



Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro

087

Dirección de Investigación

Subdirección de Programación y Evaluación



Proyecto de Investigación 2018

Unidad:	Saltillo	División:	Agronomía	Departamento:	Parasitología
Tema estratégico (ANA/PEP):	Agricultura protegida				
Línea de investigación:	Entomología Agrícola				
Título del proyecto:	Control de plagas agrícolas mediante uso de extractos vegetales				
Presupuesto solicitado (Máximo \$75,000)	75,000	El proyecto es:	Nuevo	Continuación	X
Tipo de investigación:	Básica	Aplicada	X	Tecnológica	
Vinculación:	Si	No	X	Fondos concurrentes:	
Cooperante(s):					
Entidad (es):	Coahuila, Nuevo León	Municipio (s):	Arteaga, Matamoros, Saltillo, San Pedro, Torreón, Galeana		
Localidades:	Arteaga, Matamoros, Saltillo, San Pedro, Torreón. Navidad, Galeana.				
A realizar durante el(los) año(s):	2018				

Participantes	Adscripción (Clave Depto.)	Expediente No.	Firma	
Responsable	Dr. Agustín Hernández Juárez	3611	4187	
Colaborador:	Dr. Luis Alberto Aguirre Uribe	3611	899	
Colaborador:	Dr. Ernesto Cerna Chávez	3611	3563	
Colaborador:	Dr. Mariano Flores Dávila	3611	1920	
Colaborador:	Dra. Yisa María Ochoa Fuentes	3611	3948	
Colaborador:	Dr. Jerónimo Landeros Flores	3611	1058	
Colaborador:	Dra. Miriam Sánchez Vega	3611	100069	
Colaborador:	Dra. Yolanda Rodríguez Pagaza	3611	100067	

	Grado por obtener	Matrícula	Firma	
Tesista:	Edgar de Jesús Guzmán Uribe	Licenciatura	41131897	
Programa Docente:	Ingeniero Agrónomo Parasitólogo			
Tesista:	Teresa de Jesús Cervantes Huerta	Licenciatura	41143017	
Programa Docente:	Ingeniero Agrónomo en Producción			
Tesista:	Alfonso González Ruiz	Licenciatura	41146374	
Programa Docente:	Ingeniero en Agrobiología			
Tesista:	Nancy Esnelia Chávez Carrillo	Licenciatura	41143405	
Programa Docente:	Ingeniero Agrónomo en Producción			

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

Protocolo para Proyecto de Investigación 2018

1 - Titulo del proyecto

Presupuesto solicitado:

Control de plagas agrícolas mediante uso de extractos vegetales

75,000

2 - Introducción

Los insectos plaga son de los principales problemas fitosanitarios, motivo por el cual anualmente una tercera parte de la producción agrícola es destruida, por efecto de plagas de cultivos y productos almacenados, con pérdidas estimadas a nivel mundial de alrededor del 30% en las cosechas (Molina, 2001, Isman, 2006).

En la producción agrícola, el uso de insecticidas químicos ha alcanzado en el último siglo un notable incremento, no obstante; la utilización masiva de estos plaguicidas de amplio espectro, la carencia de regulación en su empleo y el aumento de dosis innecesarias, sin racionalidad, ha tenido efectos perjudiciales en el ambiente y la salud humana, elevación de costos de protección fitosanitaria, desarrollo de resistencias, aparición de nuevas plagas y disminución de organismos benéficos (Pascual-Villalobos, 1996, Ruiz *et al.*, 2011).

Estos productos de origen sintético traen desventajas enormes al hombre y al medio ambiente, requiriendo de mayores investigaciones que identifiquen nuevos productos con acción insecticida a través del estudio sobre las defensas químicas naturales de las plantas, principalmente las ricas en compuestos orgánicos bioactivos, de actividad insecticida, inhibidora del crecimiento y repelente, entre otros (Almeida *et al.*, 2005). La necesidad de encontrar nuevas moléculas menos tóxicas y con menor impacto ambiental es de importancia fundamental, aumentado el interés de investigaciones con insecticidas botánicos que sean una eficiente opción agronómica y reemplazar así los pesticidas sintéticos; además de que se degraden rápidamente, que tiendan a ser selectivos y específicos, respetando por tanto el principio de la biodiversidad y minimizando los impactos ambientales negativos (Pungitore *et al.*, 2005; Ibañez y Zoppolo, 2008).

Se conoce que las plantas han sido capaces de protegerse de las plagas por sí mismas antes de que el hombre jugara un rol activo en protegerlas, y esto debido a que sintetizan una gran variedad de metabolitos secundarios relacionados con los mecanismos de defensa, con propiedades insecticidas, acaricidas y nematocidas, convirtiéndolas en herramientas útiles para el manejo de plagas agrícolas (Vázquez *et al.*, 2007; Sosa y Tonn, 2008; Krueger *et al.*, 2010). Estas sustancias comprenden más de 30,000 compuestos diferentes identificados, como los triterpenos, saponinas, fitoesteroides y/o sus precursores, que al ser liberados influyen en la presencia de las plagas alrededor de las plantas, principalmente con actividad insecticida e insecticida (Kristó *et al.*, 2001; Montes-Belmont y Flores-Moctezuma, 2011).

El uso de extractos vegetales para la protección de cultivos es una de las estrategias más antiguas en la agricultura, ampliamente utilizada en diversas culturas y regiones del planeta hasta la aparición de los plaguicidas (Molina, 2001, Isman, 2006). Las plantas con propiedades insecticidas son abundantes en la naturaleza y ejercen una influencia en el insecto principalmente anti alimentaria y repelente. De los primeros insecticidas a base de plantas, con los que se han obtenido resultados prometedores, se encuentran la nicotina de *Nicotiana tabacum* L. (Solanales: Solanaceae), la rianodina extraída de *Ryania speciosa* Valh (Malpighiales: Salicaceae), la sabadilla y otros alcaloides de *Schoenocaulon officinale* (Schlecht.) A. Gray (Liliales: Melanthiaceae), la rotenona de *Derris* spp (Fabales: Fabaceae) y *Lonchocarpus* spp. (Fabales: Fabaceae) y las piretrinas obtenidas del piretro *Tanacetum cinerariaefolium* (Asterales: Asteraceae) (Roel *et al.*, 2000).

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) (Souza *et al.*, 2007) y *Annona cherimolia* Mill. (Magnoliales: Annonaceae) (Alvarez-Colom *et al.*, 2007). Isman (2002, 2006), señala que los extractos vegetales cuando contienen compuestos como alcaloides, fenoles y terpenoides, presentan acción tóxica al bloquear algún proceso vital del insecto. No obstante, otros como el Neem, también actúan como reguladores del crecimiento e inhibidores de la alimentación y la reproducción (Isman, 2006).

En 2004, Scott y colaboradores, tomado de Celis *et al.* (2008), trabajaron con tres extractos de plantas de la familia Piperaceae (Piperales), *Piper nigrum* L., *Piper guineense* Schumach y *Piper tuberculatum* Jacq., especies que

contienen isobutyl amidas, compuestos secundarios que actúan como neurotoxinas contra los insectos, y fueron evaluados en insectos de cinco ordenes distintos. Los autores encontraron diversas especies susceptibles a *P. nigrum*, como son *Malacosoma americanum* (Lepidoptera: Lasiocampidae), *Neodiprion sertifer* Geoffroy (Hymenoptera: Diprionidae), *Yponomeuta cagnagella* Hübner (Lepidoptera: Yponomeutidae), *Pyrrhalta viburni* Paykull (Coleoptera: Chrysomelidae), *Acalymma vittatum* F. (Coleoptera: Chrysomelidae), *Leptinotarsa decemlineata* Say (Coleoptera: Chrysomelidae), *Popillia japonica* Newman (Coleoptera: Scarabaeidae) y *Blissus leucopterus* (Say) (Hemiptera: Blissidae). Además, encontraron que *Piper* sp., también tienen actividad repelente, protegen las hojas de las plantas de comedores de follaje, adultos, larvas y de oviposición.

Soberón *et al.* (2006), tomado de Celis *et al.*, (2008), evaluaron la acción biocida de extractos acuosos, diclorometano-metanol y etanólico de hojas, tallos y espigas maduras de *P. tuberculatum* sobre larvas del tercer estadio de *Diatraea saccharalis* F. (Lepidoptera: Crambidae). Al respecto, encontraron que los extractos de diclorometano-metanol y etanólico de espigas maduras y extracto de diclorometano-metanol de plantas in vitro mostraron niveles significativos de mortalidad larval.

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).

Con extractos etanólicos de las especies vegetales *Annona muricata* L. (Magnoliales: Annonaceae), *Mammea americana*, *M. azedarach*, *Ricinus communis* L. (Malpighiales: Euphorbiaceae) sobre ninfas y huevos de *Rhodnius prolixus* Stal. y *Rhodnius pallescens* Barber (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae), estos demostraron su actividad insecticida, repelencia y actividad ovicida (Parra-Henao *et al.*, 2007).

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 se presenta como una alternativa muy prometedora, que permite el desarrollo de una agricultura más rentable y no contaminante del medio ambiente.

Objetivos

- Evaluar el efecto de control de extractos vegetales sobre plagas de importancia agrícola bajo condiciones controladas de laboratorio.

Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de control de extractos vegetales etanólicos en condiciones de laboratorio e invernadero sobre insectos, ácaros y nematodos fitopatógenos de importancia agrícola.
- Evaluar el efecto de control de extractos vegetales acuosos en condiciones de laboratorio e invernadero sobre insectos, ácaros y nematodos fitopatógenos de importancia agrícola.

3 -Revisión de Literatura

Las plagas constituyen la principal limitante de la producción agrícola. Cada año, una tercera parte de la producción de alimentos debe destruirse, por plagas de cultivos y de productos almacenados, por lo cual se hace imprescindible el estudio de nuevas vías para su control (Molina, 2001).

Desde el inicio de la agricultura, el ser humano ha buscado procedimientos para eliminar las plagas de sus cultivos y cosechas. En el siglo XX, el uso de insecticidas sintéticos fue un paso fundamental en el control de plagas y por lo tanto en el aumento de rendimiento de los cultivos (Rocha-Estrada y García-Carreño 2008). Sin embargo, el uso continuo e indiscriminado de estas sustancias han generado efectos nocivos sobre la salud humana los ecosistemas agrícolas, principalmente en los insectos benéficos, y además de selección de rasgos que confieren resistencia a los insecticidas por parte de los insectos han limitado su uso, y una preocupación general de la sociedad es encontrar alternativas que ofrezcan rendimientos en los cultivos similares a los obtenidos con insecticidas sintéticos, sin comprometer la salud pública y al ambiente (Bourguet *et al.*, 2000, Devine *et al.*, 2008, Rocha-Estrada y García-Carreño 2008).

En los últimos años, la sociedad ha priorizado los aspectos ambientales, conduciendo muchas investigaciones hacia el descubrimiento de nuevas materias bioactivas que puedan ser empleadas en el manejo integrado de plagas, con menos efectos negativos al ambiente (Bianchi *et al.*, 1997; Bowers y Locke 2000). Una de estas alternativas, es el uso de plantas, las cuales sintetizan una gran diversidad de productos naturales (más de 100,000), también llamados metabolitos secundarios, sin un rol aparente en los procesos fisiológicos básicos de las mismas que intervienen en las interacciones planta-insecto, los cuales normalmente se producen cuando las plantas responden a estímulos externos (Pascual-Villalobos, 1996; Ducrot, 2005; Corella, 2010).

Los metabolitos secundarios producidos por las plantas son sustancias de bajo peso molecular; producción que ocurre a través de diferentes vías metabólicas, generando gran número de compuestos, muchos de los cuales sólo son detectados en un determinado grupo de plantas y en concentraciones variables. La cantidad y composición de esta clase de compuestos es muy variable y depende del tipo de tejido, edad de la planta, hábitat y el tipo de suelo. Muchos de estos compuestos son producidos y almacenados en tejidos jóvenes, particularmente en hojas o tejidos productivos como flores y semillas, además tienen funciones alternativas, muchos son considerados como agentes antimicrobianos que protegen las plantas de posibles enfermedades. Los más conocidos son los alcaloides. Además de éstos, existen análogos químicos de las hormonas de los insectos, que pueden actuar interrumpiendo su ciclo biológico. También existen proteínas, dentro de las cuales están incluidas enzimas tales como quitinasas, lectinas e inhibidores de enzimas digestivas, con la misma función (Cruz 2000, Costa *et al.*, 2001, tomados de De Marcano *et al.*, 2005).

Los metabolitos secundarios son normalmente no esenciales para el proceso metabólico básico de la planta. Entre ellos se encuentran terpenos, lignanos, alcaloides, esteroides y ácidos grasos. Esta diversidad química es consecuencia del proceso evolutivo que ha llevado a la selección de especies con mejores defensas contra el ataque microbiano o la depredación de insectos y animales, que amenazan la supervivencia de la planta (Dixon, 2001; Ducrot, 2005; Corella, 2010).

En la actualidad, se está retornando al uso de las plantas como fuente de pesticidas más seguros para el medio ambiente y la salud humana (Mansaray, 2000, Ottaway, 2001). Los insecticidas naturales a partir de extractos vegetales para el control de plagas y enfermedades en el marco de una agricultura sostenible constituye una alternativa promisoriosa, debido a su elevada efectividad, bajo costo y no ser contaminantes del ambiente (Rodríguez *et al.*, 2000); además que solo se han evaluado muy pocas plantas en relación a la fuente natural que ofrece el planeta, por lo que las perspectivas futuras en investigación, son aún mayores. A partir de la necesidad por encontrar una nueva alternativa natural para el control de insectos plagas y reemplazar así los pesticidas sintéticos, los insecticidas botánicos ofrecen seguridad para el ambiente y son una eficiente opción agronómica (Céspedes *et al.*, 2000, Molina, 2001).

Los productos naturales de las plantas presentan una variedad de mecanismos que actúan sobre las plagas, ya sea inhibiendo, repeliendo, disuadiendo o eliminando las plagas, y también estimulan procesos vitales de los cultivos para fortalecerlos y así protegerse de los ataques de las distintas plagas (Duke, 1990). Numerosos compuestos químicos se producen naturalmente y funcionan en algún grado como insecticidas con toxicidad aguda (Molina, 2001). La mayoría de las especies de plantas que se utilizan en la protección vegetal exhiben un efecto insectistático más que insecticida, es decir, inhiben el desarrollo normal de los insectos, ya sea interfiriendo con el crecimiento y desarrollo de los insectos, disuasión de la alimentación y oviposición y repelencia en el comportamiento (Molina, 2001; Celis *et al.*, 2008).

Interferencia con el crecimiento y desarrollo de los insectos. El efecto regulador de crecimiento del insecto por extractos vegetales es un efecto que se manifiesta de diversas formas. Por un lado, se presentan moléculas que inhiben la metamorfosis, al evitar que esta se produzca en el momento preciso. Otros compuestos hacen que el insecto tenga una metamorfosis precoz y se desarrolle así en una época poco favorable. También se ha observado que determinadas moléculas pueden alterar la función de las hormonas que regulan estos mecanismos, de modo que se producen insectos con malformaciones, estériles o muertos (Celis *et al.*, 2008).

Disuasión de la alimentación. Los inhibidores de la alimentación, son el modo de acción más estudiado de los compuestos vegetales como insecticidas. Un inhibidor de alimentación es un compuesto que, luego de una pequeña prueba, hace que el insecto se deje de alimentar y muera por inanición. Muchos de los compuestos que muestran esta actividad pertenecen al grupo de los terpenos (Cuttler y Schmutterer, 1999).

Repelencia. El uso de plantas como repelentes es muy antiguo, pero no se le ha brindado la atención necesaria para su desarrollo (Celis *et al.*, 2008).

Diversos estudios se han realizado en la búsqueda y evaluación de diferentes especies vegetales para el control de plagas; de los cuales destacan el árbol del Neem *Azadirachta indica* A. Juss. (Sapindales: Meliaceae), en el extracto de esta especie se han identificado alrededor de 18 compuestos, entre los que se destaca la Azadiractina que se encuentra en mayor concentración, un tetraterpenoide (característico de la familia Meliaceae). Este compuesto se encuentra en la corteza, hojas, frutos y, principalmente, en la semilla del árbol. Este compuesto muestra acción antialimentaria, reguladora del crecimiento, inhibidora de la oviposición y esterilizante (Grainge *et al.*, 1988; Valladares *et al.*, 1997). Al igual que *A. indica*, el extracto de *M. azedarach* inhibe la alimentación y afecta negativamente el desarrollo y supervivencia de distintas especies plaga de insectos que atacan diversos cultivos agronómicos (Valladares, *et al.*, 1997). Además de que repele adultos, inhibe la alimentación, la oviposición, la formación de pupas, y mata huevos y ninfas de la mosca blanca del camote, y reduce la adquisición e inoculación del virus del mosaico dorado del frijol, interfiere en la dispersión y consecuentemente en la transmisión del virus (Jazzar y Ammat, 2003).

La especie *Tagetes erecta* L. (Asterales: Asteraceae) ("cempasúchil" o "flor de muerto"), es una de las plantas ampliamente reconocida como poseedora de propiedades fungicidas, nematocidas e insecticidas; sus propiedades antagonistas se deben a la presencia de compuestos terpenilos en sus tejidos y reportan que el rotar e incorporar los residuos de cempasúchil o al asociarlo con chile o jitomate (Zavaleta-Mejía, 1999).

Entre los compuestos aislados de plantas usadas para fines insecticidas se encuentra la rotenona extraída de *Derris elliptica* (Roxb.) Benth. (Fabales: Fabaceae) y *Lonchocarpus utilis* A.C. SM. (Fabales: Fabaceae) y es un flavonoide que se extrae, respectivamente, en un 13% y un 5% de las raíces de estas plantas. Este compuesto es un insecticida de contacto e ingestión y repelente. Su modo de acción implica una inhibición del transporte de electrones a nivel de mitocondrias, bloqueando de esta forma la fosforilación del ADP a ATP. Por esto actúa inhibiendo el metabolismo del insecto. Los síntomas que presentan los insectos intoxicados con rotenona son disminución del consumo de oxígeno, depresión en la respiración y ataxia que provocan convulsiones y conducen finalmente a la parálisis y muerte del insecto por paro respiratorio (Silva *et al.*, 2002, tomado de Celis *et al.*, 2008).

Otro grupo de compuestos con propiedades insecticidas son las piretrinas, obtenidas de flores del piretro *Tanacetum cinerariifolium* (Trevir) Sch. Bip. sin. *Chrysanthemum cinerariaefolium* Vis. Los componentes de esta planta con actividad insecticida reconocida son ésteres, formados por la combinación de los ácidos crisantémico y pirétrico y los alcoholes piretrolona, cinerolona y jasmolona. Estos compuestos atacan el sistema nervioso central y periférico, lo que ocasiona descargas repetidas, seguidas de convulsiones. Estos compuestos taponan las entradas de los iones de sodio a los canales, lo que genera que dichos canales sean afectados al alterarse la conductividad del ión en tránsito.

La característica más importante de estos compuestos es su efecto knock down que hace que el insecto, al entrar en contacto con la superficie tratada, deje de alimentarse y muera. Las piretrinas son el mejor ejemplo de la copia y modificación de moléculas en laboratorio, porque dieron origen a la familia de los piretroides (Silva et al., 2002, tomado de Celis et al., 2008).

La nicotina es un alcaloide derivado especialmente de tabaco *Nicotiana tabacum* L. (Solanales: Solanaceae). Sus propiedades insecticidas fueron reconocidas en la primera mitad del siglo XVI. La nicotina es básicamente un insecticida de contacto no persistente y su modo de acción consiste en mimetizar la acetilcolina al combinarse con su receptor en la membrana postsináptica de la unión neuromuscular. El receptor acetilcolínico es un sitio de acción de la nicotina ocasiona la generación de nuevos impulsos que provocan contracciones espasmódicas, convulsiones y, finalmente, la muerte (Celis et al., 2008).

De plantas de la familia Rutaceae, se han aislado numerosos limonoides (naturales y modificados) para estudiar los efectos antialimentarios que provocan sobre especies de insectos plagas pertenecientes a Lepidópteros (Suresh et al., 2002, tomado de Celis et al., 2008).

La situación futura del control de plagas es difícil de predecir en la actualidad y requerirá un gran esfuerzo a todos los niveles, desde el agricultor y el técnico de campo, al ámbito científico investigador y desde el mundo relacionado con el control de plagas o la comercialización de productos agrícolas a los diversos niveles de la administración y organismos oficiales, para responder de forma adecuada a las demandas sanitarias, de seguridad alimentaria y ambientales, de la sociedad del futuro (González-Castillo et al., 2012).

El uso de extractos naturales para el control de plagas de importancia agrícola es cada vez más aceptado debido a la necesidad de emplear compuestos eficaces que no provoquen efectos deletéreos para la salud y el ambiente

4 - Procedimiento Experimental

Los insecticidas derivados de plantas o partes de ellas, son productos que en antaño ya eran utilizados mucho tiempo antes que cualquier otro insecticida; sin embargo, la aparición de los insecticidas químicos cuyo efecto de control en un principio efectivo y rápido desplazo el uso de estos productos. No obstante, en la actualidad estos derivados de plantas están retomando interés e importancia en el control de plagas, debido a los efectos ya conocidos de los insecticidas de origen sintético, como es contaminación al medio ambiente (suelo, agua, aire, etc.), la persistencia de estos en las cadenas tróficas y bioacumulación en los ácidos grasos animales, además del desarrollo de resistencia a estos por parte de los insectos que controlan, además de ser perjudiciales al hombre y a los enemigos naturales.

El estudio de la interacción entre la plaga y los compuestos presentes en las plantas ofrecen un potencial importante para mejorar, en el futuro, el control de las plagas en muchos cultivos. La última generación de este tipo nuevo de sustancias biocidas va desde todo tipo de extracto de frutas, semillas, algas y plantas de origen natural, aceites de neem, extractos de ajo, diversos repelentes, diferentes tipo de alcaloides, rotenoides, piretrinas, todos ellos con diversas eficacias biocidas y que son capaces de influir sobre la resistencia propia de la planta. La gama de productos y sustancias a utilizar y descubrir es muy amplia, actualmente se está abriendo una serie de campos de trabajo impensables, donde el motor que permite el desarrollo de estas tecnologías ha sido en último extremo el propio consumidor eligiendo productos seguros y saludables

Localización. El estudio se llevara a cabo en el área de cámaras bioclimáticas y laboratorios 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).

Recolecta de material vegetal y organismos plaga

Material vegetal: La recolección y muestreo de especies vegetales se realizará en los alrededores de la UAAAN, en la región de la sierra de Arteaga y en los alrededores de los municipios de General Cepeda y Saltillo, Coahuila. 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 control de plagas agrícolas

No.	Nombre común	Especie vegetal	Orden: Familia	Sección a utilizar
1	Calabacilla loca	<i>Cucurbita foetidissima</i> Kunth in Humb.	Cucurbitales: Cucurbitaceae	Follaje
2	Cupresus	<i>Cupressus sempervirens</i> L.	Pinales: Cupressaceae	Follaje
3	Melia/árbol del paraíso	<i>Melia azedarach</i> L.	Sapindales: Meliaceae	Follaje
4	Muérdago	<i>Phoradendron densum</i> Torr. Ex Trel.	Santalales: Santalaceae	Semillas
5	Nogal pecanero	<i>Carya illinoensis</i> (Wang.) K. Koch	Fagales: Juglandaceae	Follaje
6	Orégano orejón	<i>Plectranthus amboinicus</i> (Lour.) Spreng	Lamiales: Lamiaceae	Ruezn
7	Pirul	<i>Schinus molle</i> L.	Sapindales: Anacardiaceae	Follaje
8	Ruda	<i>Ruta graveolens</i> L.	Sapindales: Rutaceae	Follaje

Organismos plaga: La recolección de especies plaga se realizará en los alrededores de la UAAAN, en los alrededores de Saltillo, San Pedro, Matamoros y Torreón, Coahuila y en Navidad, Galeana, Nuevo León. Se usaran especies de importancia agrícola (Cuadro 2).

Cuadro 2. Especies plaga de interés agrícola, para evaluación de extractos vegetales.

No.	Nombre común	Especie plaga	Orden: Familia
1	Araña roja	<i>Tetranychus urticae</i> K. Koch	Prostigmata: Tetranychidae
2	Gusano cogollero	<i>Spodoptera frugiperda</i> (J. E. Smith)	Lepidoptera: Noctuidae
3	Gusano soldado	<i>Spodoptera exigua</i> Hübner	Lepidoptera: Noctuidae
4	Gusano elotero	<i>Helicoverpa zea</i> (Boddie)	Lepidoptera: Noctuidae
5	Moscas blancas	<i>Bemisia tabaci</i> Gennadius <i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwood	Hemiptera: Aleyrodidae
6	Paratrioza	<i>Bactericera cockerelli</i> Sulc	Hemiptera: Triozidae
7	Nematodo agallador	<i>Meloidogyne incognita</i> (Kofoid y White) Chitwood	Tylenchida: Heteroderidae
8	Nematodo del tallo y bulbo	<i>Ditylenchus dipsaci</i> Kühn	Tylenchida: Anguinidae

Reproducción y mantenimiento de plagas bajo condiciones de laboratorio e invernadero

Araña roja. Los especímenes de *T. urticae*, se obtendrán de diversos cultivos aledaños a la UAAAN y en la zona agrícola de la Laguna en Coahuila, principalmente en cultivos de maíz y hortalizas. La colonia de *T. urticae* 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 frijol *Phaseolus vulgaris* L. (Fabales: Fabaceae) 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 (Chacón-Hernández *et al.*, 2014).

Paratrioza. En la zona agrícola de Navidad, Nuevo León y en la UAAAN se recogerán brotes u hojas infestadas con ninfas y adultos de *B. cockerelli* del cultivo de papa (puestos en agua para mantenerlos frescos) y trasladados al área de cámaras bioclimáticas e invernaderos del departamento de Parasitología, estos brotes u hojas serán colocados en plantas de papa, tomate y chile en jaulas de 90x80x60 cm para obtener una generación (F1) homogénea (misma edad y tamaño) y libre de patógenos que afecten a los individuos. Los insectos se mantendrán bajo condiciones controladas de laboratorio (25 ± 3 °C, 60-70% humedad relativa y 12:12 luz: oscuridad) ([IRAC] 2016, con modificaciones).

Moscas blancas. Adultos y ninfas de mosca blanca se obtendrán de diversos cultivos a campo abierto e invernadero aledaños a la UAAAN, principalmente en hortalizas. La colonia se establecerá en el área de cámaras bioclimáticas e invernadero en jaulas de 90x80x60 cm. los especímenes recolectados se colocaran en plantas de frijol *P. vulgaris* para establecimiento y reproducción de todo el ciclo de vida y contar con individuos 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 (Salazar *et al.*, 2003, con

modificaciones).

Lepidópteros Noctuidae: gusano cogollero, gusano soldado y gusano elotero. Los individuos del gusano cogollero y gusano elotero se obtendrán en cultivos de maíz de la zona agrícola de la Laguna en Coahuila, mientras que el gusano soldado se obtendrá en la misma zona en cultivos de maíz y en hortalizas. Estos insectos se instalarán en el área de cámaras bioclimáticas, donde los estados inmaduros serán alimentados con dieta artificial Type Fall Armyworm (Southland Product Inc. Lake Village, Arkansas, U.S.A.), hasta la fase de pupa, las cuales se recogerán y colocarán en recipientes más grandes recubiertos de tela como sustrato para la emergencia y posterior oviposición de los adultos, esta fase será provista de una solución azucarada al 20% para su mantenimiento. Los huevecillos se recogerán y dispondrán para su posterior eclosión en cajas de petri hasta la emergencia de larvas y obtener una colonia limpia de patógenos y parasitoides. Estas especies se mantendrán bajo condiciones controladas de laboratorio a 25 ± 5 °C, 55 ± 15 % humedad relativa y fotoperiodo 12 h luz / 12 h oscuridad (Burd, *et al.*, 2003; Akhurst *et al.*, 2003; Ali *et al.*, 2006).

Nematodos. La población del nematodo del tallo y bulbo *D. dipsaci* se obtendrá en la UAAAN, específicamente en el campo Agrícola Experimental "El Bajío" en un cultivo de ajo *Allium sativum* L. (Liliales: Liliaceae). Para esto se realizará un muestreo en forma dirigida hacia las plantas de ajo, en manchones de plantas con síntomas por ataque de nematodos (reducción de tamaño, amarillamiento iniciando en la base de la planta y desprendimiento del tejido del bulbo y sistema radical muy reducido). Se colectarán 25 submuestras de suelo en un perfil de 0-30 cm, las cuales se mezclaron para obtener una mezcla homogénea (4 kg) y se trasladará al laboratorio de Nematología, del Departamento de Parasitología, para obtener los nematodos mediante el método de embudo de Baerman y corroborar su presencia, especie y densidad poblacional (Cepeda, 1995). El suelo con nematodos se resguardará hasta su utilización.

La población del nematodo agallador *M. incognita* se obtendrá de suelo de zonas de cultivo de papa *Solanum tuberosum* L. (Solanales: Solanaceae) con la presencia de nódulos característicos sobre la corteza, provenientes de la región de Navidad, Galeana, Nuevo León. Se colectarán 25 submuestras de suelo en un perfil de 0-30 cm, las cuales se mezclaron para obtener una mezcla homogénea (4 kg) y se trasladará al laboratorio de Nematología, del Departamento de Parasitología, para obtener los nematodos mediante el método de embudo de Baerman y corroborar su presencia, especie y densidad poblacional (Cepeda, 1995). El suelo con nematodos se resguardará hasta su utilización. Además, se recolectarán tubérculos para extracción de hembras adultas y se realizarán cortes perineales, siguiendo la técnica de Taylor y Netscher (1974) para corroborar la especie, utilizando las claves taxonómicas de Eisenback *et al.* (1981).

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 envasará en frascos de vidrio de 1 L de capacidad, recubierto de papel aluminio a temperatura ambiente y a una humedad relativa menor a 45 %, hasta su uso.

Extracto etanólico: Para la elaboración del extracto etanólico se emplearán 56 gramos de tejido vegetal en 1000 mL de etanol al 96 % y se dejará en reposo por un periodo de 7 días. Posteriormente se filtrará a vacío con papel filtro Whatman® # 1 en un embudo Buchner 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).

Extracto acuoso: Para la elaboración del extracto acuoso se emplearán de igual forma 56 gramos de tejido vegetal en 1000 mL de agua destilada y se dejará en reposo por un periodo de 7 días. Posteriormente se filtrará a vacío con papel filtro Whatman® # 1 en un embudo Buchner conectado a un matraz kitasato y a una bomba de vacío para 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 2-4 horas a una temperatura de 80 °C a 200 revoluciones por minuto para obtener un mayor concentrado de extracto. 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 del control de 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 (1000, 2000, 3000, 4000, 5000 y 6000 ppm aprox.), además se incluirá un tratamiento testigo sin extracto vegetal (0 ppm), aplicando solo agua destilada.

Bioensayo para araña roja, moscas blancas y paratrizoza: El bioensayo consiste en separar hojas infestadas con ninfas de 1er. estadio y colocarlas en charolas de plástico con algodón saturado de agua para mantenerlas frescas; utilizando un microscopio estereoscopio se contabilizará el número de ninfas vivas por hoja y se retiraran los adultos presentes

La técnica de bioensayo a utilizar será de inmersión en hoja, para la cual en cada concentración se sumergirán las hojas infestadas con ninfas por 5 segundos. De igual forma se realizará el procedimiento en el tratamiento testigo, aplicando solo agua destilada. Las hojas tratadas se mantendrán en recipientes de plástico con algodón saturado de agua y bajo condiciones controladas de laboratorio (25 ± 3 °C, $60 \pm 10\%$ humedad relativa y 12.12 h luz: oscuridad). Para este estudio se establecerán las 6 concentraciones más el tratamiento testigo sin extracto vegetal, con 3 repeticiones cada una y cada repetición con 3 unidades experimentales, considerada una unidad experimental 1 hoja infestada ([IRAC] 2016, con modificaciones). La evaluación se realizará cada 24 horas durante todo el ciclo de vida de cada plaga, tomando como referencia el crecimiento del testigo, este último cuando finalice su ciclo de desarrollo en el estado adulto se detendrá el experimento

Se apoyara de un microscopio estereoscopio, y se registrará el número de ninfas muertas diariamente. Cada ninfa se considerará muerta, cuando no presente respuesta al estímulo con un fino pincel, apéndices pegados al cuerpo y/o se encuentre deshidratada y no muestre movimiento coordinado ([IRAC] 2016, con modificaciones).

Bioensayo para lepidópteros Noctuidae: gusano cogollero, gusano soldado y gusano elotero: Este bioensayo consiste en separar larvas de 1er estadio y darles continuidad hasta el 3er estadio para ser usadas en el experimento. Para esta evaluación se utilizara la técnica de aplicación tópica, para la cual, previamente se obtendrá el peso promedio de las larvas para posteriormente determinar la dosis aplicada (mg/g). En este bioensayo se hará uso de una micropipeta y un microscopio estereoscopio, mediante los cuales se aplicara en la parte dorsal de cada larva 1 μ l de cada concentración de cada extracto vegetal. El diseño de este bioensayo constara de 6 concentraciones más el tratamiento testigo, con 10 repeticiones cada uno y cada repetición con 1 unidad experimental, considerada una unidad experimental 1 larva de 3er estadio. La evaluación se registrará cada 24 horas durante todo el ciclo de vida del insecto, tomando como referencia cuando finalice el ciclo de desarrollo del testigo en el estado adulto, momento en el que se detendrá el experimento.

Bioensayo para nematodos: Para evaluar la efectividad de los extractos vegetales sobre nematodos, se utilizará el método de embudo de Baerman (Cepeda, 1995). El cual consiste en colocar un embudo con 200 mL de agua destilada y dentro de este una malla de metal, conteniendo un papel secante y una muestra de suelo de 100 grs. Después de 24 horas se procederá a revisar la muestra y se extraerá un volumen conocido (aprox. 2 mL) de agua con sedimentos (agua más nematodos) y con apoyo de un vidrio de reloj y microscopio estereoscopio se observaran y se realizara un conteo de los nematodos extraídos (=población inicial) e inmediatamente se regresaran estos nematodos al embudo. A continuación se colocaran los tratamientos a evaluar directamente al embudo. Se establecerán en total 6 concentraciones más un tratamiento testigo, ajustado a los 200 mL del embudo de Baerman, con 10 repeticiones cada una y en cada repetición 1 unidad experimental, considerada esta un embudo de Baerman, quedando de la siguiente manera

Cuadro 3. Concentración de extractos vegetales a evaluar para el control de nematodos en embudo de Baerman

No.	Concentraciones (ppm)	Extracto aplicado (mL)*
1	0	0
2	1000	5
3	2000	10
4	3000	15
5	4000	20
6	5000	25
7	6000	30

* Cantidad aplicada de extracto vegetal en el embudo, con base a 200 mL agua.

La evaluación de la mortalidad se llevara a cabo a las siguientes 24 horas de la aplicación de los tratamientos, para lo cual se realizara el conteo de la población final (contabilizando los vivos), utilizando el mismo volumen de medición en la población inicial y se determinara la mortalidad mediante la diferencia entre población inicial-población final.

En este bioensayo se determinara además la eficiencia de los tratamientos mediante la fórmula propuesta por Henderson-Tilton (1955): $E = \frac{(1 - P_{fa}/P_{ia} \times P_{ib}/P_{fb}) \times 100}{1}$. Donde: **E**, es eficiencia de los tratamientos, **P_{ia}** es la población inicial del tratamiento, **P_{fa}** es la población final del tratamiento, **P_{ib}** es la población inicial del tratamiento testigo y **P_{fb}** es la población final del tratamiento testigo.

Análisis de datos: En los diferentes bioensayos, los datos de mortalidad se evaluarán usando el análisis Probit utilizando el software SAS (PROC PROBIT) (SAS Institute, 2002) para estimar el valor de la CL₅₀ CL₉₀ 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%.

Por cada especie plaga, se determinará el extracto vegetal con mayor efecto significativo mediante un diseño completamente al azar y comparación entre medias de los tratamientos con una prueba de rango múltiple de Tukey (P< 0.05) utilizando el paquete estadístico SAS (SAS Institute, 2002).

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
Recolecta de material vegetal		X	X	X								
Recolecta de organismos plaga		X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Reproducción y mantenimiento de plagas bajo laboratorio e invernadero		X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
Preparación de extractos vegetales		X	X	X	X	X	X	X	X	X		
Bioensayo para araña roja			X	X								
Bioensayo para araña moscas blancas y paratrioza				X	X							
Bioensayo para paratrioza					X	X						
Bioensayo para lepidópteros (Gusano cogollero)						X	X					
Bioensayo para lepidópteros (Gusano soldado)							X	X				
Bioensayo para lepidópteros (Gusano elotero)								X	X			
Bioensayo para nematodos									X	X		
Análisis de resultados			X	X	X	X	X	X	X	X	X	
Análisis estadístico de los resultados				X	X	X	X	X	X	X	X	
Redacción de informes/artículos científicos				X	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
Recolección de material vegetal												
Recolección de organismos plaga												
Reproducción y mantenimiento de plagas bajo laboratorio e invernadero												
Preparación de extractos vegetales												
Bioensayo para araña roja												
Bioensayo para araña moscas blancas y paratíozoa												
Bioensayo para paratíozoa												
Bioensayo para lepidópteros (Gusano cogollero)												
Bioensayo para lepidópteros (Gusano soldado)												
Bioensayo para lepidópteros (Gusano elotero)												
Bioensayo para nematodos												

Duración total del proyecto

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

5 -Productos Esperados

- Generar al menos 3 artículos científicos para su publicación nacional o internacional
- Generar al menos 3 tesis de Licenciatura
- 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.

Ali, M. I., Luttrell, S. and III. Young. 2006. Susceptibilities of *Helicoverpa zea* and *Heliiothis virescens* (Lepidoptera: Noctuidae) Populations to Cry1Ac Insecticidal Protein. J. Econ. Entomol. 99(1):164-175.

Almeida, F. A. C., Almeida, S. A., Santos, N. R., Gomes, J. P. y M. E. R. Araújo. 2005. Efeitos de extratos alcoólicos de plantas sobre o caruncho do feijão vigna (*Callosobruchus maculatus*). Rev. Bras. Eng. Agric. Ambient. 9(4):585-590 DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S1415-43662005000400023>

Akhurst, R. J., L. James and C. Beard. 2003. Resistance to the Cry1Ac δ -Endotoxin of *Bacillus thuringiensis* in the Cotton Bollworm, *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). J. Econ. Entomol. 96 (4): 1290-1299.

Alvarez-Colom, O., Neske, A., Popich, S. y A. Bardón. 2007. Toxic effects of annonaceous acetogenics from *Annona cherimolia* (Magnoliales: Annonaceae) on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). J. Pest. Sci. 80(1):63-67.

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.

Bianchi, A., Zambonelli, A., Zechini D'Aulerio A. and F. Bellesia. 1997. Ultrastructural studies of the effects of *Allium sativum* on phytopathogenic fungi in vitro. Plant. Dis. 81(11): 1241-1246. DOI: <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS.1997.81.11.1241>

Bourguet, D., Genissel, A. and M. Raymond. 2000. Insecticide resistance and dominance levels. J. Econ. Entomol. 93(6): 1588-1595.

Bowers, J. H. and J. C. Locke. 2000. Effect of botanical extracts on the population density of *Fusarium oxysporum* in soil and control of *Fusarium* wilt in the greenhouse. Plant Dis. 84(3): 300-305. DOI: <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS.2000.84.3.300>

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.

Burd, A. D., Gould, F., Bradley, J. R., Van, D. J. W. and W. J. Moar. 2003. Estimated Frequency of Nonrecessive *Bt* Resistance Genes in Bollworm, *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) in Eastern North Carolina. J. Econ. Entomol. 96(1):137-142.

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.
- Celis, A., Mendoza, C., Pachón, M., Cardona, J., Delgado, W. y L. E. Cuca 2008. Extractos vegetales utilizados como biocontroladores con énfasis en la familia Piperaceae. Una revisión. Agron. Colomb. 26(1): 97-106.
- Cepeda, S. M. 1995. Prácticas de Nematología Agrícola. Ed. Trillas, S.A. de C.V. México, D.F. 109 p.
- Céspedes, C. L., J. S. Calderon, L. Lina and E. Aranda 2000. Growth effects on fall armyworm *Spodoptera frugiperda* of some limonoids isolated from *Cedrela* spp. (Meliaceae). J. Agr. Food Chem. 48: 1903-1908.
- Chacon-Hernández, J. C., Landeros-Flores, J., Ruiz-Díaz, A. A., Cerna-Chávez, E. y Y. M. Ochoa-Fuentes. 2014. Supervivencia de *Tetranychus urticae* en presencia de *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae: Tetranychidae) en cuatro variedades de rosal. Entomología mexicana 13(1): 57-62.
- Corella, M. M. A. G. 2010. Volátiles Emitidos en Tres Estados Fenológicos del Nogal, *Carya illinoensis* (Wang.) K. Koch, Como Señales Químicas en la Emergencia y Atracción Alimentaria de *Acrobasis nuxvorella*. Tesis Doctoral, CIAD, A.C.
- Cuttler, P. y H. Schmutters. 1999. Natural pesticides from the Neem seed and other plants. J. Ethnopharmacology. 333: 11-19.
- De Brito, C. H., Menzozomo, J. A., Batista, J. L., Barbosa, M. and A. Murata. 2004. Bioatividade de extratos vegetais aquosos sobre *Spodoptera frugiperda* em condições de laboratorio. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica) 71:41-45.
- 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 "Bioprospección 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.
- De Marcano, A., Vargas, N. y A. Pire 2005. Efecto de extractos vegetales y fungicidas sintéticos sobre el crecimiento micelial in vitro de *Sclerotium rolfsii* y *Thielaviopsis basicola*. Rev. Fac. Agron. 22(4): 315-324. Fecha de consulta: 12 de enero de 2017. Disponible en: http://www.scielo.org/ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S037878182005000400001&lng=es&tlng=es.
- Dixon, R. A. 2001. Natural products and plant disease resistance. Nature 411: 843-847. DOI: doi:10.1038/35081178
- Duke, S. O. 1990. Natural pesticides from plants. pp. 517-523. En: Janick, J. and J. E. Simon (Eds.). Advances in new crops. Timber Press, Portland, Oregon. 829 Pag.
- Ducrot, P. H. 2005. Organic chemistry's contribution to the understanding of biopesticidal activity of natural products from higher plants. pp. 47-58. En: Regnault, R. C., B. J. J. Philogene and C. Vincent (Eds.). Biopesticides of plant origin. Lavoisier and Intercept, Ltd., Paris and Andover. 313 Pag.
- Eisenback, D., Hirschmann, J., Sasser, H. and A. Triantaphyllou. 1981. Guide to the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* sp.). Plant pathology and genetics North Carolina State University and the United States Agency for International Development, Raleigh, North Carolina. pp. 321-348.
- Gamboa A. R., Hernández C. F. D., Guerrero R. G., Sánchez A. A., y R. H. S. Lira S. 2003. Inhibición del crecimiento micelial de *Rhizoctonia solani* Kühn y *Phytophthora infestans* Mont. (De Bary) con extractos vegetales metanólicos de hojásén (*Flourensia cernua* D.C.). Rev. Mex. Fitopatol. (21): 13-18.
- González-Castillo, M., Noé Aguilar C. y R. Rodríguez-Herrera 2012. Control de insectos-plaga en la agricultura utilizando hongos entomopatógenos: retos y perspectivas. Acta Química Mexicana 4(8): 42-55.
- Grainge, M. y S. Ahmed. 1988. Handbook of plant with pest-control properties. John Wiley and sons, Nueva York. 470 Pag.
- Henderson, C. F. and E. W. Tilton. 1955. Tests with acaricides against brown wheat mite. Journal of Economic Entomology 48(2): 157-161.
- Ibáñez F. y R. Zoppolo. 2008. Manejo de plagas en agricultura orgánica: extractos de "paraíso" para control de insectos. Boletín de Divulgación N° 94. Unidad de Comunicación y Transferencia de Tecnología del INIA, Montevideo, Uruguay. 16 Pág. Fecha de consulta: 13 de enero de 2017. Disponible en: <http://pop.rapaluru.org/organicos/articulos/Paraíso%20insecticida.pdf>
- Insecticide Resistance Action Committee (IRAC). 2016. Método de prueba de susceptibilidad con base en *Psylla* spp. (Hemiptera: Psyllidae) (útil para todas las etapas de desarrollo). Fecha de consulta: 15 de enero de 2017. Disponible en: <http://www.irac-online.org/>
- Isman, M. 2002. Insect antifeedants. Pesticide Outlook. 13(4): 152-157.
- Isman, M. 2006. Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and increasingly regulated world. Annu. Rev. Entomol. 51:45-66.
- Jazzar, C. y E. A. Hammad. 2003. Eficacia de las hojas y frutos del extracto de *Melia azedarach*. Boletín de insectología

LV1 (2).

- Kristó, T. S., Terdy P. P., Simándi B., Szoke, E., Lemberkovics, E. and A. Kéry. 2001. Efficiency of supercritical fluid extraction for the production of non-volatile terpenoids from *Taraxaci radix*. *Acta pharmaceutica Hungarica* 71(3):318-24.
- Krueger, R., Dover, K. E., McSorley, R. and K. H. Wang. 2010. Marigolds (*Tagetes* spp.) for Nematode Management. ENY-056 (NG045). Entomology & Nematology Department, Florida Cooperative Extension Service, University of Florida, Gainesville, Florida, USA. En: <http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/NG/NG04500.pdf> (Fecha de consulta: 13 de Enero de 2017).
- Mansaray, M. 2000. Herbal remedies food or medicine?. *Chem. Ind.* 20(16): 677-678.
- Molina, N. 2001. Uso de extractos botánicos en control de plagas y enfermedades. *Avances en el fomento de productos fitosanitarios no-sintéticos. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 59, 76-77.
- Montes-Belmont, R., y H. E. Flores-Moctezuma. 2011. La aleopatía como base científica para el manejo de nematodos fitoparásitos. In: Rodríguez-Hernández, C., López-Olguín, J. F., y A. Aragón-García (Eds.) *Alternativas ecológicas contra plagas. Agricultura sostenible. Colegio de Postgraduados y Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México* pp: 167-182.
- Ottaway, P. B. 2001. The roots of a health diet. *Chem. Ind.* 22: 42-44.
- Parra-Henao, G., García P. C. M. y J. M. T. Cotes. 2007. Actividad insecticida de extractos vegetales sobre *Rhodnius prolixus* y *Rhodnius pallescens* (Hemiptera: Reduviidae). *Bol. Mal. Salud. Amb.* 47(1):125-137. Disponible en: http://www.scielo.org/ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-46482007000100011&lng=es&nrm=iso. ISSN 1690-4648.
- Pascual-Villalobos, M. J. 1996. Evaluación de la actividad insecticida de extractos vegetales de *Chrysanthemum coronarium* L. *Bol. San. Veg. Plagas.* 22: 411-420.
- Pungitore, C. R., García, M., Gianello, J. C., Sosa, M. E. and C. E. Tonn. 2005. Insecticidal and antifeedant effects of *Junellia aspera* (Verbenaceae) triterpenes and derivatives on *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). *J. Stored Prod. Res.* 41(4): 434-443.
- Ruiz, N. R. E., Ruiz, N. J. A., Guzmán G. S. y E. J. L. Pérez. 2011. Manejo y control de plagas del cultivo de tomate en Cintalapa, Chiapas, México. *Rev. Int. Contam. Ambie.* 27(2): 129-137.
- Rocha-Estrada, J. G. y F. L. García-Carreño. 2008. Insecticidas clásicos y biopesticidas modernos: avances en el entendimiento de su mecanismo de acción. *BioTecnología.* 12(1): 50-62.
- Rodríguez, A. T., Morales D. y M. A. Ramírez. 2000. Efecto de extractos vegetales sobre el crecimiento in vitro de hongos fitopatógenos. *Cultivos Tropicales.* 21(2): 79-82. Fecha de consulta: 13 de enero de 2017. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/1932/193215024014.pdf>
- Roel, A. R., Vendramim, J. D., Shiraishi, R. R. T. e N. Frighetto. 2000. Efeito do extrato acetate de etila de *Trichilia pallid* Swartz (Meliaceae) no desenvolvimento e sobrevivência da lagarta-do-cartucho. *Bragantia* 59(1): 53-58.
- Salazar G. C., Betancourth C. A. y T. I. Baca. 2003. Evaluación de extractos vegetales sobre mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) en frijol en condiciones de laboratorio. *Revista de Ciencias Agrícolas.* 20(1-2): 50-61.
- SAS Institute. 2002. The SAS System for Windows. Release 9.0. SAS, Institute, Cary N. C. U.S.A.
- Sosa, M. E. and C. E. Tonn. 2008. Plant secondary metabolites from Argentinean semiarid lands: bioactivity against insects. *Phytochemical Review* 7(1): 3-24.
- 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.
- Taylor, D. P. and C. Netscher. 1974. An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. *Nematológica* 20: 268-269.
- Valladares, G., Defago, M. T., Palacios, S. and C. Carpinella. 1997. Laboratory evaluation of *Melia azedarach* (Meliaceae) extracts against the Elm Leaf Beetle (Coleoptera: Chrysomelidae). *J. Econ. Entomol.* 90(3): 747-750.
- Vázquez, L. A., Pérez-Flores, L., y R. Díaz-Sobac. 2007. Biomoléculas con actividad insecticida: una alternativa para mejorar la seguridad alimentaria. *Ciencia y Tecnología Alimentaria* 5(4): 306-313.
- Zavaleta-Mejía, E. 1999. Alternativas de manejo de las enfermedades de las plantas. *TERRA.* 17(3): 201-207.