es un residuo de diversos procesos agrícolas, y que normalmente es desechado por los agricultores, como lo es el bagazo de caña, arroz quebrado, cascarilla de arroz y olote de maíz (Hasan *et al.*, 2013).

Los extractos vegetales tienen las ventajas de poseer un origen biológico, ser degradables y manifestar un mínimo impacto negativo sobre la salud humana y el medio ambiente (Bravo *et al.* 2000; Barrera-Necha y Bautista-Baños, 2008). Por estas características presentan la ventaja de ser compatibles con otras opciones de bajo riesgo aceptables en el control de insectos, como feromonas, aceites, jabones, hongos entomopatógenos, depredadores y parasitoides, lo que aumenta enormemente sus posibilidades de integración a un programa de Manejo Integrado de Plagas (Molina, 2001).

Es necesario desarrollar nuevos sistemas de manejo de plagas, basados en productos naturales, que reduzcan la dependencia de los productos sintéticos y que mantenga la calidad de los alimentos agrícolas. El control biorracional a partir de extractos vegetales y hongos entomopatógenos se presenta como una alternativa muy prometedora, que permite el desarrollo de una agricultura más rentable y no contaminante del medio ambiente.

Objetivos

- Evaluar extractos vegetales y hongos entomopatógenos para el control del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*.

Objetivos específicos

- Obtener y evaluar los principios activos botánicos para el manejo del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*, *in vitro*.
- Obtener cepas nativas de hongos entomopatógenos para el manejo del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*, *in vitro*.
- Evaluar la compatibilidad de los principios activos botánicos y hongos entomopatógenos para el manejo del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*, *in vitro*.

Hipótesis

- Al menos uno de los productos biorracionales presentará una alta mortalidad en la población del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*.

3.-Revisión de Literatura

El pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari* (Zehntner, 1897), es una plaga de importancia económica que afecta principalmente los cultivos de sorgo, avena, caña de azúcar, trigo, cebada, y como hospedantes secundarios arroz y maíz (Singh *et al.*, 2004).

Esta plaga se detectó por primera vez en México en noviembre de 2013 al norte del estado de Tamaulipas, ocasionando daños severos en cultivos de sorgo (Rodríguez-del-Bosque y Terán, 2015).

El pulgón amarillo de la caña de azúcar *Melanaphis sacchari* Zehntner, se alimenta de la savia que absorbe de los tejidos del xilema; el daño es menor cuando las poblaciones son bajas, el problema consiste en que su capacidad de reproducción es dos veces más alta comparada con las especies de áfidos que atacan comúnmente al sorgo. En el cultivo de sorgo, el pulgón amarillo se alimenta succionando la savia de tejidos vegetales de las hojas, tallos y de los granos desde que están en formación hasta la etapa de llenado, afectando la calidad y el rendimiento; *M. sacchari* se desarrolla adecuadamente cuando la temperatura se encuentra por arriba de los 25 °C, la cual no favorece al pulgón verde *Schizaphis graminum* que también se presenta afectando al sorgo (Colares *et al.*, 2015).

Existen reportes en México, que indican que el pulgón amarillo se ha encontrado dañando 18 géneros de plantas hospederas, de un total de 23 registrados a nivel mundial (PeñaMartínez et al., 2015).

M. sacchari pueden alcanzar los 30,000 individuos/planta, lo que ocasiona desórdenes fisiológicos como encarrujamiento y marchitamiento de la hoja, disminución del contenido de nitrógeno, fósforo, potasio, azúcares, clorofila y en el grano baja el contenido proteico, minerales y grasas; la cantidad de pulgones de esta especie necesarios para disminuir el López-Gutiérrez et al.: Géneros de Aphidiidae parasitando al pulgón *Melanaphis sacchari* 366 rendimiento en sorgo es variable y depende del estado de desarrollo de la planta, duración del ataque y condiciones de humedad del cultivo durante la infestación; en Sudáfrica, el daño llegó al 78 % sin aplicación de insecticidas (Singh et al., 2004), en el año 2015 en Irapuato, Guanajuato (región bajo estudio) llegó al 100 % (Salas-Araiza, datos sin publicar). Los individuos de la familia Aphidiidae son parasitoides específicos de áfidos y juegan un papel importante en el control biológico de éstos en muchos agroecosistemas, por lo que tienen un gran potencial en programas de manejo integrado de pulgones (Hagvar y Hofsvang, 1991).

SánchezGarcía et al. (1998) reportaron para el estado de Guanajuato a siete especies del género *Aphidius*, una de *Diaretiella*, dos de *Lysiphlebus*, una de *Praon* y dos de *Trioxys*. En Sudáfrica se reportó a *Lysiphlebus testaceipes* y en la India a *Lysiphlebus delhiensis* (Singh et al., 2004) parasitando al pulgón amarillo en sorgo; en Florida, USA, White et al. (2001) reportaron únicamente a *L. testaceipes* como parasitoides de esta especie de áfido en el mismo cultivo; Rodríguez-del-Bosque y Terán (2015) mencionaron que en Tamaulipas, *M. sacchari* es parasitado por dos especies de braconidos. Con el fin de contar con herramientas que permitan plantear estrategias convenientes para un manejo integrado de esta plaga, la cual se ha constituido en un serio problema a nivel nacional desde el año 2015, se planteó el presente trabajo con el objetivo de determinar el grado de parasitismo natural, así como la identificación de los géneros de la familia Aphidiidae que atacan al pulgón amarillo *M. sacchari* en el cultivo de sorgo en Irapuato, Guanajuato.

Para junio de 2015, su distribución incluía 13 estados de la República Mexicana (SENASICA, 2015). La ausencia de enemigos naturales de *M. sacchari* incrementa sus poblaciones en sorgo, por lo que su conservación juega un papel importante para mantener este cultivo por debajo del umbral de daño económico (van Rensburg y van Hamburg, 1975; Hall, 1987).

Los hongos entomopatógenos se encuentran dentro de los enemigos naturales de *M. sacchari*, una de las especies reportadas es *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare & W. Gams (Singh et al., 2004), sin embargo, existen otras especies de *Lecanicillium* asociadas a áfidos, por lo que su estudio es fundamental en la búsqueda de aislados prometedores para el desarrollo de insecticidas microbianos (Gallou et al., 2016).

4.- Procedimiento Experimental

Localización. El estudio se llevara a cabo en el laboratorio de toxicología del Departamento de Parasitología de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN) en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México (25° 22" LN y 101° 02" LO; 1742 msnm).

Recolección de material vegetal

La recolección de especies vegetales se realizará en el estado de Guanajuato específicamente en el municipio de Pénjamo. Se usaran en su mayoría plantas propias de la región, de las cuales no se les conoce usos útiles o de poco uso, con potencial plaguicida, además de otras ya conocidas con conocimiento de uso en el control de plagas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Especies vegetales a evaluar para el manejo de *Melanaphis sacchari*

No.	Nombre común	Especie vegetal	Orden: Familia	Sección a utilizar
1	Higuerilla	<i>Ricinus cumunis L.</i>	Malpighiales: Euphorbiaceae	Follaje
2	Pirul	<i>Schinus molle L.</i>	Sapindales: Anacardiaceae	Follaje
3	Epazote	<i>Dysphania ambrosoides L.</i>	Caryophyllales: Amaranthaceae	Follaje
4	Chicalote	<i>Argemone mexicana L.</i>	Papaverales: Papaveraceae	Follaje
5	Neem	<i>Azadirachta indica L.</i>	Spinadales: Meliaceae	Follaje

6	Mostaza	<i>Sinapis alba</i> L.	Brasicales: Brassicaceae	Follaje
7	Ruda	<i>Ruta graveolens</i> L.	Sapindales: Rutaceae	Follaje

Aislamientos de hongos entomopatógenos de muestras de suelo

Se realizarán colectas de suelo en áreas predeterminadas en el municipio de Pénjamo Guanajuato, en parcelas donde se tengan antecedentes de que se haya cultivado sorgo en el ciclo anterior. Las muestras de suelo serán colectadas en una superficie de 10 m² a 15 cm de profundidad colectando un aproximado de 1 kg, la cual se transportara al laboratorio en bolsas de plástico con capacidad suficiente.

Para el aislamiento y purificación de los hongos entomopatógenos, se realizara en cámara de flujo laminar usando las claves taxonómicas de Humber (1997) y para el incremento en medio líquido se usara la metodología establecida por Mueller (2004).

Cuadro 12. Hongos entomopatógenos a evaluar

No.	Nombre científico	Orden: Familia
1	<i>Beauveria bassiana</i>	Hypocreales: Clavicipitaceae
2	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Hypocreales: Clavicipitaceae

Recolecta y reproducción de *Melanaphis sacchari*

Los especímenes de *M. sacchari*, se obtendrán del cultivo del sorgo en la zona productora del estado de Guanajuato. La colonia de *M. sacchari*, se establecerá en el área de cámaras bioclimáticas en jaulas de 90x80x60 cm, para lo cual los especímenes recolectados de campo se colocaran en plantas de sorgo para su establecimiento y reproducción de todo su ciclo de vida y contar con individuos limpios (libres de patógenos) y de la misma edad para el desarrollo de la investigación. Las condiciones del laboratorio para la cría se establecerá en una temperatura de 25 ± 3°C, humedad relativa de 60 ± 15% y fotoperiodo de 12:12 horas luz: oscuridad.

Preparación de extractos vegetales

La elaboración de extractos del material vegetal recolectado, se inicia con el secado del mismo en una estufa a 35 °C hasta que el peso del material sea constante y ya no descienda más (dependiendo de cada especie, aproximadamente de 7-15 días), posteriormente el tejido vegetal se molera en un molino industrial eléctrico (Oster®) y el producto de la molienda se envasara en frascos de vidrio de 1 L de capacidad, recubierto de papel aluminio a temperatura ambiente y a una humedad relativa menor a 45 °C, hasta su uso.

Extracto etanólico

Para la elaboración del extracto etanólico se emplearan 1 kg de tejido vegetal en 1000 mL de etanol al 96 % y se dejara en reposo por un periodo de 7 días. Posteriormente se filtrara a vacío con papel filtro Whatman® # 1 en un embudo Büchner conectado a un matraz kitasato y a una bomba de vacío para extraer el alcohol y permitir la separación de los residuos vegetales. Inmediatamente se somete a un proceso de extracción sucesiva empleando un rotavapor (IKA® HB 10 digital, RV 10DS1) por un periodo de 2 horas a una temperatura de 70 °C a 200 revoluciones por minuto. El extracto obtenido se depositará en tubos tipo falcón de 10 mL, recubiertos de hojas delgadas de aluminio y se conservaron en refrigeración hasta su uso (Gamboa *et al.*, 2003).

Bioensayos para la evaluación de extractos

Para la evaluación de los extractos vegetales; cada uno de estos se tomara al 100 % y a partir de este se abrirá una ventana biológica para determinar las concentraciones a evaluar, derivando en 6 concentraciones finales (100-10,000ppm) además se incluirá un tratamiento testigo sin extracto vegetal (0 ppm), aplicando solo agua destilada.

Se utilizara el método establecido por el IRAC en 2016 bioensayo por película residual en hojas de sorgo, el cual consiste en recortar una hoja de sorgo a una medida de 5 x 5 cm, esta se sumergirá por 10 segundos en la solución

correspondiente, después se colocara en papel absorbente para eliminar el exceso, luego se adicionaran por cada hoja 15 individuos de *M. sacchari*, la evaluación de la mortalidad se llevara a cabo a las siguientes 24, 48 y 72 horas de la aplicación de los tratamientos, para lo cual se realizara el conteo de la población final, utilizando el mismo volumen de medición en la población inicial y se determinara la mortalidad mediante la diferencia entre población inicial-población final.

Bioensayos para la evaluación de los hongos entomopatógenos

Para la evaluación de los hongos entomopatógenos, cada uno de estos se tomara al 100 % y a partir de este se abrirá una ventana biológica para determinar las concentraciones a evaluar, derivando en 6 concentraciones finales (1×10^6 - 1×10^{11}) además se incluirá un tratamiento testigo aplicando solo agua destilada.

Se utilizara el método establecido por el IRAC en 2016 bioensayo por película residual en hojas de papel filtro, el cual consiste en recortar una hoja de papel filtro a una medida de 5 x 5 cm, esta se sumergirá por 10 segundos en la solución correspondiente, después se colocara en papel absorbente para eliminar el exceso, luego se adicionaran por cada hoja 15 individuos de *M. sacchari*, la evaluación de la mortalidad se llevara a cabo a las siguientes 24, 48, 72, 96 y 120 horas de la aplicación de los tratamientos, para lo cual se realizara el conteo de la población final, utilizando el mismo volumen de medición en la población inicial y se determinara la mortalidad mediante la diferencia entre población inicial-población final.

Bioensayos para la evaluación de la compatibilidad entre los extractos vegetales y los hongos entomopatógenos

Para la evaluación de la compatibilidad entre los extractos vegetales y los hongos entomopatógenos, de cada uno de estos se tomara el tratamiento y concentración que mayor porcentaje de mortalidad hayan obtenido CL_{50} además se incluirá un tratamiento testigo aplicando solo agua destilada.

Se utilizara el método establecido por el IRAC en 2016 bioensayo por película residual en hojas de papel filtro, el cual consiste en recortar una hoja de papel filtro a una medida de 5 x 5 cm, esta se sumergirá por 10 segundos en la solución correspondiente, después se colocara en papel absorbente para eliminar el exceso, luego se adicionaran por cada hoja 15 individuos de *M. sacchari*, la evaluación de la mortalidad se llevara a cabo a las siguientes 24, 48 y 72 horas de la aplicación de los tratamientos, para lo cual se realizara el conteo de la población final, utilizando el mismo volumen de medición en la población inicial y se determinara la mortalidad mediante la diferencia entre población inicial-población final.

Análisis de datos: En los diferentes bioensayos, los datos de mortalidad se evaluarán usando el análisis Probit utilizando el método de máxima verosimilitud de Finney (1971) para estimar el valor de la CL_{50} , CL_{90} y el margen de fiabilidad (límite fiducial) al 95% de significancia y las líneas de regresión de la concentración-mortalidad. En caso de mortalidad en el testigo, esta será corregida mediante la fórmula de Abbott (1925), con una mortalidad aceptada del 10%.

Se utilizara el programa computacional R versión 3.3.

Cronograma de Actividades para el 2018.

Actividad por realizar	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Revisión de literatura	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Establecimiento del bioensayo con los extractos	X	X	X									
Establecimiento del bioensayo con los hongos entomopatógenos	X	X	X									
Establecimiento del bioensayo para la compatibilidad de los extractos y hongos entomopatógenos				X	X							
Análisis de resultados	X	X	X	X	X	X						
Redacción de informes/artículos científicos					X	X	X	X	X	X	X	X

Cronograma de distribución de presupuesto para el 2018.

Actividad por realizar	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Revisión de literatura						10%						
Establecimiento del bioensayo con los extractos		30%										
Establecimiento del bioensayo con los hongos entomopatógenos		20%										
Establecimiento del bioensayo para la compatibilidad de los extractos y hongos entomopatógenos				10%								
Análisis de resultados				10%								
Redacción de informes/artículos científicos								20%				

Duración total del proyecto

Año de Inicio	2017	Año estimado de conclusión	2018
---------------	------	----------------------------	------

5.-Productos Esperados

- Generar al menos dos artículos científicos para su publicación nacional o internacional
- Generar tesis de Licenciatura y postgrado
- Presentar resultados en congresos nacionales e internacionales

6.-Literatura Citada

- Abott, W. S. 1925. A method for computing the effectiveness of an insecticide. J. Econ. Entomol. 18: 265-267.
- Barrera-Necha, L. L. y S. Bautista-Baños. 2008. Actividad antifúngica de polvos, extractos y fracciones de *Cestrum nocturnum* L. sobre el crecimiento micelial de *Rhizopus stolonifer* (Ehrenb.:Fr.) Vuill. Rev. Mex. Fitopatol. 26(1): 27-31.
- Bidochka, M., J., Kasperski & G. Wild. 1998. Occurrence of the entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* in soils from temperate and near-northern habitats. *Canadian Journal of Botany*, 76: 1198-1204.
- Bravo, L. L., Bermúdez, T. K. y B. R. Montes. 2000. Inhibición de *Fusarium moniliforme* mediante polvos vegetales y algunos de sus componentes químicos. Manejo Integrado de Plagas (CATIE). 57: 29-34.
- De Faria, M. R. & S. P. Wraight. 2007. Mycoinsecticides and micoacaricides: a comprehensive list with worldwide coverage and internacional classification of formulation types. *Biological Control*, 43: 237-256.
- Carrero R. y K. Lizarazo. 2006. Evaluación de los efectos de extractos vegetales obtenidos a partir de Barbasco (*Polygonum hydropiperoides*), Hierba mora (*Solanum nigrum*) y Carbonero (*Calliandra pittieri*) sobre larvas de *Spodoptera frugiperda* (JE.SMITH) en segundo instar, bajo condiciones controladas. Trabajo de grado. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Cundinamarca, Fusagasuga. Colombia. 75 Pag.
- Delgado, W., Pachon, M. E., Celis, A., Mendoza, C., Cardona J. O., Bustamante, M., Daza, M. y L. E. Cuca. 2007. Informe técnico de avance proyecto "Bioprospeccion participativa de comunidades vegetales asociados a la familia Piperaceae en la región del Sumapaz medio bajo occidental". Colciencias-Universidad Nacional de Colombia-Universidad de Cundinamarca, Fusagasuga. Colombia. 55 Pag.
- Gutiérrez G. C., Gonzales M. B. (2010) Uso de Bioinsecticidas para el Control de Plagas de Hortalizas en Comunidades Rurales. R Ximahi, Vol 1. 6, pp. 17-22.
- Hasan S., et al. (2013). Production of extracellular enzymes in the entomopathogenic fungus *Verticillium lecanii*. Biomedical informatics. Vol. 9. No. 5. Pp. 238-242.
- López da Silva, M., Almeida, R. D. And K. T. Bezerra da Silva. 2014. Potential population growth of *Melanaphis sacchari* Zehntner reared on sugarcane and sweet sorghum. Current Agricultural Science and Technology, 20: 21-25.

- Moreno Cota, H. 2015. Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Sinaloa. Recuperado el 10 de Febrero de 2015, CESAVESIN.
- Rodríguez del Bosque, L. A. And P. Terán. 2015. *Melanaphis sacchari* (Hemiptera:Aphididae): A New Sorghum Insect Pest in México. *Southwestern Entomologist*, 40: 433-434.
- Rosales, J. 2015. Situación actual y Perspectivas de Control del Pulgón Amarillo del Sorgo en Tamaulipas. Cd Victoria, Tamaulipas. INIFAP.
- SAGARPA (2015). Programa de Trabajo de la Campaña Contra el Pulgón Amarillo del Sorgo, a Operar con Recursos del Componente de Sanidad del Programa de Sanidad e Inocuidad Agroalimentaria 2015, en el Estado de Guanajuato, México.
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). 2014. Pulgón amarillo *Melanaphis sacchari* (Zehntner). Dirección General de Sanidad Vegetal. Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. México, D.F. Ficha técnica, N0, 43, 15pp.
- Singh, B.U; Padma, P.G.; Seetharama, N. 2011. Biology and Management of the Sugarcane Aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Homoptera:Aphididae). In *Sorghum: A Review Crop Protection*, 23: 739-755.
- Souza, S. O. M., Roel, R. A., Arruda E. J. e A. S. Marques. 2007. Eficiência de produtos vegetais no controle da lagarta-do-cartucho-do-milho *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). *Ciênc. Agrotec.* 31 (2): 326-331.