

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Cuantificación de Enzimas Detoxificativas Asociadas a la Resistencia de Insecticidas
en el Pulgón Amarillo del Sorgo *Melanaphis sacchari* Zehntner en la Zona Suroeste
del Estado de Guanajuato

Por:

MARCELO ANDRÉS POSADA MARTÍNEZ

TESIS

Presentado como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México

Diciembre de 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Cuantificación de Enzimas Detoxificativas Asociadas a la Resistencia de Insecticidas en el Pulgón Amarillo del Sorgo *Melanaphis sacchari* Zehntner, en la Zona Suroeste del Estado de Guanajuato

Por:

MARCELO ANDRÉS POSADA MARTÍNEZ

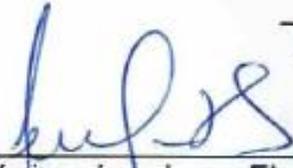
TESIS

Presentado como requisito parcial para obtener el título de:

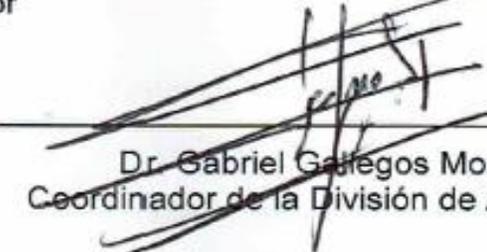
INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por el Comité de Asesoría:


Dr. Ernesto Cerna Chávez
Asesor Principal


Dr. Jerónimo Landeros Flores
Coasesor


Ing. Enrique García Burgos
Coasesor


Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre de 2018



AGRADECIMIENTOS

A **DIOS** por darme fuerza, paciencia en todos los momentos que lo he necesitado y ha estado a mi lado, dándome la oportunidad de llegar a este momento de mi vida.

A mi **ALMA TERRA MATER** la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por recibirme con los brazos abiertos al momento de mi llegada, orientar mi camino y darme la dicha de llegar a ser un profesionista lo cual nunca imagine ni en el más mínimo momento de mi infancia.

Al **DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA** por orientar mi camino y darme las herramientas necesarias para enfrentar una vida llena de obstáculos.

Al **Dr. ERNESTO CERNA CHAVEZ** por su amistad su apoyo y su orientación al transcurso de mi carrera por todos los conocimientos aportados a mi desarrollo y por ser un gran tutor.

Al **Ing. ENRIQUE GARCÍA BURGOS** por su constante apoyo y paciencia al ayudarme con mi trabajo de investigación, por su amistad reconociendo que es además de un grandioso ingeniero es una gran persona.

A la **Dr. JERÓNIMO LANDEROS FLORES** por todo el apoyo brindado durante mi trabajo de investigación y la materia impartida gracias.

A mis compañeros de generación por su apoyo en las veces que nos quedamos asta tarde estudiando.

Les deseo lo mejor de la vida y un éxito rotundo en todos y cada una de sus objetivos propuestos gracias a ustedes por apoyarme y no darme la espalda.

"Gracias"

DEDICATORIA

A mis Padres

Sr. Marcelo Posada Camacho por todas esas veces que no querías ir a trabajar veías a tu familia y te levantabas para llevar el sustento a la casa por enseñarme a trabajar por mostrarme el camino correcto en la vida por todas esas enseñanzas que no fueron más que otra cosa para aprender a levantarme siempre una vez más y demostrarle a la vida que si quieres puedes y sobre todo dejarme la mejor herencia del mundo el estudio y sobre todo el amor y cariño que siempre me mostraste gracias papa.

Sra. María Luisa Martínez Sánchez por todo su amor y cariño que siempre me ha dado por las veces que estuve enfermo o lastimado y me curaste por cuidarme por preocuparte por mí, por defenderme todas y cada una de las veces que fue necesario por todas las veces que has puesto comida en la mesa aunque no pongamos de nuestra parte para ayudar por apoyarme a estudiar desde la prepa que yo quería trabajar y me animaste a estudiar cuando ni yo creí que fuera lo mejor y hoy gracias a ti mama y a mi papa hoy puedo terminar una carrera universitaria gracias mama.

A mis Abuelitos

Sr. Franco Posada Colmenero que siempre me apoyaste moral y económicamente para ir avanzando en mis estudios por todas esas platicas y consejos que me diste sobre todo ese gran amor que se siente al estar junto a usted gracias PaFranco.

Sra. Rafaela Camacho García por ese amor incondicional que me dio al momento de mi estancia en la universidad y su cálido recibimiento cuando llego a la casa muchas gracias MaRafe.

A mis hermanos

Alejandro Posada Martínez por ese apoyo moral que siempre me brindaste de hermano mayor además del apoyo económico que me brindaste siempre que me sacaron de apuros además a mi cuñada **Maira Guadalupe** y mis sobrinos **Héctor Alexander** y **Eric** por su cariño y apoyo gracias Ale y familia.

José Franco Posada Martínez por tu cariño y apoyo moral y económico que me brindaste en mi estancia en la universidad gracias Franky.

Sandra Marcela Posada Martínez por tu cariño y comprensión cuando te pedía algo y refunfuñando lo hacías gracias Sandi.

José Fernando Posada Martínez por todo tu cariño y tu amor que siempre me brindaste y sobre todo esas miles de sonrisas que me sacaste además gracias Fersito.

Al **Sr. Román Martínez Olvera** y la **Sra. Benita Sánchez Morales** por su apoyo cariño que siempre me brindaron Gracias PapaRoman y MamaBenita.

A la Srta. Jeessica Morales. Que siempre Me ayudo, me apoyo durante mi estancia en saltillo dándome fuerzas de donde no había para seguir adelante, además de brindarme todo su amor, cariño y sobre todo comprensión en momentos de mucho estrés. Muchas gracias sé que serás una ingeniera extraordinaria te deseo todo el éxito del mundo.

A mis Tíos

La **Sra. Dolores Posada Camacho** por su cariño apoyo y simpatía que siempre me ha brindado gracias tía lola.

Al **Lic. Manuel Rosas** que siempre me aconsejo y brindo su apoyo.

A **Sra. Guadalupe Martínez Sánchez** por su cariño y simpatía que siempre me anima a seguir adelante con mis estudios.

Al **Sr. Francisco Posada** que me ha apoyado y a mi familia a su manera.

A mis Primos

Rony Rodríguez Posada que me ha apoyado más de una vez me comparte su alegría sus locuras y sus aventuras.

Homero Franco Posada Sinecio que me ha apoyado en todas las ocasiones que ha podido.

Robert Antoni Rodríguez Posada que a tu manera me apoyaste en todo lo que pudiste.

Juan Manuel Posada Sinecio por tu apoyo moral y todas las aventuras en las que me invitaste

A mis primas

Nancy Alejandra gracias por tu apoyo para trazar mi camino en la vida.

Rafaela Posada Sinecio por tu apoyo y tus ánimos de que siguiera adelante con mis estudios.

A mis amigos y conocidos

Erik Rubén, por tu gran apoyo, Leonardo Posada, Efrén Pérez, Juan Manuel, Emanuel, Octavio Pérez, Gelasio Humberto, Edgardo Delgado Y su hijo Gardito, David Posada, Tony, Eduardo Posada, Juan Pablo, Ramiro Posada, Ramiro Jiménez, Daniel Jiménez y sin olvidar a mi querido amigo Víctor Manuel Fabián García (+) siempre estarás en mi corazón descansa en paz.

A mis amigos de la universidad

Isaac Navarro, Salvador Ordaz, Alonzo Martínez, Francisco Javier, Luis Enrique, Raúl Delgado, Francisco Martínez, Venustiano García, Noel Brandon.

A mis maestros de la Universidad.

Por contribuir a mi aprendizaje y durante mi estancia en la narro además de ayudarme a trazar mi camino en la vida.

A mis maestros de la preparatoria

Por enseñarme cual era el camino y por su voluntad a que me superara Ing. Francisco Javier. Ing. Cesar Jaramillo y la Lic. Ana María del Carmen

Sin duda nada de esto lo podría lograr sin su apoyo su amistad y el cariño que siempre me brindaron sin pensarlos gracias a cada uno por contribuir con su granito de arena para que pudiera construir mi futuro, muchas gracias a todos les estoy y estaré eternamente agradecido.

Gracias Familia y Amigos

Con cariño y aprecio

Andrés

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
INDICÉ DE FIGURAS	ix
ÍNDICE DE CUADROS	x
RESUMEN	xi
I. INTRODUCCION	1
1.1 Objetivo General	3
1.2 Objetivo Especifico	3
1.3 Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 Origen del Sorgo	4
2.2 Importancia del Sorgo	4
2.3 Producción de Mundial	5
2.4 Producción Nacional	5
2.5 Producción en el estado de Guanajuato	6
2.6 Taxonomía del Sorgo	6
2.7 Descripción Botánica	7
2.7.1 Planta.	7
2.7.2 Morfología	7
2.8 Principales plagas en el sorgo	9
2.8.1 Gusano cogollero (<i>Spodoptera frugiperda</i>)	9
2.8.2 Chinchas. (<i>Oebalus mexicana</i> , <i>Dichelops furcatus</i>)	9
2.8.3 Mosca de la panoja del sorgo (<i>Contarinia sorghicola</i>)	10

2.8.4 Gusano telarañero (<i>Celama sorghiella</i>)	10
2.8.5 Gusano soldado (<i>Spodoptera exigua</i>)	11
2.8.6 Gusano trozador (<i>Agrotis ipsilon</i>)	11
2.8.7 Gusano saltarín (<i>Elasmopalpus lignosellus</i>)	11
2.8.8 Gallina ciega (<i>Phyllophaga spp</i>)	12
2.8.9 Pulgón amarillo (<i>Melanaphis sacchari</i>)	12
2.9 Taxonomía del Pulgón Amarillo del Sorgo	13
2.10 Ciclo de vida de <i>Melanaphis sacchari</i>	13
2.10.1 Ninfa	13
2.10.2 Adulto	14
2.11 Hospederos	14
2.12 Daños	14
2.12.1 Daño directo	15
2.12.2 Daños indirectos	15
2.13 Virus del Mosaico de la Caña de Azúcar (ScMV)	16
2.14 Virus de la Hoja Amarilla de la Caña de Azúcar (SCYLV)	16
2.15 Métodos de Control	16
2.15.1 Control cultural	16
2.15.2 Control biológico	17
2.15.3 Control químico	18
2.16 Efectos de la Aplicación Química	18
2.17 Resistencia	19
2.17.1 Resistencia por comportamiento.	19
2.17.2 Resistencia cruzada	19
2.17.3 Resistencia de penetración	20
2.17.4 Resistencia al sitio de acción	20

2.17.5 Resistencia metabólica _____	20
2.18 Determinación De Resistencia _____	20
2.18.1. Bioensayos _____	21
2.18.2 Electroforesis _____	21
2.18.3 Pruebas moleculares _____	21
2.18.4 Pruebas bioquímicas _____	22
III. MATERIALES Y METODOS _____	24
3.1 Colecta de Material Biológico _____	24
3.2 Ubicación del Experimento _____	26
3.3 Pruebas bioquímicas _____	26
3.3.1. Cuantificación de proteína a <i>Melanaphis sacchari</i> _____	26
3.4 Preparación de homogenatos _____	27
3.5 Pruebas Bioquímicas _____	28
3.5.1 Determinación de alfa y beta esterasas _____	28
3.5.2 Determinación de oxidasas _____	29
3.5.3 Determinación de Glutation-S-transferasa _____	29
3.5.4 Determinación de acetilcolinesterasa _____	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN _____	32
V. CONCLUSIONES _____	39
VI. BIBLIOGRAFÍA _____	40

INDICÉ DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Municipios muestreados de <i>Melanaphis sacchari</i> en el estado de Guanajuato. -----	24
Figura 2. Colecta de material biológico. -----	26
Figura 3. Aforación en tubos eppendor. -----	27
Figura 4. Aforación de diluyente. -----	27
Figura 5. Coloración para la determinación de Alfa y Beta Esterasas. -----	28
Figura 6. Coloración para la determinación de Oxidasas. -----	29
Figura 7. Coloración para la determinación de GST. -----	30
Figura 8. Coloración para la determinación de Acetilcolinesterasa. -----	31
Figura 9. Nivel de clasificación de α -Est por municipio en Guanajuato.-----	33
Figura 10. Nivel de clasificación de ACE por municipio en Guanajuato.-----	34
Figura 11. Nivel de clasificación de β -Est por municipio en Guanajuato.-----	35
Figura 12. Nivel de clasificación de GTS por municipio en Guanajuato.-----	37
Figura 13. Nivel de clasificación de Oxi por municipio en Guanajuato. -----	38

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Coordenadas de las diferentes comunidades Productoras de sorgo, muestreadas en la zona suroeste del estado de Guanajuato -----	25
Cuadro 2. Clasificación de resistencia a la enzima α -Esterasa por municipios en Guanajuato -----	32
Cuadro 3. Clasificación de resistencia a la enzima ACE por municipios en Guanajuato -----	34
Cuadro 4. Clasificación de resistencia a la enzima β - Esterasa por municipios en Guanajuato -----	35
Cuadro 5. Clasificación de resistencia a la enzima GTS por municipios en Guanajuato -----	36
Cuadro 6. Clasificación de resistencia a la enzima OXI por municipios en Guanajuato -----	38

RESUMEN

El pulgón amarillo, afectó la producción de sorgo en el 2015 tanto en riego como en temporal, reduciendo la producción de un 70 a un 100% en los sitios donde no se atendió el problema, al paso del tiempo estos daños por pulgón amarillo se han ido agravando y afectando de manera considerable en la producción de sorgo en la entidad, por lo que se ha incrementado el uso de insecticidas para el control de esta especie, lo que traen consigo problemas de resistencia a los principales ingredientes activos empleados para su manejo, por lo que el objetivo de la presente investigación consistió en cuantificar y determinar la actividad enzimática de las enzimas alfa y beta esterases, glutatión s-transferasas, acetilcolinesterasas y oxidasas, presentes en el pulgón amarillo del sorgo (*Melanaphis sacchari*) con muestras obtenidas de parcelas de sorgo (*Sorghum bicolor*) en la región sureste del estado de Guanajuato, que consiste en los municipios de Abasolo, Cuerámara, Huanímaro Pénjamo y Valle de Santiago. Donde los resultados arrojaron la presencia de todas las enzimas, reportando a α y β esterases así como las Oxidasas, con las enzimas con mayor presencia en los municipios muestreados.

Palabras clave: *Melanaphis sacchari*, *Sorghum bicolor*, resistencia, enzimas, detoxificación.

I. INTRODUCCION

El cultivo del sorgo (*Sorghum bicolor*L.) es uno de los cereales más importantes en el planeta, del cual se alimentan grandes regiones de África, Asia y en los trópicos semiáridos de todo el mundo (Ragae et al., 2006). México ocupa el cuarto lugar como mayor país productor de sorgo con 8,394,056.77 ton (FAOSTAT, 2014). Donde ha sido un factor importante como componente fundamental de los alimentos balanceados del sector pecuario, utilizado ampliamente para la alimentación de aves, cerdos, bovinos, ovinos y equinos, (SIAP, 2003). Según la encuesta nacional agropecuaria realizada por el Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), en coordinación con la Secretaría de Agricultura, Ganadería, desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), el estado de Guanajuato aparece como segundo productor de sorgo (Hernández, 2015). El pulgón amarillo del sorgo (*Melanaphis sacchari*) es considerado, por la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria, como una plaga de importancia económica que daña a los cultivos de sorgo, avena, caña de azúcar, trigo y cebada. Presentando como hospedantes secundarios al arroz, al maíz y zacate Johnson, entre otros (SENASICA, 2017). El pulgón infecta estos cultivos por que la savia es su principal alimento, esto ocasiona que disminuya la cantidad de nutrientes que llegan al grano lo cual ocasiona que para de crecer la planta, además de un pobre llenado del grano y por tanto presente mermas en el rendimiento (Cacelín, 2017). En Guanajuato, a partir de Julio del 2014 su producción se ha visto riesgo debido que a finales de ese año se detectaron brotes importantes del pulgón amarillo (Rodríguez et al., 2016). En 2015 esta plaga afectó la producción de sorgo tanto en riego como en temporal, reduciendo la producción hasta en un 100 por ciento en los sitios donde no se atendió el problema (Cacelín, 2017). Actualmente los niveles de incidencia han disminuido gracias a los programas de manejo establecidos sin dejar

atrás los umbrales económicos, donde 50 pulgones por planta se deben implementar métodos de control (SDAYR, 2018). A su llegada el método más utilizado para el control del pulgón amarillo del sorgo es la aplicación de productos químicos, lo que empeora la situación de esta debido a que es un insecto de ciclo de vida corto, por lo cual se cree que exista desarrollo de resistencia. Presentando la hipótesis que pudiese ser la resistencia adquirida por parte de estos insectos de tipo metabólica que consiste en degradar la partícula tóxica del insecticida que anteriormente era perjudicial para el insecto. Las enzimas responsables de esta detoxificación enzimática son: Acetilcolinesterasa α -esterasas, β -esterasas, Glutathion S-transferasa y Oxidasas.

1.1 Objetivo General

Determinar los mecanismos de resistencia de *Melanaphis saccahari* en la zona suroeste del estado de Guanajuato

1.2 Objetivo Especifico

Determinar la proporción de resistencia conferida por enzimas detoxificativas en los municipios de Abasolo, Cuerámara, Huanímaro Pénjamo y Valle de Santiago del estado de Guanajuato. Para las enzimas α -Esterasas, β -Esterazas, Oxidasas, Glutation S-Transferasas y Acetilcolinesterasas.

1.3 Hipótesis

La distribución del contenido de enzimas será diferente entre las poblaciones estudiadas de cada municipio

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Origen del Sorgo

Tanto el sorgo para grano como el sorgo para forraje son cultivos muy antiguos en nuestro país, probablemente anteriores al del maíz, debido a que el sorgo es originario de África y debió introducirse en España en la Alta Edad Media, mientras que el maíz se introdujo, obviamente, a partir del descubrimiento de América (García, 1982). El sorgo *Sorghum spp.* es un género de gramíneas oriundas de las regiones tropicales y subtropicales de África Oriental. Se cultivan en su zona de origen, Europa, América y Asia como cereal para consumo humano, animal, en la producción de forrajes, y para la elaboración de bebidas alcohólicas y escobas (SSMA, 2016).

2.2 Importancia del Sorgo

El sorgo es un cultivo que en algunas regiones del mundo está sustituyendo al cultivo de maíz, por su resistencia a enfermedades virósicas, fungosas y poca demanda de agua. La importancia de este cultivo ha aumentado considerablemente en los últimos años debido a su utilización en la alimentación humana. En la industria de panificación la harina de sorgo está tomando auge, ya que se ha comprobado que puede sustituir hasta en un 50% a la de trigo, en las mezclas para la elaboración de pan, sin afectar la calidad de éste. Bajo el sistema de monocultivo (Zeledón *et al.*, 2007). El sorgo es una gramínea de origen tropical que ha sido adaptada, a través del mejoramiento genético, a una gran diversidad de ambientes, siendo considerado uno de los cultivos mundiales de seguridad alimentaria (Carrasco *et al.*, 2011).

2.3 Producción de Mundial

El Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA) estimó que la Producción Mundial de Sorgo del 2015 a 2016 sería de 68.97 millones de toneladas, cerca de 1.87 millones de toneladas más de lo estimado. La Producción Mundial de Sorgo del 2014 fue de 63.11 millones de toneladas. Los 68.97 millones de toneladas estimados este año podrían significar un incremento de 5.86 millones de toneladas o un 9.29% en la producción de sorgo alrededor del mundo (Bayer, 2015). Se prevé que durante el ciclo comercial 2016 a 2017 se observará un nivel de producción mundial de 63.7 millones de toneladas. Las expectativas de producción para el ciclo mencionado representan un aumento de 5.9 por ciento con respecto a la producción obtenida en 2015 a 2016. Lo anterior ante un incremento de 7.1 por ciento en el rendimiento promedio mundial. Destaca el crecimiento en la producción de sorgo en Nigeria, México, Sudán, India y Etiopía. En el caso de Estados Unidos, principal productor en el mundo de este grano, se espera decremento en su producción para el ciclo 2016 a 2017 (FIRA, 2016).

2.4 Producción Nacional

A pesar de que el sorgo se cultiva en casi en toda la República Mexicana, tan solo cinco estados aportaron el 82% de la producción nacional para el período de análisis, en orden de importancia dichos estados son: Tamaulipas (37.1%), Guanajuato (23.2%), Michoacán (10.4%), Sinaloa (7%) y Jalisco (5.2%). En orden de importancia los principales estados con relación a la superficie sembrada de sorgo son Tamaulipas (49.4%), Sinaloa (12.7%), Guanajuato (11.9%), Michoacán (6.7%) y Jalisco (3.3%), mismos que en conjunto agrupan cerca del 85% (SAGARPA, 2008). Durante el año agrícola 2015, compuesto por el ciclo Otoño-Invierno 2014 y el ciclo Primavera-Verano 2015, la producción de sorgo grano en México decreció a una tasa anual de 38.1 por ciento para totalizar 5.1 millones de toneladas en 2015. Lo anterior como consecuencia de las afectaciones provocadas por el pulgón amarillo en algunas regiones productoras, entre otros factores (FIRA, 2016).

2.5 Producción en el estado de Guanajuato

Guanajuato es el segundo estado productor de grano de sorgo en el país, con una superficie de 300 mil hectáreas y una producción de 1 millón 300 mil toneladas de sorgo, lo que representan el 15% y 19% de la superficie y producción a nivel nacional (Martínez *et al.*,1990). En el estado de Guanajuato, debido a las condiciones favorables de clima, suelo y agua, se establecen más de 70 cultivos diferentes. Destaca por su importancia económica y social el cultivo de sorgo del cual se establecen en promedio 270,000 ha las cuales aportan hasta el 41% de la producción nacional (CESAVEG, 2008). Según la encuesta nacional agropecuaria realizada por el Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), en coordinación con la Secretaría de Agricultura, Ganadería, desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), el estado de Guanajuato aparece como segundo productor de sorgo y trigo en el país, sexto de frijol y noveno de maíz blanco (Hernández, 2015).

2.6 Taxonomía del Sorgo

Descripción Taxonómica según Moench en 1974

División: Fanerógamas

Subdivisión: Angiospermas

Clase: Monocotiledóneas

Orden: Glumíferas

Familia: Gramineas

Subfamilia: Rinicoideas

Tribu: Andropogóneas

Género: *Sorghum*

Especie: *bicolor*

2.7 Descripción Botánica

2.7.1 Planta.

Herbácea, de crecimiento anual, la mayoría de las veces provista de rizoma, de tallos recios, nudosos y con entrenudos huecos (Ibar, 1987), tiene una altura de 1-2 metros. El sorgo *Sorghum bicolor* Moench es uno de los cereales que por sus características agronómicas y nutricionales pudiera aportar grandes beneficios en la alimentación, tanto humana como animal, a nivel mundial, tropical y nacional (Pérez *et al.*, 2010).

2.7.2 Morfología

2.7.2.1 Raíz

La profundidad de enraizado es generalmente de 1 a 1.3 metros, con 80% de las raíces en los primeros 30 centímetros (Zeledón *et al.*, 2007). Las raíces son adventicias, fibrosas y desarrollan numerosas raíces laterales; la profusa ramificación y amplia distribución es la razón por la que presenta resistencia a la sequía (Valladares, 2010). Presenta un sistema radical profuso que le brinda una estructura de soporte muy desarrollada, lo que permite acumular gran cantidad de reservas; además le confiere una mayor capacidad de penetración y mejor persistencia en climas secos, donde la escasez de agua se mantiene por períodos prolongados (González, 1961; Duke, 1983).

2.7.2.2 Tallo

El sorgo es una planta de un solo tallo, pero puede desarrollar otros (hijos) dependiendo de la variedad y el ambiente. Los tallos tienen de 7 a 24 nudos y son erectos (Zeledón *et al* 2007). Cilíndrico, erecto, sólido y puede alcanzar alturas desde 0.5 - 5 m de longitud, el cual está dividido en nudos y entrenudos, variando en número según la variedad. (Valladares, 2010). ; su tallo es grueso, con espinas que nacen por

pares, y la altura puede oscilar de 1 a 3 m. Los nudos presentan abundantes pilosidades. (González, 1961; Duke, 1983).

2.7.2.3 Hoja

El número de hojas varía de 7 a 24 según la variedad y el período de crecimiento, son erectas hasta casi horizontales y se encorvan con la edad y su ancho entre 1.5 a 15 cm; son alternas y lanceoladas o linear-lanceoladas, con una superficie lisa y cerosa (Zeledón *et al.*, 2007), aserradas, anchas y ásperas en su margen; estas tienen la propiedad de quitinización durante los períodos secos, lo que retarda el proceso de desecación (González, 1961; Duke, 1983). La vaina termina en una corta lígula membranosa y de una longitud comprendida entre 30 - 100 cm (Valladares, 2010).

2.7.2.4 Inflorescencia

Es una panícula de racimo, cuando está inmadura es forzada hacia arriba dentro de la vaina más alta (buche), La exersión es importante para la cosecha mecanizada y para la tolerancia de plagas y enfermedades. La panícula es corta o larga, suelta y abierta, y compacta o semi-compacta. Puede tener de 4 a 25 cm de largo, 2 a 20 cm de ancho y contener de 400 a 800 granos, según el tipo de panícula (Zeledón *et al.*, 2007). Cada panícula pude contener de 400 a 8 000 granos, con un valor energético aproximado de 1,08 Mcal/kg; comparado con el maíz es un poco más rico en proteínas, pero más pobre en materia grasa deficitaria en lisina (Pérez et al 2010). Cuenta con un raquis central completamente escondido por la densidad de las ramas de la panícula o totalmente expuesto puede llegar a tener hasta 6000 flores. El color de la semilla es blanco, rojo, café o amarillo (Valladares, 2010).

2.7.2.5 Fruto

El grano de sorgo varía en el color que va desde el blanco a tonalidades oscuras de rojo y pardo, pasando por el amarillo pálido, hasta pardo purpura profundo. Los colores

más comunes son el blanco, el bronce y el pardo. Los granos son por lo general esféricos, pero varían en dimensión y forma. El peso de 1 000 granos de sorgo tiene un amplio margen de variación, de 3 a 80 g, pero en la mayoría de las variedades va de 25 a 30g. El grano está cubierto parcialmente de glumas (Valladares, 2010).

2.7.2.6 Semilla

Esféricas y oblongas de 3 mm, el color del grano es muy variable, desde el blanco al castaño, pasando por el rojizo, admitiendo combinaciones de colores (García, 1982). La semilla es gruesa, comprimida, oval y desnuda, y presenta varios colores como café, azulado, negro, blanco, rojizo y amarillo, entre otros (Perez *et al*/2010).

2.8 Principales plagas en el sorgo

2.8.1 Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*)

En el cultivo de sorgo forrajero la plaga de mayor importancia en la región, es el gusano cogollero el cual se presenta entre los 20 y 30 días después de la emergencia de plantas, principalmente en la siembra que se realiza en los últimos días del mes de abril (Villa *et al.*, 2005). En la última etapa del cultivo puede afectar la panoja, estigmas y granos (Pioneer, 2014). Las especies del orden Lepidoptera son los que causan mayor merma a los rendimientos por el daño que ocasiona al tejido foliar de las plantas en la etapa de crecimiento (INTAGRI, 2017).

2.8.2 Chinchas. (*Oebalus mexicana*, *Dichelops furcatus*)

La chinche café es actualmente es la principal plaga del sorgo y para controlarla es necesario conocer su ciclo de vida y cuando daña al cultivo (INIFAP, 1991). Diversas especies de estos insectos atacan los granos del sorgo cuando se encuentran en estado lechoso; menos preferidos son los granos en estado masoso o duro. Los granos

afectados muestran menor tamaño, peso y vigor. Puede causar pérdidas hasta del 60% de la cosecha (INIFAP, 2012). Los daños de chinche de los cuernos en maíz (como en sorgo) se ponen en evidencia por el retorcimiento de plántulas o de plantas jóvenes, severa detención del crecimiento, producción de macollos en algunos casos, y hasta muerte de plántulas de maíz por ataques intensos con picado de plántulas en estados muy susceptibles (Luna, 2016).

2.8.3 Mosca de la panoja del sorgo (*Contarinia sorghicola*)

Es la principal plaga del sorgo a nivel mundial, pues causa pérdidas de hasta el 100% si no se controla. Tiene la característica de que pasa inadvertido por su tamaño pequeño, de tal manera que el daño sólo se aprecia al tiempo de maduración del grano, cuando ya causó pérdidas al cultivo (Sarh, 1986). La mosquita sobrevive de un ciclo a otro como larva en hospederos silvestres como el zacate Johnson, por lo que es necesario su eliminación (CESAVEG, 2004). El adulto de la mosca es un díptero diminuto de color anaranjado-rojizo, es de apariencia frágil, el macho mide aproximadamente 1.3 mm de largo, vive sólo unas cuantas horas y la hembra 1.6 mm, poseen franjas en el borde de sus alas (SAGARPA, 2005).

2.8.4 Gusano telarañero (*Celama sorghiella*)

Es frecuente observar larvas con la mitad del cuerpo dentro del grano y restos de sus excrementos entre las espiguillas (Tovar y Gallardo, 2015). Cuando el gusano telarañero es molestado se deja caer y queda colgado de un hilo de seda que, con la acción del viento, le permite moverse de una panoja a otra. Las larvas jóvenes son de un tamaño de hasta 7 milímetros de largo, en esta etapa causan poco daño. Las larvas más viejas miden hasta 1.6 a 1.8 centímetros de longitud, se alimentan de la semilla en maduración, granos lechoso-masoso hasta los que están en proceso de endurecimiento (Tovar, 2015).

2.8.5 Gusano soldado (*Spodoptera exigua*)

Las larvas son de color negro o verde oscuro, miden de 4 a 5 cm de largo, son de color blanco amarillento y cubiertos de pelusa. Las larvas recién salidas raspan la superficie de las hojas, luego se alimentan de los márgenes de las hojas, avanzando hacia el centro de ésta dejando solamente la nervadura central. Puede alimentarse del grano en maduración (Zeledón *et al.*,2007).

2.8.6 Gusano trozador (*Agrotis ipsilon*)

Las larvas se ocultan en el suelo durante el día y se mueven a la superficie del suelo a la noche donde cortan las plantas que apenas están sobre la superficie del suelo. Éste es el daño típico para la mayoría de las especies del gusano cortador. Tienen hábitos alimenticios nocturnos; durante el día se les encuentra semienterrados en el suelo cerca de las plantas. Esta plaga tiene hábitos solitarios, comúnmente se alimentan de plantas de semillero a nivel del suelo, cortan el tallo y, a veces arrastran las plantas a sus refugios (García *et al.*, 2012).

2.8.7 Gusano saltarín (*Elasmopalpus lignosellus*)

Está reportada atacando cultivos como el frijol, maní, sorgo y soya (Posada, 1989). Se pueden encontrar en el suelo, en las cercanías de los tallos atacados. Cuando el daño ocurre cerca de la yema terminal la larva causa la muerte de las hojas centrales del tallo. Sus poblaciones se incrementan bajo condiciones de sequía prolongada y también se asocian con áreas de suelos arenosos. Afecta con mayor incidencia, plántulas en el primer mes de desarrollo. Sus poblaciones se reducen durante los periodos lluviosos o cuando se aplican riegos al cultivo (Bustillo, 2013). El Barrenador Menor de la Caña de Azúcar *Elasmopalpus lignosellus* también es conocido como Barrenador Coralillo o Barrenador del Verano (Blanco, 2016).

2.8.8 Gallina ciega (*Phyllophaga spp*)

Las larvas de *Phyllophaga sp.* destruyen los sistemas radiculares de un amplio rango de cultivos anuales como (maíz, brócoli, espárragos, sorgo, arroz, papa, etc). ésta plaga se mantiene en otras plantas que le proporcionarán el alimento en sus diferentes estadios larvales (Bolaños y Oviedo, 1999). Ampliamente distribuida, las zonas con problemática son Guanajuato, Jalisco, Querétaro, Michoacán y Tamaulipas. Los Adultos son conocidos popularmente como Mayates de Mayo, Escarabajos de Junio o Chicatana (Gutierrez, 2014).

2.8.9 Pulgón amarillo (*Melanaphis sacchari*)

A finales del 2013 se detectó una alta infestación de pulgones en parcela de sorgo durante el ciclo Primavera–Verano en el norte de Tamaulipas. el pulgón amarillo mide 2mm de largo en estado adulto. Tiene dos apéndices en la parte superior del abdomen llamados “sifunculos” de color negro. La mayor parte del año no tienen alas, pero en condiciones de escases de alimento o de clima adverso, desarrollan alas para emigrar. Los pulgones sin alas se reproducen asexualmente, es decir las hembras producen solo hembras. Cada hembra es capaz de producir 50 individuos y tienen un ciclo corto de vida con múltiples generaciones por año (INIFAP, 2014). El pulgón amarillo es un insecto pequeño que se encuentra principalmente en el envés (debajo de las hojas del sorgo) Cuando recién llega al cultivo se pueden encontrar pequeños grupos de adultos sin alas de color amarillo a café claro, posteriormente se pueden apreciar también las crías de estos primeros adultos, que son las ninfas, de tamaño más pequeño y de color verde pálido a amarillo más dispersas por las hojas En poco tiempo los pulgones, tanto adultos como ninfas, pueden cubrir toda la cara inferior de la hoja, apareciendo también adultos con alas que posteriormente se dispersan por toda la parcela. En infestaciones altas se puede localizar también en la panoja (Carranza *et al.*, 2017). El pulgón se alimenta de la savia que la planta necesita para crecer, desarrollarse y formar los granos. La pérdida de savia por la alimentación del pulgón en las hojas

reduce la absorción de nutrientes que podrían ser utilizados para mantener sana a la planta y en el llenado de grano. El estrés en la planta puede causar que la panoja no emerja, tener un pobre llenado de grano y reducciones en el rendimiento hasta de un 100% (López *et al.*, 2017). Es por ello que el pulgon amarillo del sorgo es considerada una de las principales plagas del sorgo debido a las grandes pérdidas parciales o totales del cultivo.

2.9 Taxonomía del Pulgon Amarillo del Sorgo

Descripción taxonómica según Zehntner en 1897

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Aphidoidea

Familia: Aphididae

Género: *Melanaphis*

Especie: *sacchari*

2.10 Ciclo de vida de *Melanaphis sacchari*

2.10.1 Ninfa

Los inmaduros son pequeños, de coloración variable (amarillo pálido, amarillo-marrón, marrón oscuro, púrpura o incluso rosado), lo que depende de la planta hospedante y de las condiciones ambientales. Pasan por cuatro instares, los últimos presentan parches marrones distribuidos aleatoriamente sobre el tergo abdominal (en el dorso) (Reyes, 2015). El pulgón amarillo presenta cuatro estadios ninfales, en los cuales se desarrolla en un tiempo aproximado de 5.4 días a 25 °C, mientras que los adultos

ápteros tienen una longevidad de 11.7 días en promedio y pueden dar un origen a 46 hembras/ninfas, la forma alada tiene una vida de 7.5 días y da origen a 10.6 ninfas/hembra (Gómez y Díaz. 1999).

2.10.2 Adulto

El adulto puede ser áptero y alado, de color amarillo grisáceo o algunas veces de color marrón. Tienen una longitud de 1.4mm. Las antenas generalmente con 6 segmentos con una longitud un poco mayor a la mitad del cuerpo. El unguis o proceso terminal de la antena es 4 veces la base del VI segmento antenal. La cauda es oscura notoriamente constreñida y ligeramente más larga que los cornículos con 4 setas a los lados. El pico alcanza el segundo par de coxas. Los cornículos son oscuros cónicos adelgazados hacia el ápice, con reborde notorio, son cortos y miden aproximadamente $\frac{1}{2}$ de longitud del cuerpo. El margen frontal es liso (Bustillo y Sánchez, 1981). Las formas ápteras tienen 1.6 mm de largo, y un ancho de 0.6 mm mientras que los alados son un poco más grandes (Denmark, 1988).

2.11 Hospederos

El sorgo es el cultivo preferido de esta plaga. Se alimenta también de zacate Johnson y cañitas, los cuales usan como hospederos alternantes cuando no existen cultivos sembrados (INIFAP, 2014). Su alimentación se basa en especies de la familia Poaceae como: sorgo, avena, caña de azúcar, trigo y cebada son considerados hospederos primarios. Sus hospederos secundarios son arroz, maíz y pastos como zacate Johnson (INTAGRI, 2016).

2.12 Daños

El daño ocasionado en sorgo por *M. sacchari* depende de un gran número de factores, entre los que se incluyen las densidades de población y la duración de la infestación, el sorgo puede ser infestado por esta plaga, tan pronto como emerge la plántula, pero

las infestaciones significativas se presentan durante las últimas etapas de crecimiento y en períodos secos (SENASICA, 2014). El pulgón amarillo del sorgo puede atacar en todas las etapas del cultivo, pero el daño económico usualmente ocurre durante las etapas posteriores al desarrollo vegetativo. El daño que causa es debido a que succiona la savia de las hojas, ocasionando que tomen una coloración marrón; las plantas atacadas presentan un retraso en su crecimiento y reducen el llenado, y formación de grano, afectando el rendimiento. Además, el pulgón dificulta la cosecha por sus elevadas poblaciones y por el exceso de mielecilla en el follaje, y grano. Las pérdidas totales en el rendimiento del cultivo pueden variar entre el 20 y 100% (Reyes, 2015).

2.12.1 Daño directo

Los daños se derivan de la succión de savia en las hojas, las que se tornan rojizas por las lesiones (INIFAP, 2014). Además, ocasionando deformación y lesiones de color marrón. Las plantas atacadas presentan un retraso en su crecimiento y un menor rendimiento. Cuando existen condiciones propicias de humedad y temperatura las poblaciones presentan un crecimiento exponencial, logrando invadir tallos y panojas, que en un máximo de 15 días producen el secado y acame de la planta. Producto de su alimentación, las larvas y adultos secretan sustancias azucaradas en la superficie de las hojas (INTAGRI, 2016).

2.12.2 Daños indirectos

Son la transmisión de virus como *Sugarcane mosaic virus* (SCMV) y *Sugarcane yellow leaf virus* (INTAGRI, 2016) (ScYLV). Además, insidencia del hongo fumagina un hongo asociado a la mielecilla que excretan los pulgones (INIFAP, 2014).

2.13 Virus del Mosaico de la Caña de Azúcar (ScMV)

Los pulgones o áfidos son portadores del ScMV. Estos insectos con su estilete inyectan el virus dentro de las plantas, transmitiendo de una planta infectada a otra sana. Los principales pulgones que actúan como transmisores del virus son el áfido de la caña de azúcar y el áfido del maíz en su fase alada. Los hospedantes naturales del ScMV son sorgo, maíz, caña de azúcar y maleza como la pata de gallina y varias gramíneas, por lo que representa una fuente de inóculo del virus. El ScMV también se transmite mecánicamente por medio de herramientas agrícolas (Guzman *et al.*, 2011)

2.14 Virus de la Hoja Amarilla de la Caña de Azúcar (SCYLV)

El virus del síndrome de la hoja amarilla (*Sugarcane Yellow Leaf Virus*, SCYLV) de la caña de azúcar fue detectado por primera vez en Montpellier, Francia (Chatenet *et al.*, 2001). Es causada por un virus del género *Polerovirus*. Los síntomas de la afección se caracterizan por el amarillamiento de la nervadura central de la hoja, el cual se extiende progresivamente a toda la lámina foliar comenzando desde la punta (parte distal) hacia la base. El control requiere una estrategia integral que involucra el empleo de variedades resistentes y la selección de material sano de siembra. el agente causal del virus de la hoja amarilla (SCYLV) pertenece al género *Polerovirus*, de la familia *Luteoviridae*. El virus no es transmitido mecánicamente, pero sí de manera eficiente por los áfidos vectores *Melanaphis sacchari* y *Rhopalosiphum maidis* (CENICAÑA, 2004).

2.15 Métodos de Control

2.15.1 Control cultural

Se recomiendan mejorar el suelo, el riego, la plantación cerrada, aplicación del fertilizante y el manejo de la parcela y sus alrededores dando un corte de la maleza en otoño, cuando las plagas migren de sorgo a la maleza para pasar el invierno (CABI, 2014). Destruir la soca tan pronto termine la cosecha. Eliminar la maleza durante el

desarrollo del cultivo y período de descanso, particularmente los sorgos voluntarios y los hospederos alternantes como zacate Johnson y cañita. Aplicar el paquete tecnológico de sorgo (INIFAP-CEVAF) para la región en tiempo y forma, ya que el estrés hídrico y deficiencias nutricionales aumentan la susceptibilidad de las plantas al ataque del pulgón amarillo del sorgo. Es importante tener cuidado de no fertilizar en exceso con nitrógeno, ya que el exceso de éste elemento en las plantas, propicia la excesiva presencia de insectos chupadores en general y específicamente de áfidos (Reyes, 2015). El sorgo es un hospedero primario de este insecto, por lo que es recomendable la destrucción de residuos después de la cosecha. Deben eliminarse también malezas, por ser hospederos importantes. Ambas estrategias aseguran una menor población durante la emergencia y crecimiento inicial del sorgo. El uso excesivo de nitrógeno hace a los tejidos más suculentos y atractivos para los pulgones. En este sentido, debe procurarse un adecuado suministro del elemento, sobre todo dosis, oportunidad y fuente (INTAGRI, 2016).

2.15.2 Control biológico

Se han documentado más de 47 especies de enemigos naturales atacando a *M. sacchari* en todo el mundo, éstos juegan un papel muy importante, ya que frecuentemente mantienen las poblaciones de áfidos por debajo de los umbrales económicos en el cultivo de sorgo. Algunos agentes identificados como eficientes en el control de pulgón amarillo son: *Aphelinus maidis*, *Enrischia*, *Exochonus concavus*, *Leucopus spp.*, *Lioadalia flavomaculata*, *Lysiphlebus testaceps*. *L. dehliensis* (Singh *et al.*, 2004). Se ha dado énfasis al uso de depredadores, como catarinas (Coleoptera: *Coccinelidae*), crisopas (Neuroptera: *Chrysomelidae* y *Hemerobiidae*) y sírfidos (Diptera: *Syrphidae*) como agentes que causan mayor mortalidad en las poblaciones de pulgón. En el norte de Sinaloa, a partir de la segunda quincena de febrero se presentan elevadas poblaciones de la avispa *lisiflebus*, la cual puede ser un factor determinante para regular las poblaciones del pulgón amarillo del sorgo, como lo hace con otras especies de pulgones que se presentan en la región (Reyes, 2015). La

liberación de Crisopas es la acción principal que comprende el control biológico de esta plaga que afecta cultivos como: sorgo, maíz, caña de azúcar, trigo, solo por mencionar algunos (CESVVER, 2016).

2.15.3 Control químico

Se recomienda hacer aplicaciones dirigidas al estrato de la planta con mayores poblaciones y localizado en las áreas críticas para un combate eficiente. Algunos productos recomendados para el control de áfidos son Pirimicarb (en cultivos de maíz y trigo), Malathion (en arroz, avena, cebada, maíz, pastizales, pastos, sorgo y trigo), Imidacloprid (en caña de azúcar, cebada, cártamo, maíz, sorgo y trigo), y Thiametoxam (en maíz, y trigo) (Gómez y Lastra, 1995). Se recomienda el tratamiento de la semilla con insecticidas neonicotinoides (Imidacloprid o Clothianidim) observando buenos resultados durante las primeras semanas de desarrollo del cultivo. Aunque no hay que olvidar que las poblaciones más abundantes del insecto durante el desarrollo del cultivo es durante las etapas las etapas posteriores al desarrollo vegetativo (Reyes, 2015). Esta especie desarrolla con facilidad resistencia a insecticidas. Es fundamental considerar un umbral de daño económico para implementar una estrategia de control, así como la rotación de productos. El uso de insecticidas sistémicos al momento de la siembra reduce el ataque en los primeros días después de la emergencia (INTAGRI, 2016).

2.16 Efectos de la Aplicación Química

El conocimiento de la química actual, del conocimiento moderno, nos permite entender y controlar los procesos que afectan al ambiente. La química, al igual que el resto de las ramas de la ciencia, utiliza el método científico, que se trata de una serie de teorías con el fin de explicar y predecir los fenómenos naturales (Mendez, 2010).

2.17 Resistencia

La FAO enmarca la resistencia como la capacidad desarrollada por una población determinada de insectos, al no ser afectada por la aplicación de insecticidas. La resistencia se puede considerar como un proceso inevitable, debido a la presión de selección continua que se sigue ejerciendo con las aplicaciones de insecticidas (Brattsten, 1990).

2.17.1 Resistencia por comportamiento.

La resistencia por comportamiento es cuando los insectos no entran en contacto con el insecticida debido a un comportamiento de escape (Monge, 1986). Se refiere a los patrones de comportamiento que contribuyen a la resistencia, estos pueden ser hábitos tales como la preferencia a descansar en áreas no tratadas con insecticidas en lugar de áreas tratadas, o bien la detección del insecticida y la tendencia a evitarlo antes de ponerse en contacto con él (Carrillo, 1984). Los insectos resistentes pueden detectar el peligro y evadir la acción de la toxina. Los insectos se dejan de alimentar o pasan a zonas de la planta o el lote donde el insecticida no está presente (IRAC, 2015).

2.17.2 Resistencia cruzada

Incluye la insensibilidad a pesticidas con similar modo de acción o de la misma clase de químicos (Cloyd, 2010). En muchos casos la resistencia no sólo afecta negativamente al compuesto sobre el que se genera, sino que también confiere resistencia cruzada a otros compuestos químicamente relacionados. Esto es debido a que productos de un mismo grupo químico comparten un mismo modo de acción y afectan al insecto en un punto de acción común (IRAC, 2016).

2.17.3 Resistencia de penetración

Los insectos resistentes pueden absorber más lentamente el insecticida debido a una cutícula externa con barreras que demoran su penetración (IRAC, 2015). Donde la composición del exoesqueleto llega a ser modificada inhibiendo la penetración del insecticida. También se le conoce como mecanismo físico y contempla muchos casos de penetración reducida que causan resistencia en los insectos (Cloyd, 2010).

2.17.4 Resistencia al sitio de acción

La alteración de aminoácidos responsables para el anclaje del insecticida en un sitio específico ocasiona que sea menos efectivo o aún que no funcione (Flores *et al.*, 2001). El blanco donde el insecticida actúa en el insecto puede sufrir alguna modificación que le impida su unión, reduciendo o eliminando su efecto (IRAC, 2015).

2.17.5 Resistencia metabólica

La vía metabólica del insecto llega a ser modificada detoxificándose el insecticida o negando el metabolismo del compuesto aplicado en su forma tóxica. La forma más importante de resistencia metabólica incluye la multifunción oxidada, las glutatión s-transferasas y las esterasas (Cloyd, 2010). Los insectos resistentes pueden detoxificar o destruir la toxina más rápido que los susceptibles. Es el mecanismo más común de resistencia (IRAC, 2015).

2.18 Determinación De Resistencia

La selección de la presión ocasionada por la presencia de, por la primavera vez, unos compuestos orgánicos sintéticos:

2.18.1. Bioensayos

Los bioensayos son estudios de las respuestas fisiológicas o poblacionales de organismos seleccionados que se ponen en contacto con concentraciones o proporciones crecientes de las muestras obtenidas en la zona de estudio, permiten evaluar experimentalmente el efecto de los agentes contaminantes presentes en una muestra de modo integral sobre organismos (Contero y Felicita, 2006). También conocida como pruebas de susceptibilidad, son técnicas de laboratorio basado en la dosis-mortalidad (Lagunes y Villanueva, 1994). Donde se pretende por medio de un proceso experimental conocer la efectividad biológica del pesticida, determinando la magnitud del estímulo mediante la respuesta del insecto (Hubert, 1980).

2.18.2 Electroforesis

El objetivo de la electroforesis es Fraccionar las proteínas de acuerdo a su peso molecular en una matriz de poliacrilamida usando un campo En el proceso de la electroforesis se realizará la separación de las proteínas a analizar, de acuerdo a su peso molecular. Dicha distribución dependerá de la concentración del gel de resolución con el que se esté trabajando (Varas, 2003). Se emplean geles de acrilamida que se polimeriza y forma redes que permiten el paso de proteínas de diferentes pesos moleculares (Ibel *et al.*, 1990).

2.18.3 Pruebas moleculares

El análisis directo de ADN se realiza cuando se conoce la secuencia del gen de interés. Para las pequeñas mutaciones de ADN, las pruebas directas de ADN suelen ser el método más eficaz, en particular, si se desconoce el funcionamiento de la proteína y no se puede desarrollar una prueba bioquímica (Alliance y NYMAC, 2009).

2.18.4 Pruebas bioquímicas

Son ensayos múltiples que permiten analizar una población de insectos cuantifican los niveles de una reacción enzimática (Brown y Brogdon, 1987). Las pruebas clínicas para detectar una enfermedad bioquímica usan técnicas que analizan las proteínas, pero no los genes. Muchas enfermedades genéticas bioquímicas se conocen como "anomalías congénitas del metabolismo" porque están presentes al nacer y afectan un proceso metabólico clave. el nivel de metabolitos (medición indirecta de la actividad enzimática) y el tamaño o la cantidad de proteínas (estructura de las proteínas). Para estas pruebas se necesita una muestra de tejido que contenga la proteína (Alliance y NYMAC, 2009).

2.19 Enzimas detoxificativas

Como todos los animales y plantas los insectos tienen varios sistemas enzimáticos para detoxificar cualquier toxina que penetre su cuerpo, estas enzimas de detoxificación pueden también degradar y metabolizar los insecticidas (IRAC, 2013).

2.19.1 Esterasas

Las esterases se definen como hidrolasas que actúan sobre los enlaces de tipo éster. Estas proteínas constituyen una familia de enzimas con un amplio rango de sustratos, de ahí que su potencial hidrolítico pueda extenderse a cualquier compuesto que contenga un enlace éster (Rueda, 2006).

2.19.2 Oxidasas

Estas enzimas llevan a cabo reacciones redox (oxidación-reducción) utilizando a oxígeno como el aceptador de electrones. Durante este proceso el oxígeno es reducido a agua peróxido de hidrogeno. Debido a que estas enzimas están envueltas en el catabolismo de nutrientes y en la producción de energía son parte del metabolismo disimilativo. Estas enzimas son muy importantes o debido a que están relacionadas a la formación de ATP, un proceso esencial en los organismos (Penchi *et al.*, 2010).

2.19.3 Glutación S-Transferazas

Estas enzimas han sido implicadas en la detoxificación y biotransformación de muchos xenobióticos, incluidos varios carcinógenos y un número considerable de medicamentos. La conjugación incrementa la solubilidad del compuesto electrofílico facilitando la excreción de la molécula del organismo (Board *et al.*, 1996). Varios estudios han correlacionado la resistencia a insecticidas con niveles incrementados de actividad GST y la producción de diferentes isoformas. Las diferentes actividades catalíticas de GST y el número de enzima individual presente en las cepas de insectos susceptibles y resistentes han demostrado ser el factor responsable de la resistencia a varios insecticidas (Díaz *et al.*, 2004)

2.19.4 Acetilcolinesterasa

La acetilcolinesterasa (AChE) es la enzima que termina el efecto neurotransmisor de la acetilcolina y junto con la butirilcolinesterasa (BChE) pertenece al grupo de enzimas denominadas colinesterasas (ChEs), codificadas por genes diferentes (Chávez y Salceda, 2008). La AChE pueden ser definidas como un grupo de esterasas de serina capaces de hidrolizar ésteres de colina, tales como la acetilcolina (Chávez y Salceda, 2008).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Colecta de Material Biológico

Para llevar a cabo la colecta del material biológico se identificaron parcelas infestadas con pulgón amarillo del sorgo en los municipios de Abasolo, Cuernámaro, Huanímaro, Pénjamo y Valle de Santiago pertenecientes a la zona suroeste del estado de Guanajuato.

Para cada municipio se obtuvieron 5 muestras de diferentes localidades. cada muestreo consistió en llenar un tubo eppendorf y posteriormente se metió a una hielera para evitar que los pulgones se deshidrataran, de cada municipio se obtuvo la ubicación geográfica del sitio de colecta, mediante la ayuda de un GPS arrojándonos las coordenadas vía satélite.

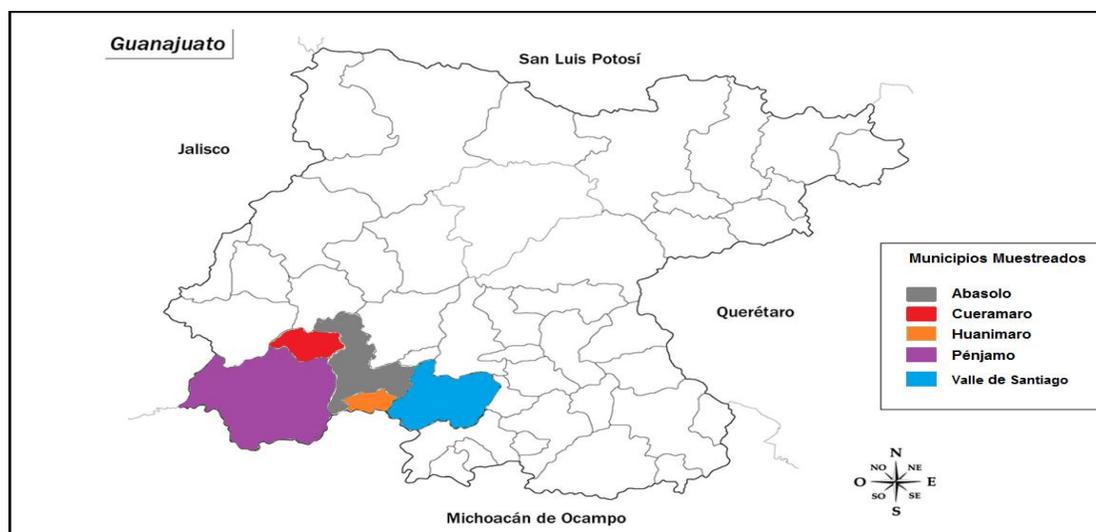


Figura 1. Municipios muestreados de *Melanaphis sacchari* en el estado de Guanajuato.

Cuadro 1. Coordenadas de las diferentes comunidades productoras de sorgo, muestreadas en la zona suroeste del estado de Guanajuato.

Municipio	Población	Coordenadas		Msnm
		Norte	Oeste	
Abasolo	1	20°36'21"	101°33'27"	1690
	2	20°34'43"	101°32'5"	1660
	3	20°27'5"	101°33'24"	1690
	4	20°27'1"	101°35'45"	1700
	5	20°21'44"	101°35'8'	1700
Cuerámaro	1	20°38'44"	101°40'3"	1700
	2	20°39'42"	101°39'14"	1700
	3	20°38'30"	101°37'58"	1700
	4	20°36'31"	101°37'28"	1690
	5	20°32'29"	101°37'2"	1670
Huanímaro	1	20°22'2"	101°32'28"	1700
	2	20°21'39"	101°30'19"	1700
	3	20°20'7"	101°30'51"	1690
	4	20°19'57"	101°28'20"	1690
	5	20°23'56"	101°25'42"	1710
Pénjamo	1	20°30'10"	101°36'52"	1690
	2	20°24'23"	101°37'11"	1690
	3	20°26'38"	101°37'9"	1690
	4	20°28'8"	101°39'0"	1710
	5	20°18'3"	101°50'11"	1700
Valle de Santiago	1	20°17'3"	101°7'56"	1740
	2	20°16'41"	101°7'56"	1740
	3	20°22'24"	101°11'17"	1740
	4	20°22'26"	101°8'52"	1720
	5	20°24'18"	101°10'5"	1720



Figura 2. Colecta de material biológico.

3.2 Ubicación del Experimento

Una vez muestreados los 5 municipios se trasladó el material biológico a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, específicamente al laboratorio de toxicología del Departamento de Parasitología. Posteriormente se realizó la identificación de *Melanaphis sacchari* según las características.

Una vez en el laboratorio el material biológico se etiquetó y se mantuvo a una temperatura de -2°C en refrigerador.

3.3 Pruebas bioquímicas

3.3.1. Cuantificación de proteína a *Melanaphis sacchari*

Para conocer la cantidad de pulgones a utilizar, se empleó la metodología descrita por Hernández *et al.* (2016) donde se reportó que la cantidad comprendida por microlitro de proteína, es la encontrada en el rango de 80 a 120μ , que fue de 15 insectos.



Figura 3. Aforación en tubos eppendorf.

3.4 Preparación de homogenatos

En tubos eppendorf de dos mL se colocaron muestras con 15 insectos. Cada muestra con 10 repeticiones. Se agregó 500mL de diluyente buffer KPO4 (fosfato de potasio), se trituraron con un homogeneizador de tejidos, se aforo a 1 mL adicionándole 900 mL de diluyente.



Figura 4. Aforación de diluyente.

3.5 Pruebas Bioquímicas

3.5.1 Determinación de alfa y beta esterasas

3.5.1.1 Preparación de reactivos

Se disolvieron 5.6mg de α o β -naftil en 2 mL de acetona y se agregó 8 mL de buffer KPO₄, como colorante se utilizó e fastblue, se disolvieron 10 mg de este en 10 mL de agua destilada.

3.5.1.2 Lectura y absorbancias

En cada poso de la microplaca, se colocaron 100 μ L del homogenato, se agregaron 100 μ L de acetato de alfa o beta-naftil, se dejó incubar por 10 minutos (Figura 5), pasando el tiempo, se agregaron 100 μ L de fast-blue, estos pasos se realizaron por triplicado para cada repetición de las 5 poblaciones, se dejaron incubar durante 2 minutos y se corrió en el lector de placas usando un filtro de 540nm (Brogdon y Dickinson, 1983).

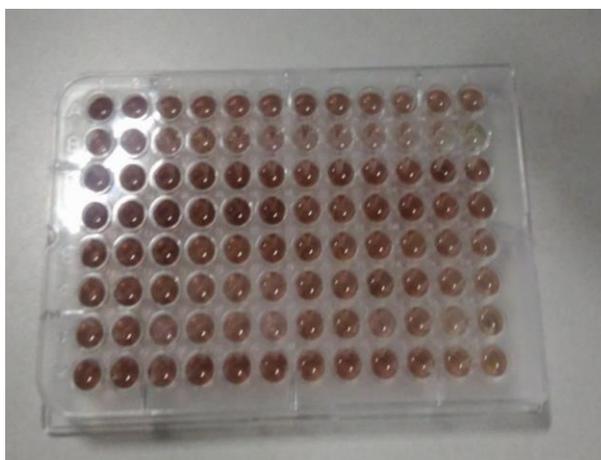


Figura 5. Coloración para la determinación de Alfa y Beta esterasas.

3.5.2 Determinación de oxidasas

3.5.2.1. Preparación de reactivos: buffer y acetato de sodio (0.25molar): se disolvió 3.32g molar de acetato de sodio en 37.35 mL de agua destilada, después se aforo a 40ml ajustando el pH a 5 con ácido clorhídrico. Para la preparación del TMBZ (Tetramethyl-Benzidina Dihydrochloride) se disolvieron 50mg de este, en 25mL de alcohol, posteriormente se le agregaron 75mL de buffer acetato de sodio.

3.5.2.2 Lectura y absorbancias: se colocaron 100 μ L del homogenato, se agregaron 200 μ L de TMZ, agregando una gota de (25 μ L) de agua oxigenada (H₂O₂) estos pasos se realizaron por triplicado para cada una de las 5 poblaciones, se dejó incubar 5 minutos (Figura 6), pasado el tiempo se corrió en el lector de placas usando un filtro de 620nm (Brogdon *et al.*, 1997).

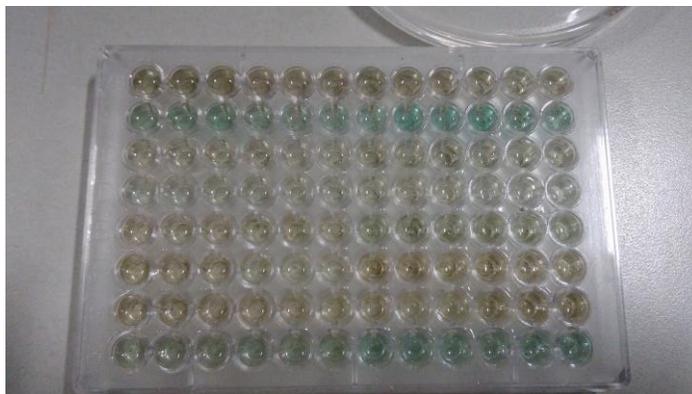


Figura 6. Coloración para la determinación de oxidasas.

3.5.3 Determinación de Glutation-S-transferasa

3.5.3.1 Preparación de reactivos

Se disolvieron 0.0122 g de reduce glutatión en 20 mL de Buffer (KPO₄). Para CDNB (1 – cloro- 2,4 dinitrobenceno) se disolvieron 4 mg de CDNB en 2 mL de acetona + 18 mL Buffer KPO₄.

3.5.3.2 Lectura de absorbancias

Se colocaron 100 μ L del homogenato, se agregaron 100 μ L de Reduced glutation, y 100 μ L de CDNB, estos pasos se realizaron por triplicado para cada repetición de las 5 poblaciones, se corrió inmediatamente (T0) en el lector de placas usando un filtro de 340 nm, se volvió a correr transcurridos 5 minutos (T5) (Figura 7). Para el análisis estadístico las lecturas de absorbancia se les saco la diferencia entre ambos tiempos (T10-T0) y los números negativos se consideraron como 0 (Brogdon y Barber, 1990).



Figura 7. Coloración para la determinación de GST.

3.5.4 Determinación de acetilcolinesterasa

3.5.4.1 Preparación de reactivos

Se disolvieron 28 mg de acetilcolina – yodisada en 2 mL de acetona y se aforo con 18 mL de solución Buffer (KPO₄). Para el DTNB (Acido- Ditio-Bis-Nitrobenozoico) se prepararon 13 mg de DTNB y se le agregaron 10 mL de solución Buffer (KPO₄).

3.5.4.2 Lectura de absorbancias

Se colocaron 100 μ L del homogenato, se agregaron 100 μ L de acetilcolina-yodisada y 100 μ L de DNTB (Figura 8), estos pasos se realizan por triplicado para cada repetición de las 5 poblaciones, se corrieron inmediatamente (T0) en el lector de placas usando un filtro de 414nm, se volvió a correr transcurridos 10 minutos (T10). Para el análisis estadístico las lecturas de absorbancia se les saco la diferencia entre ambos tiempos (T10-T0) y los números negativos se consideraron como 0 (Brogdon, 1988).

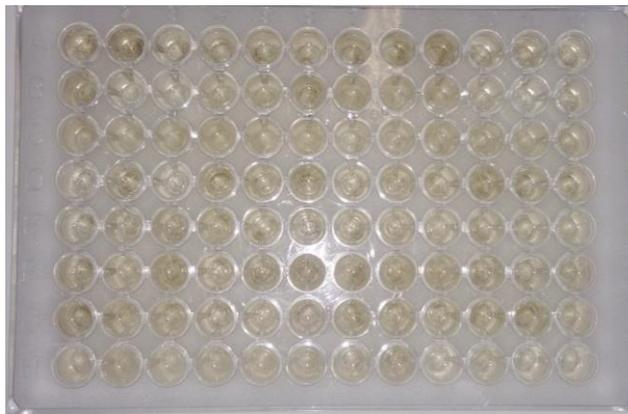


Figura 8. Coloración para la determinación de Acetilcolinesterasa.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el Cuadro 2. se observa que para la enzima α -esterasa, el municipio de Huanímaro reportó los valores más altos con 1.0159 y en cuanto a la escala de proporción de resistencia de acuerdo a Montella *et al.*, (2007) se encuentra en la 4 que es “Alta”, caso contrario fue para los municipios de Pénjamo, Cuerámaro, Abasolo y Valle de Santiago con valores de 0.9138, 0.8843, 0.8478 y 0.8100 respectivamente, los cuales se encuentran en resistencia 3 que es “Moderada”. En el cuadro se observa que los municipios generalmente presentaron valores homogéneamente altos, estos valores son similares a los reportados por Flores *et al.*, (2006) en un trabajo con mosquitos de *Aedes aegypti L.* los cuales mostraron niveles enzimáticos elevados característicos de los mecanismos de resistencia de α -est en poblaciones que se han expuesto a piretroides y organofosforados.

Cuadro 2. Clasificación de resistencia a la enzima α -Esterasa por municipios en Guanajuato

No	Municipio	α – Esterasa			
		Absorbancias \pm SD		Escala	Clasificación
1	Abasolo	0.8478 \pm 0.0736	cd	3	Moderada
2	Cuerámaro	0.8843 \pm 0.1208	bc	3	Moderada
3	Huanímaro	1.0159 \pm 0.1787	a	4	Alta
4	Pénjamo	0.9138 \pm 0.1022	b	3	Moderada
5	Valle de Santiago	0.8100 \pm 0.0782	d	3	Moderada

SD. Desviación estándar. Escala: Escala de clasificación de resistencia de acuerdo a Montella 2007.

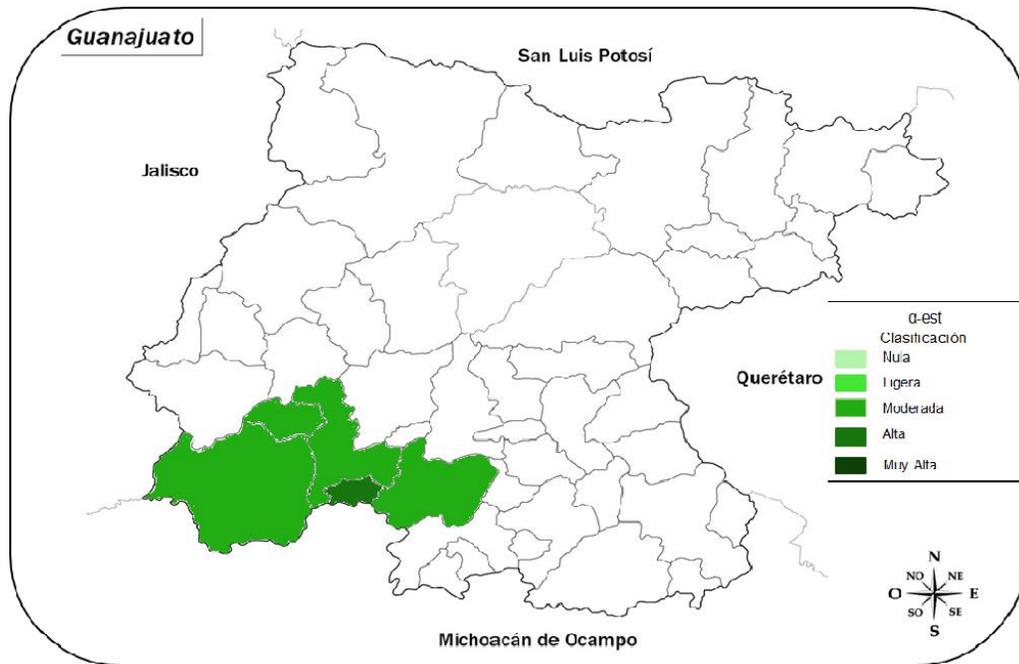


Figura 9. Nivel de clasificación de α -Est por municipio en Guanajuato.

Para la acetilcolinesterasa el municipio de Abasolo mostro los valores más elevados con 0.0217 clasificándose en la escala de resistencia 3 que es “Moderada” (Cuadro 3). Caso contrario fue para Valle de Santiago, Cuerámara, Huanímaro y Pénjamo, municipios que se encontraron en la resistencia 2 que es “Ligera” reportando medias de 0.0105, 0.0079, 0.0068 y 0.0064 respectivamente. Estos valores difieren los reportados por Surendran *et al.* (2005), donde la enzima ACE detecto un aumento de actividad en poblaciones de *Phlebotomus argentipus* en Egipto, con aplicaciones de malation.

Cuadro 3. Clasificación de resistencia a la enzima ACE por municipios en Guanajuato

No	Municipio	Acetilcolineterasa			
		Absorbancias \pm SD	Escala	Clasificación	
1	Abasolo	0.0217 \pm 0.0198	a	3	Moderada
2	Cuerámara	0.0079 \pm 0.0090	b	2	Ligera
3	Huanímara	0.0068 \pm 0.0069	b	2	Ligera
4	Pénjama	0.0064 \pm 0.0748	b	2	Ligera
5	Valle de Santiago	0.0105 \pm 0.0756	b	2	Ligera

SD. Desviación estándar. Escala: Escala de clasificación de resistencia de acuerdo a Montella 2007.

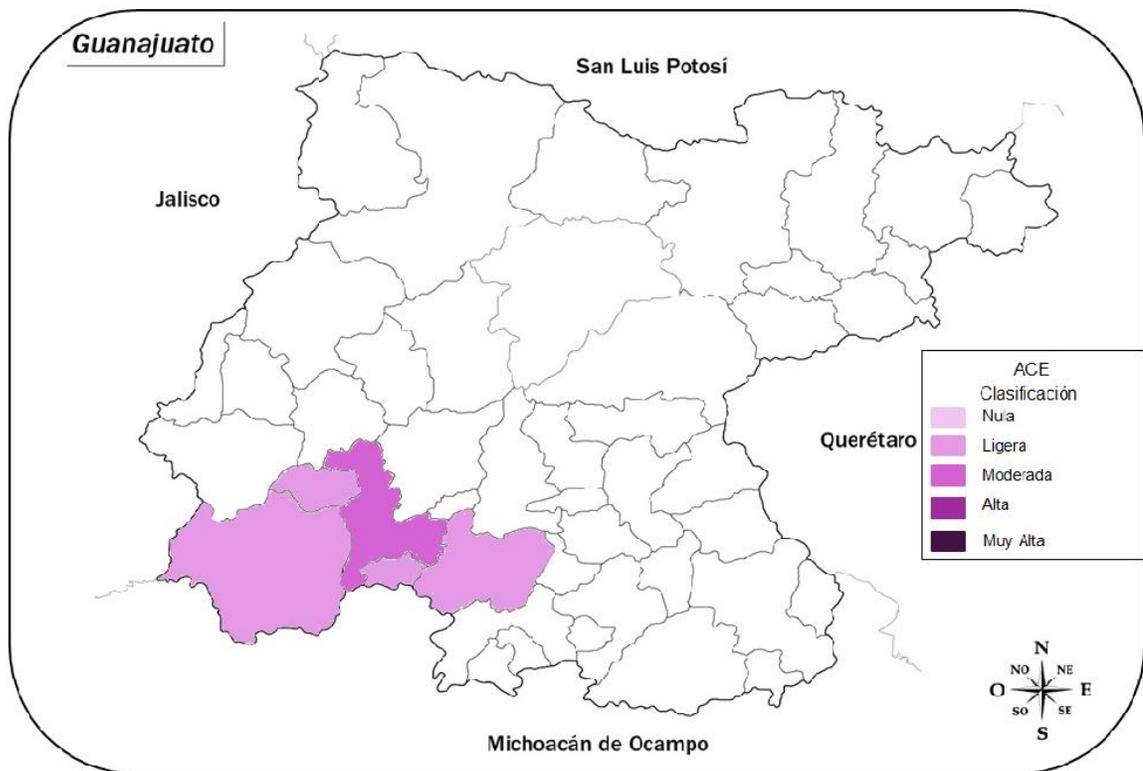


Figura 10. Nivel de clasificación de ACE por municipio en Guanajuato

Para la enzima β -Esterasa, el municipio de Cuerámara obtuvo la media más alta con 1.0976 encontrándose en la escala de resistencia 4 que es “Alta”. Por otro lado, Valle de Santiago, Pénjama y Abasolo reportaron resistencia 2 que es “Ligera”, con medias de 0.8984, 0.8729 y 0.8322 respectivamente. Cuadro 4. Estos valores homogéneamente altos son similares a los reportados por Cao *et al.* (2008) en un trabajo con *Aphis gossypii*, donde reportaron que las esterases expresan un gen

asociado a la sobreproducción de carboxilesterasas, las cuales son las responsables de la resistencia de organofosforados.

Cuadro 4. Clasificación de resistencia a la enzima β - esterasa por municipios en Guanajuato

No	Municipio	β - esterasas			Clasificación
		Absorbancias \pm SD	Escala		
1	Abasolo	0.8322 \pm 0.1075	d	2	Ligera
2	Cuerámara	1.0976 \pm 0.1510	a	4	Alta
3	Huanímara	0.9444 \pm 0.1130	b	3	Moderada
4	Pénjamo	0.8729 \pm 0.0748	cd	2	Ligera
5	Valle de Santiago	0.8984 \pm 0.0756	bc	2	Ligera

SD. Desviación estándar. Escala: Escala de clasificación de resistencia de acuerdo a Montella (2007).

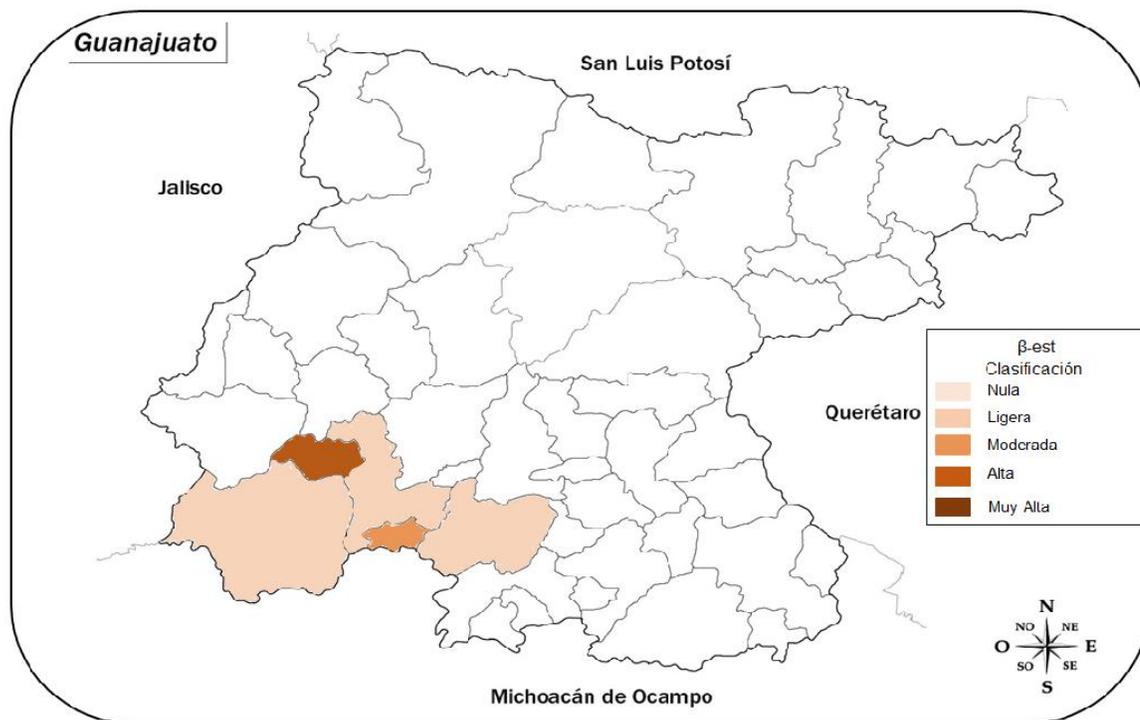


Figura 11. Nivel de clasificación de β -Est por municipio en Guanajuato.

El Cuadro 5. muestra los niveles enzimáticos de GST, donde se observa a Pénjamo como el municipio que cual obtuvo los valores más altos en comparación con los demás, obteniendo una media de 0.0257 y encontrándose en resistencia 3 que es “Moderada”. Caso contrario fue para los municipios de Huanímaro, Valle de Santiago y Abasolo obteniendo medias de 0.0115, 0.0051 y 0.0040 respectivamente, posicionándose en la escala de clasificación de resistencia 1 que corresponde a “Nula”. Estos valores relativamente bajos son similares a los reportados por Sauphanor *et al.* (1997) y Bouvier *et al.* (2002) los cuales detectaron un incremento significativo en la actividad de GST en poblaciones de polilla de la manzana resistentes a diflubenzuron y deltametrina. Por otro lado, estos valores difieren a los reportados por Tiwari *et al.* (2011), donde detectaron incrementos de la enzima GST en poblaciones de *Diaphorina citri* expuestas a dosis subletales de imidacloprid.

Cuadro 5. Clasificación de resistencia a la enzima GST por municipios en Guanajuato.

No	Municipio	Glutation-S-Transferasa			
		Absorbancias \pm SD	Escala	Clasificación	
1	Abasolo	0.0040 \pm 0.0059	d	1	Nula
2	Cuerámaro	0.0195 \pm 0.0152	b	2	Ligera
3	Huanímaro	0.0115 \pm 0.0098	c	1	Nula
4	Pénjamo	0.0257 \pm 0.0078	a	3	Moderada
5	Valle de Santiago	0.0051 \pm 0.0076	d	1	Nula

SD. Desviación estándar. Escala: Escala de clasificación de resistencia de acuerdo a Montella 2007.

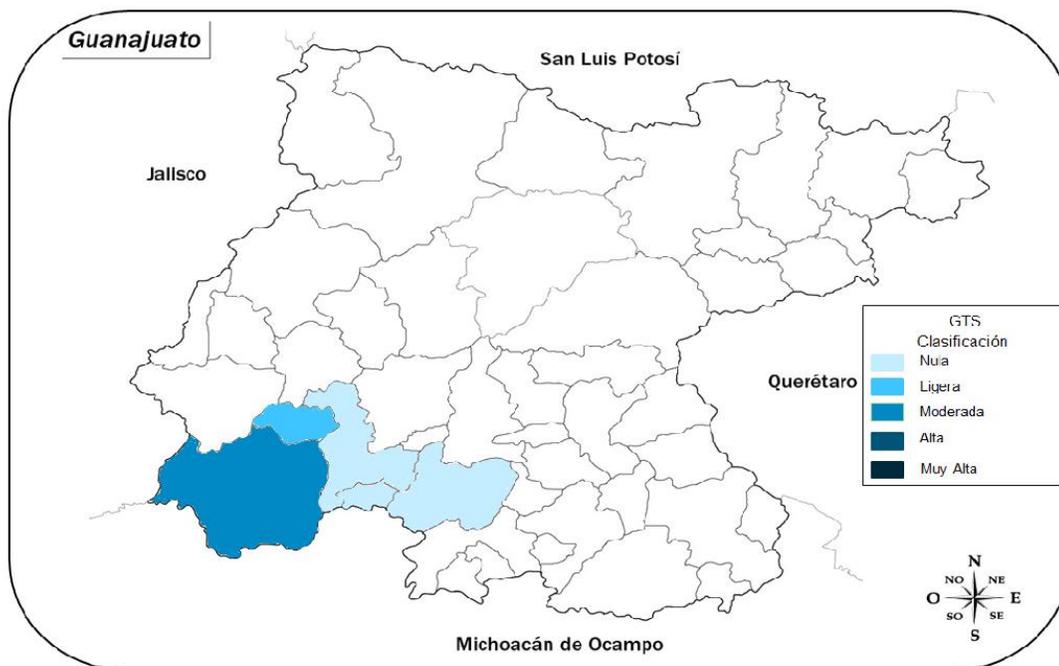


Figura 12. Nivel de clasificación de GTS por municipio en Guanajuato.

En relación a las oxidasas el municipio de Abasolo en cuanto a la proporción de resistencia se encontró en la escala 3 que es “Moderada”, el cual reporto la media más alta en comparación con los demás municipios con 0.3172. Caso contrario fue para Pénjamo, Huanímaro, y Cuerámaro con valores de 0.2489, 0.2475 y 0.3172 respectivamente los cuales reportaron los valores más bajos y encontrándose en la clasificación de resistencia 1 que corresponde a “Nula”. Para las Oxidasas Pimentel *et al.*, (2008) mencionan que las oxidasas juegan un papel fundamental en la detoxificación de diversos plaguicidas, participando directamente en la inhabilitación del producto u oxidándolo para que entren otros sistemas enzimáticos y puedan ser detoxificados.

Cuadro 6. Clasificación de resistencia a la enzima Oxidasas por municipios en Guanajuato.

No	Municipio	Oxidasas			
		Absorbancias \pm SD		Escala	Clasificación
1	Abasolo	0.3172 ± 0.0843	a	3	Moderada
2	Cuerámara	0.2286 ± 0.0358	c	1	Nula
3	Huanímara	0.2475 ± 0.0532	bc	1	Nula
4	Pénjamo	0.2489 ± 0.0480	bc	1	Nula
5	Valle de Santiago	0.2709 ± 0.0584	bc	2	Ligera

SD. Desviación estándar. Escala: Escala de clasificación de resistencia de acuerdo a Montella 2007.

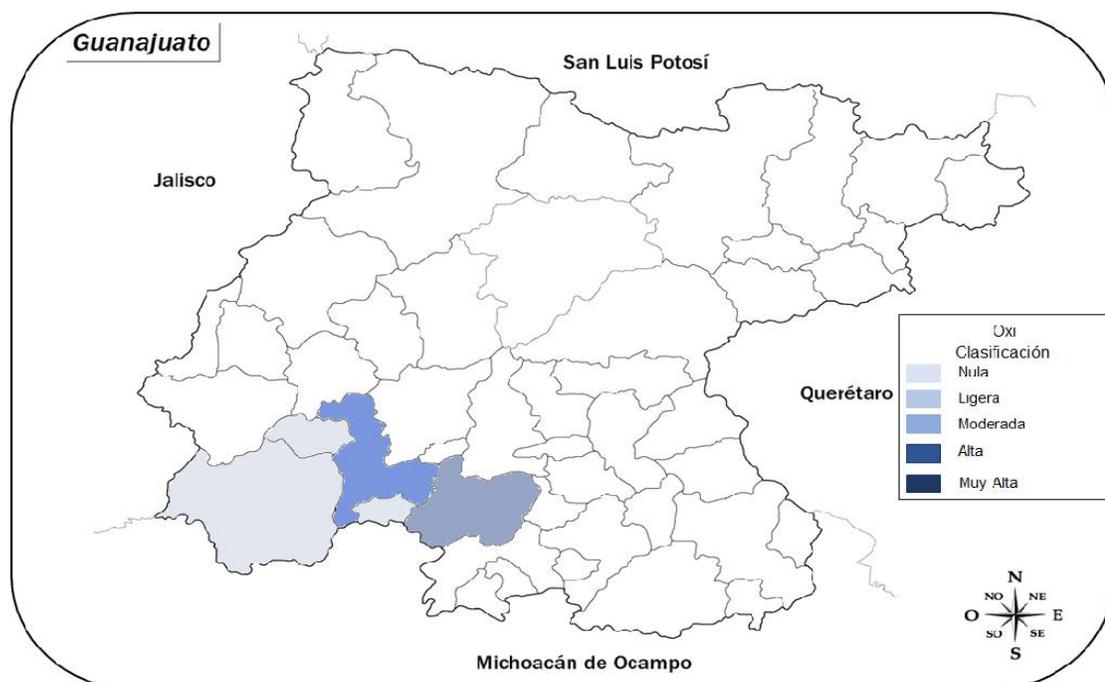


Figura 13. Nivel de clasificación de Oxidasas por municipio en Guanajuato.

V. CONCLUSIONES

Para los municipios en estudio se observó que hubo variaciones para cada enzima en los municipios del suroeste de Guanajuato. Donde se observa que el municipio de Huanímaro sobresalió para la enzima α -est, mientras que para β -est, Cuernamero reportó la media más alta. La enzima GST, reportó los valores más altos para Pénjamo y, por otro lado, el municipio de Abasolo fue el más sobresaliente en cuanto a las enzimas acetilcolinesterasa y oxidasas. Tanto α -est como β -est fueron las enzimas que reportaron los valores más altos y en base a estos resultados, Podemos mencionar que una reducción de productos O.F y carbamatos, podrían ayudar retrasar problemas de resistencia, debido a que estas enzimas, son las encargadas de la detoxificación a estos grupos químicos.

VI. BIBLIOGRAFÍA

- Alliance, G., & NYMAC., 2009. Como Entender la Genetica. Washintong DC.
- Bayer., 2015. Producción Mundial del Sorgo 2015/2016. Obtenido de <http://agronegocios.com.bo/sorgo-produccion-mundial-20152016/>. Fecha de consulta: 10-07-18.
- Blanco, J. D., 2016. Barrenador menor o coralillo. Obtenido de barrenador menor o coralillo
- Board, RJ, R., RJ, M., & JG, O., 1996. Purification, molecular cloning and heterologous expression of a glutathione s-transferase from Australian sheep blowfly (*Lucilia cuprina*). En B. J.
- Bolaños, J., & Oviedo, M., 1999. Determinación de la población de jobotos (*phyllophaga spp*) en la región de puntarenas y guanacaste, costa rica. Obtenido de <file:///C:/Users/CCA/Downloads/Determinaci%C3%B3n%20de%20la%20Poblaci%C3%B3n%20de%20Jobotos%20Phyllophaga%20en%20la%20Regi%C3%B3n%20de%20Puntarenas%20y%20Guanacaste,%20Costa%20Rica..pdf>. Fecha de consulta: 1-08-18.
- Bouvier, J., T. Boivin, D. Beslay, and B. Sauphanor., 2002. Age-dependent response to insecticide and enzymatic variation in susceptible and resistant codling moth larvae. Arch. Insect Biochem. Physiol. 51:55-66.
- Brattsten, L. B., 1990. Resistente mechanisms to carbamate and organophosphate insecticide. In: Managing resistance to agrochemicals. Green, M. B.; H. M. y W. K. Moberg (eds.), American Chemical Society. Washintong, D.C. p. 24-60.
- Brogdon, W. G., 1988. Microassay of acetylcholinesterase activity in small portions of single mosquito homogenates. Comparative Biochemistry and Physiology, 90: 145-150.
- Brogdon, W. G. and Barber, A. M., 1990. Microplate assay of Glutathione S-transferasa activity for resistance detection in single-mosquito triturates. Comp. Biochem. Physiol. 96: 339-342.

- Brogdon, W. G. and Dickinson, C. M., 1983. A microassay system for measuring esterase activity and protein concentration in small samples and in high-pressure liquid chromatography aluate fractions. *Analyt. Biochem.* 131: 499-503.
- Brogdon, W. G.; McAllister and Vulule J., 1997. Heme peroxidase activity measured in single mosquitoes identifies individuals expressing an elevated oxidase for insecticide resistance. *J. Am. Mosq. Control Assoc* 13: 223-237.
- Brown, T. M., & Brogdon, W. G., 1987. Improved detection of insecticid resistance through conventonal and molecular techniques.
- Bustillo A.E; Sánchez, G., 1981. Los áfidos en Colombia. Plagas que afectan los cultivos agrícolas de importancia económica. Editorial Produmedios, Bogotá. Colombia. 96 pp.
- Bustillo P., A. E., 2013 Insectos plaga y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia. Cali. Centro de Investigaciones de la Caña de Azúcar de Colombia. p.164.
- CABI., 2014. Crops Protection Compendium. Data Sheet for: *Melanaphis sacchari* (Zehntner). Obtenido en: <http://www.cabi.org/isc/dataset/26757>. Fecha de consulta: 10-09-18.
- Cacelín, J., 2017. CONACYT. El Pulgón Amarillo, La Plaga que no Conoce Fronteras: <http://www.conacytprensa.mx/index.php/reportajes-especiales/17295-pulgon-amarillo-plaga-frontera-estados-unidos-mexico>. Fecha de consulta: 10-11-18.
- Cao, C.W., Zhang, J, Gao, X.W., Liang, P. y Guo, H.L., 2008. Overexpression of carboxylesterase gene associated with organophosphorous insecticide resistance in cotton aphids, *Aphis gossypii* (Glover). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 90:175– 180
- Carranza, J. Á., Quintero, V. P., Muñiz, R. B., & López, A. M., 2017. Guía 2017 Para El Manejo Del Pulgón. Obtenido de http://www.pulgonamarillo.to.com/exteduc/publicaciones/guia_MIPulgonamarillo_2017.pdf. Fecha de consulta: 19-08-18.

- Carrasco, N., Zamora, M., & Melin, A., 2011. Manual del Sorgo. Obtenido de https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta_manual_de_sorgo_renglon_191.pdf. Fecha de consulta: 3-09-18.
- Carrillo, R. H., 1984. Análisis De Acción Conjunta de Insecticidas en Larvas del Gusano Cogollero del Maíz (J.E: Smith) (Lepidoptera: *Noctuidae*). Tesis de Maestría en Ciencias. Centro de Entomología y Acarología. Colegio de Postgraduados. Chaíngo, México, p. 82.
- CENICANA., 2004. Virus de la hoja amarilla. Obtenido de http://www.cenicana.org/investigacion/variedades/sanidad_vegetal.php?opcion=1&opcion2=6. Fecha de consulta: 12-08-18.
- CESAVEG, 2004. Campaña de manejo fitosanitario del sorgo. CESAVEG-SAGARPA.
- CESAVEG., 2008. Campaña de Manejo Fitosanitario del Sorgo. Obtenido de http://www.cesaveg.org.mx/html/folletos/folletos_08/folleto_sorgo_08.pdf. Fecha de consulta: 10-08-18.
- CESVVER., 2016. Control Biológico del Pulgón Amarillo. Obtenido de <http://cesvver.org.mx/control-biologico-del-pulgón-amarillo/>. Fecha de consulta: 6-07-18.
- Chatenet, M., Delage, C., Ripolles, M., & Lockhart, B. &., 2001. apsnet. Obtenido de <http://apsnet.org/pd/pdfs/2001/0830-01R.pdf> . Fecha de consulta: 1-09-18.
- Chávez, G. S., & Salceda, R., 2008. Enzimas Polifuncionales: El Caso de la Acetilcolinesterasa. Obtenido de http://www.facmed.unam.mx/publicaciones/ampb/numeros/2008/02/e_1erArticulo.pdf. Fecha de consulta: 5-10-18.
- Cloyd, R. A., 2010. Manejo de Resistencia: Principios de Resistencia, Modo de Acción y Rotación de Insecticidas. Obtenido de http://www.ct.gov/caes/lib/caes/documents/publications/fact_sheets/forestry_and_horticulture/2010_resistance_fact_sheet_-_ksu_caes_spanish.pdf. Fecha de consulta: 3-08-18.

- Contero, R., & Felicita, O., 2006. La Granja. Revista de Ciencias de la vida. Obtenido de <http://www.redalyc.org/pdf/4760/476047388005.pdf>. Fecha de consulta: 16-10-18.
- Denmark H.A., 1988. Surgacane aphids in Florida. Dept. Agric y consumer Serv., Dir. Plant Industry. 2 pp. Entomol. Circ No. 302.
- Díaz, C., Rodríguez, M. M., Fresneda, M., & Bisset, J. A., 2004. sCielo. Obtenido de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0375-07602004000200005. Fecha de consulta: 8-08-18.
- Duke, J. Sorghum X alnum Parodi., 1983. Handbook of energy crops. http://www.hort.purdue.edu/newcrop/duke-energy/Sorghum-X_almum.html. Fecha de consulta: 16-08-18.
- FAOSTAT, 2014, Food and agriculture organization of the United Nations. Statistics division. Production of top 5 producers in 2014. Consultado en: <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/E>. Fecha de consulta: 17-06-2018.
- FIRA, F. I., 2016. Panorama Agroalimentario. Obtenido de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200640/Panorama_Agroalimentario_Sorgo_2016.pdf. Fecha de consulta: 11-07-18.
- Flores, A. E., Badii, M. H., & G., G. P., 2001. Resistencia a insecticidas en insectos vectores de enfermedades con énfasis en mosquitos. Obtenido de <http://respyn2.uanl.mx/ii/4/ensayos/pesticidas.html>. Fecha de consulta: 4-10-18.
- Flores, E. A.; Grajales, J. S.; Fernández, I. S.; Ponce, G. G.; Loaiza, M. H. B.; Lozano, S.; Brogdon, W. G.; Black Iv, W. C.; Beaty, B., 2006. Mechanisms of insecticide resistance in field populations of *Aedes aegypti* (L.) from Quintana Roo, Souther Mexico. Journal of the American Mosquito Control Association, 22: 672-677.
- García, A. G., 1982. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Obtenido de http://www.mapama.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1982_07.pdf. Fecha de consulta: 10-08-18.

- García-Gutiérrez, C., Maldonado, M. B., & Mondaca, E. C., 2012. Uso de enemigos naturales y biorracionales para el control de plagas de maíz. Obtenido de <http://www.redalyc.org/pdf/461/46125177007.pdf>. Fecha de consulta: 7-08-18.
- Gómez L., L.A.; Lastra B., L.A., 1995. Insectos asociados con la Caña de Azúcar en Colombia. En: CENGICAÑA El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia, Cali, CENICAÑA, 1995. p237-263.
- Gomez -Souza, J; Dia, J., 1999. Aspectos Biológicos de *Melanaphis sacchari* (Zehnt.) (Homoptera, *Aphididae*). Centro Agrícola, Año 26, No. 3.
- González, A.T., 1961. Experimentación sobre el cultivo de sorgo en Costa Rica. Tesis Ing. Agr. Facultad de Agronomía. Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 160 p.
- Gutiérrez, N., 2014. Gallina ciega: plaga que afecta las raíces de las plantas. Obtenido de <https://seder.jalisco.gob.mx/fomento-agricola-hortofruticola-e-inocuidad/613>. Fecha de consulta: 1-08-18.
- Guzman, M. d., Castillo, A. R., Cilva, M. A., & Santos, A. V., 2011. Virus del Mosaico de la Caña de Azúcar (VMCA) en la Región del Pacífico mexicano. Obtenido de file:///C:/Users/CCA/Downloads/VIRUS_MOSAICO_CA%C3%91A_BERMUDEZG..pdf. Fecha de consulta: 23-09-18.
- Hernández B., Arredondo, P., Cerna, C., Ochoa, F., y Navarro, C., 2016, Cuantificación de enzimas detoxificativas en pulgón amarillo del sorgo (*Melanaphis sacchari*) en Saltillo, México. Revista Ciencias Naturales y Agropecuarias. Vol.3 No.7 5-12.
- Hernandez, R., 2015. Guanajuato, 2do. en producción de sorgo, trigo y alfalfa. Obtenido de <https://periodicocorreo.com.mx/guanajuato-2do-en-produccion-de-sorgo-trigo-y-alfalfa/>. Fecha de consulta: 1-09-18.
- Hubert, J. J., 1980. Bioassay. Co. USA.
- Ibar, L., 1987. Sorgo: Cultivo y Aprovechamiento. Barcelona, España: Aedos.

- lbel, K.; May, R. P.; Kirscheer, K.; Szadkowski, H.; Mascher, E. and Lundahl; P., 1990. Protein-decored micelle structure of sodium-dodecyl-sulfatoproyein compexez as determinadesd by neutron scattering. Eur. J. Biochem. 190:311-318.
- INIFAP., 1991. Chinche café del sorgo. Obtenido de <http://www.cofupro.org.mx/cofupro/publicaciones.php?publicaciones=743>. Fecha de consulta: 3-10-18.
- INIFAP., 2012. Las chinches del sorgo. Obtenido de <http://www.inifapcirne.gob.mx/Eventos/2012/CHINCHES.pdf>. Fecha de consulta: 24-08-18.
- INIFAP., 2014. Pulgón Amarillo (*Melanaphis sacchari*) Nueva Plaga del Sorgo de Tamaulipas. Obtenido de <http://www.sagarpa.gob.mx/Delegaciones/tamaulipas/Documents/Pulgón%20amarillo.pdf>. Fecha de consulta: 15-08-18.
- INTAGRI., 2016. Pulgón Amarillo del Sorgo (*Melanaphis sacchari*) Nueva Plaga del Sorgo Mexicano. Obtenido de <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/pulgón-amarillo-sorgo>. Fecha de consulta: 7-09-18.
- INTAGRI., 2017. El manejo Integrado del Gusano Cogollero en Maíz y Sorgo. Obtenido de <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-integrado-de-gusano-cogollero-en-maiz-y-sorgo>. Fecha de consulta: 4-09-18.
- IRAC., 2016. Resistencia a los insecticidas: ¿Qué es? ¿Cómo prevenirla? Obtenido de <http://www.higieneambiental.com/control-de-plagas/resistencia-a-los-insecticidas-que-es-como-prevenirla>. Fecha de consulta: 27-9-18.
- IRAC., 2013. *YouTube*. Retrieved from Mecanismos de resistencia a insecticidas: <https://www.youtube.com/watch?v=Ek8SpkMzOF0>. Fecha de consulta: 25-08-18.
- IRAC., 2015. Obtenido de <http://irac-argentina.org/resistencia-a-insectos/> . Fecha de consulta: 17-08-18.

- Lagunes, T. A., & Villanueva, J., 1994. Toxicología y Manejo de Insecticidas. Montecillos, Edo. de México.
- López, J. Á., 2017. Guía 2017 Para el Manejo del Pulgón Amarillo del Sorgo. From Comité Técnico de Pulgón Amarillo del Sorgo en Guanajuato: http://www.pulgonamarillogto.com/exteduc/publicaciones/guia_MIPulgonamarillo_2017.pdf. Fecha de consulta: 13-08-18.
- Luna, M. J., 2016. Alerta por *Dichelops* en maíz y sorgo “chinche de los cuernos”. Obtenido de <http://www.sectoragropecuario.com/alerta-por-dichelops-en-maiz-y-sorgo-chinche-de-los-cuernos/>. Fecha de consulta: 13-08-18.
- Martinez, M. H., Zaragoza, G. V., Valenzuela, A. A., Gonzalez, J. h., Censeros, M. A., Castro, G. D., & Sanchez, J. N., 1990. Guia para Cultivar Sorgo de Riego y Temporal en Guanajuato. Obtenido de <https://www.cofupro.org.mx/cofupro/images/contenidoweb/indice/pdf/Sorgo/90-01-SORGO.pdf>. Fecha de consulta: 13-08-18.
- Mendez, A., 2010. La Guía. From La Aplicación de la Química: <https://quimica.laguia2000.com/general/aplicaciones-de-la-quimica>. Fecha de consulta: 4-08-18.
- Monge, L. A., 1986. Manejo Racional de Insecticidas. Resistencia y rotación. Editorial tecnológica de Costa Rica. Cartago, Costa Rica. p. 74.
- Montella, I. R.; Martins, A. J.; Fernández, V.; Pereira, L. B.; Braga, I. A.; Valle, D., 2007. Insecticide resistance mechanism of Brazilian *Aedes aegyti* populations from 2001-2004. The American Journal of Tropical Medical and Hygiene, 77: 467-477.
- Penchi, A. M., Gandía, B. I., Domínguez, E. B., Rivera, J., Morales, J., Robles, J. F., . . . Rivera, S. T., 2010. Presentación de Oxidasas. Obtenido de <https://quorumsensin.wordpress.com/2010/05/13/presentacion-de-oxidadasas/>. Fecha de consulta: 10-10-18.
- Pérez, A., Saucedo, O., Iglesias, J., Wencomo, H. B., Reyes, F., Oquendo, G., & Milián, I., 2010. ARTÍCULO DE INVESTIGACIÓN. Obtenido de Caracterización y

potencialidades del grano de sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench):
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0864-03942010000100001.

Fecha de consulta: 9-09-18.

Pimentel M. A. G., Antonino F. L. R., Duarte B. M., Humberto S., 2008. Resistance of stored product insects to phosphine. *Pesq. Agropec. Bras.* 43: 1671-1676. Consultado en:
http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-204X2008001200005. Fecha de consulta: 8-06-2018.

Pioneer., 2014. Manejo De Gusano Cogollero En Cultivos De Maíz. Obtenido de
https://www.pioneer.com/CMRoot/international/Argentina_Intl/AGRONOMIA/MANEJO_DE_GUSANO_COGOLLERO_EN_MAIZ.pdf. Fecha de consulta: 10-08-18.

Posada O., L., 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, 4^a ed. Bogotá, Boletín Técnico No. 43, 662 p.

Ragaei, S., Abdel-Aal, E.-S. M., Noaman, M., 2006. Antioxidant activity and nutrient composition of selected cereals for food use. *Food Chemistry*, 98 (1) (2006), pp. 32–38.

Reyes, C., 2015. Panorama Agropecuario. Obtenido de <http://panorama-agro.com/?p=1135>. Fecha de consulta: 1-05-18.

Rodríguez Rodríguez, José Francisco, CERNA-CHÁVEZ-Ernesto, OCHOA FUENTES-Yisa María y HERNÁNDEZ-BAUTISTA, Omegar., 2016. Evaluación de extractos vegetales sobre pulgón amarillo (*Melanaphis sacchari*) (Hemiptera: *Aphididae*) en Sorgo en Guanajuato. *Revista de Ciencias Naturales y Agropecuarias.*, 3-7: 18-24.

Rueda, O. C., 2006. Caracterización Bioquímica Y Molecular De Una Esterasa Fúngica Aplicación En La Industria Papelera. Retrieved from
http://digital.csic.es/bitstream/10261/40203/3/TESIS_OLGA_1.pdf. Fecha de consulta: 6-08-18.

SAGARPA., 2008. INFORME. Obtenido de http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/Estudios_promercado/GRANOS.pdf. Fecha de consulta: 4-09-18.

SAGARPA., P. D., 2005. Programa De Sanidad Vegetal-Sagarpa-Gto. Obtenido de <http://www.cesaveg.org.mx/new/fichastecnicas/fichatecnicacontariniatorghicola.pdf>. Fecha de consulta: 10-07-18.

Sarh., 1986. Plagas del sorgo en el Bajío. Folleto técnico Núm. 3.

Sauphanor, B, A. Cuany, J. Bouvier, V. Brosse, M. Amichot, and J. Bergé., 1997. Mechanism of resistance to deltamethrin in *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera: *Tortricidae*). Pestic. Biochem. Physiol. 58:19-117.

SDAyR., 2016. Gto. Obtenido de <http://boletines.guanajuato.gob.mx/2016/02/09/veda-sanitaria-en-fechas-de-siembra-en-sorgo-para-controlar-pulgón-amarillo/>. Fecha de consulta: 25-08-18.

SENASICA., 2017. Pulgón amarillo del sorgo. From <https://www.gob.mx/senasica/documentos/pulgón-amarillo-del-sorgo-110905>. Fecha de consulta: 10-09-18.

SENASICA., 2014. Obtenido de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/159533/FICHA_T_CNICA_PAS.pdf. Fecha de consulta: 23-07-18.

SIAP., 2003. Servicio de información y estadística agroalimentaria y pesquera. Situación actual y perspectivas de la producción de sorgo en México 1992-2004. Boletín informativo. 93 p.

Singh, B.U; Padmaj, P.G.; Seetharama, N., 2004. Biology and management of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Homoptera: *Aphididae*). In sorghum: a review. Crop Protection, 23: 739-755.

SSMA., 2016. Informe del Sorgo. Obtenido de https://www.agroiindustria.gob.ar/sitio/areas/ss_mercados_agropecuarios/areas/grano

s/_archivos/000061_Informes/899995_Informe%20de%20SorgoSEPTIEMBRE%202016.pdf. Fecha de consulta: 19-05-18.

Surendran S, Karunaratne S, Adams Z, Hemingway J, Hawkes N., 2005. Molecular and biochemical characterization of a sand fly population from Sri Lanka: evidence for insecticide resistance due to altered esterases and insensitive acetylcholinesterase. Bull Entomol Res.;95:371-80.

Tiwari, S., R. S. Mann, M. E. Rogers, and L. L. Stelinski., 2011. Insecticide resistance in field populations of Asian *Citrus psyllid* in Florida. Pest Manage. Sci . 67: 1258-1268.

Tooker, J., 2009. Insect Advice from Extension. Obtenido de <http://ento.psu.edu/extension/factsheets/es/gusano-cortador-grasiento-black-cutworm>. Fecha de consulta: 17-08-18.

Tovar, H. C., 2015. CONTROL DEL GUSANO TELARAÑERO EN SORGO. Obtenido de <http://www.inifapcirne.gob.mx/Eventos/2015/Gusano%20Telaranero%20del%20sorgo.pdf>. Fecha de consulta: 12-09-18.

Tovar, H. C., & Gallardo, J. L., 2015. Obtenido de Centro de Investigación Regional del Noreste: <http://www.inifapcirne.gob.mx/Eventos/2015/Gusano%20Telaranero%20del%20sorgo.pdf>. Fecha de consulta: 14-07-18.

Valladares, C. A., 2010. Taxonomía y Botánica de los Cultivos de Grano. Obtenido de http://institutorubino.edu.uy/materiales/Federico_Franco/6toBot/unidad-ii-taxonomia-botanica-y-fisiologia-de-los-cultivos-de-grano-agosto-2010.pdf. Fecha de consulta: 10-06-18.

Varas, C. A., 2003. Manual De Procedimientos De Electroforesis Para Proteínas Y Adn. Obtenido de <http://www.ins.gob.pe/insvirtual/images/otrupubs/pdf/Manual%20Electroforesis%2038.pdf>. Fecha de consulta: 21-10-18.

Villa, J. M., Sáenz, R. A., & Sáenz, R. A., 2005. Guía para cultivar sorgo forrajero de riego para pastoreo, verdeo y henificado en el norte y centro de Coahuila. Obtenido de

<http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/jspui/bitstream/handle/123456789/712/230.pdf?sequence=1>. Fecha de consulta: 11-07-18.

Zeledón, H. S., Hernández, M. A., Morán, J. E., Borja, R. F., Torres, M. A., & Calderón, V. R., 2007. CENTA. Obtenido de <http://www.centa.gob.sv/docs/guias/granos%20basicos/GUIA%20TECNICA%20SORGO.pdf>. Fecha de consulta: 10-07-18.