



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**Departamento de Parasitología Agrícola
Maestría en Protección Vegetal**

T E S I S

**“DINÁMICA POBLACIONAL DE LA COCHINILLA
ROSADA *Maconellicoccus hirsutus* Green Y PARASITISMO
DE *Anagyrus kamali* Moufsi EN LA HUASTECA
HIDALGUENSE”**

QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE



MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DEPARTAMENTO DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

PRESENTA:

MEYER FLORES JOANA

Bajo la dirección de Ramírez Alarcón Samuel, Dr.

Chapingo, Texcoco Estado de México. Febrero, 2017.



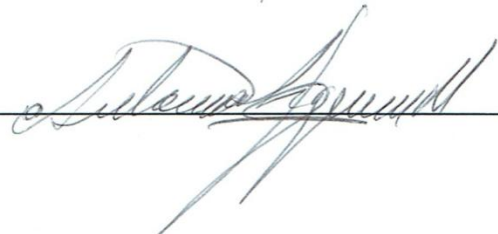
La presente tesis titulada: dinámica poblacional de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* Green y parasitismo de *Anagyrus kamali* Moufsi en la huasteca Hidalguense, realizada por la alumna Joana Meyer Flores, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

CONSEJO PARTICULAR

Director:  Dr. Samuel Ramírez Alarcón

Asesor:  Dra. Evert Villanueva Sánchez

Asesor:  M.C. Antonio Segura Miranda

Chapingo, Texcoco, Estado de México, Febrero de 2017

DINÁMICA POBLACIONAL DE LA COCHINILLA ROSADA *Maconellicoccus hirsutus* Green Y PARASITISMO DE *Anagyrus kamali* Moufsi EN LA HUASTECA HIDALGUENSE

POPULATION DYNAMICS OF THE PINK HIBISCUS MEALYBUG *Maconellicoccus hirsutus* Green AND PARASITISM OF *Anagyrus kamali* Moufsi IN HUASTECA HIDALGUENSE

RESUMEN

La cochinilla rosada del hibisco (CRH) *Maconellicoccus hirsutus* Green es una plaga de importancia cuarentenaria regulada en México (SCOPE, 2014). En el estado de Hidalgo se encontró en 2013, y actualmente se encuentra presente en Atlapexco, San Felipe Orizatlán, Huautla, Jaltocán y Yahualica. Con los objetivos de conocer la dinámica poblacional, distribución espacial, los índices de agregación de la CRH, el porcentaje de parasitismo ejercido por *Anagyrus kamali* M. y determinar las zonas de riesgo del estado de Hidalgo, se realizaron 26 muestreos, en Huejutla, Atlapexco y San Felipe, en plantas de *Hibiscus rosa-sinensis* L. y se registraron temperaturas mínima y máxima, precipitación y humedad relativa. Se estudiaron las asociaciones entre la dinámica poblacional de la CRH con las variables climáticas registradas y el número de brotes mediante técnicas de regresión. Adicionalmente se determinó la distribución de la CRH mediante el índice k de la binomial negativa y el coeficiente b de la ley del poder de Taylor. Los resultados mostraron que hubo asociación positiva entre el número de brotes y la presencia de la CRH. La precipitación tuvo efecto negativo sobre la presencia de la CRH; la temperatura tuvo efecto variable, de acuerdo a la localidad. Los índices de agregación mostraron que la distribución fue agregada. Se encontró que el potencial es de 7 a 12 generaciones de la CRH por año, la zona de riesgo fue Huehuetla, Pisaflores y Huazalingo. Se realizaron liberaciones de *A. kamali* en los municipios de Huejutla, San Felipe y Atlapexco del estado de Hidalgo, tomando 22 puntos de liberación por municipio, registrando parasitismo de hasta el 96.5% en el municipio de Huejutla, en el cual el control comenzó a tener efectos positivos entre el tercer y sexto mes después de las liberaciones

Palabras clave: dinámica poblacional, clima, parasitismo, cochinilla rosada, Hidalgo.

ABSTRACT

The pink hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* Green (PHM) is a pest of regulated quarantine importance in Mexico (SCOPE, 2014). In the state of Hidalgo was found in 2013, and is currently present in Atlapexco, San Felipe Orizatlán, Huautla, Jaltocán and Yahualica. In order to know the population dynamics, spatial distribution, aggregation indexes of *M. hirsutus*, and the percentage of parasitism exerted by *Anagyrus kamali* M. and determining the risk zones of the state of Hidalgo, 26 samples were taken in Huejutla De Reyes, Atlapexco and San Felipe Orizatlán Hidalgo in plants of *Hibiscus rosa-sinensis* L. Minimum and maximum temperatures, precipitation and relative humidity were recorded. The associations between PHM population dynamics with recorded climatic variables and young shoots were studied using regression techniques. Additionally, the distribution of PHM was determined by the index k of the negative binomial and the coefficient b of the law of Taylor power. The results showed that there was a positive association between outbreaks and the presence of PHM. Precipitation had a negative effect on the nymphs; the temperature had a variable effect, according to the locality. The aggregation indexes showed that the distribution was aggregated. It was found that the potential is 7 to 12 generations per year the risk zone was Huehuetla, Pisaflores and Huazalingo. Release of *A. kamali* was carried out in 46 checkpoints of the three municipalities, registering parasitism of up to 96.5% in some localities, in which the control began to have positive effects between the third and sixth month after the releases.

Key words: population dynamics, recorded climatic variables, pink hibiscus mealybug, Hidalgo

Datos biográficos

Datos personales

Nombre: Joana Meyer Flores

Fecha de nacimiento: 6 de diciembre de 1990

Lugar de nacimiento: Huejutla de Reyes Hidalgo

CURP: MEFJ901206MHGYLN08

Profesión: Ingeniero Agrónomo especialista en Parasitología Agrícola

Cédula profesional: 7873410



Desarrollo académico

Preparatoria Agrícola Universidad Autónoma Chapingo (2005-2008)

Licenciatura: Universidad Autónoma Chapingo (2008-2012)

Dedicatoria

A Dios, por prestarme la vida para recorrer este camino y ser feliz.

A mi madre, mi máximo impulso para lograr este objetivo, mi ejemplo de fortaleza y lucha.

A mi padre mi ejemplo de vida, humildad, amor y dedicación.

A mi hermana Janeth, por su amor, cariño y apoyo en esta etapa de dificultades que nos hacen caer para ver que en realidad somos muy fuertes.

A mi hermana Laura, por su impulso y consejos para no desistir en esta lucha para ser mejor cada día.

A mis sobrinos Christian, Violeta y Dámaris por el amor incondicional y sus ocurrencias.

A mi amor Jesús, por ese amor que ha venido a llenarme la existencia de alegría, porque con tu tiempo has colaborado en la realización de mi tesis profesional, por tu entrega y paciencia, te amo.

¡A todas las personas que forman parte de mí existir!

Al Lic. César Arizmendi por su flexibilidad en el trabajo y permitirme comenzar el proceso de admisión al posgrado, porque encontré un amigo en usted.

A Georgina Sandoval, Victoria Pacheco, Merary Escobar, Caty Pemi, Beatriz Hernández, por ser parte de mí existir, compartir tantas cosas buenas y malas... las quiero, por todo su amor, cariño y apoyo en las etapas más horribles de mi vida.

A José Manuel Martínez por ayudarme con mis muestreos y su amistad incondicional, al Ing. Jersaí Hernández por su apoyo y gran amistad, a Jonathan Hernández por todas las veces que estás cuando te necesito.

A la M.C. Berenice Juárez Vázquez, porque en ti encontré más que una compañera, este logro es en gran parte gracias a todo tu apoyo.

José de Jesús Bojorquez, Marta Fernández, Daniel Rincón, Paola Izquierdo y Angélica mis primeros amigos en el posgrado y por tanto apoyo para terminar esta etapa, los llevo en el corazón siempre.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el apoyo otorgado para realizar mis estudios.

A la Universidad Autónoma Chapingo y el Departamento de Parasitología Agrícola por darme la oportunidad de aprender en sus instalaciones.

Al Dr. Samuel Ramírez Alarcón por su dirección en este proyecto de investigación, su confianza y todo lo que he aprendido de usted.

A la Dra. Evert Villanueva Sánchez, por su acompañamiento en mi proyecto de tesis, mi admiración a su entrega y tenacidad en sus actividades.

Al M.C. Antonio Segura Miranda, por su apoyo en la realización de este proyecto y su empeño por lograr una mejor institución para nosotros.

Al Ing. Heliodoro Castellanos, por su enorme apoyo en mi fase de campo, compartir sus experiencias y conocimientos.

A todos los profesores del posgrado en Protección Vegetal por compartir sus conocimientos conmigo.

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Descripción de los órganos a muestrear para contabilizar CRH de acuerdo a la fase fenológica.	19
Cuadro 2. Resumen de las normales climatológicas registradas en la zona de muestreo durante el estudio.	25
Cuadro 3 Ecuaciones de las regresiones obtenidas entre las variables climáticas y el número de adultos de <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green en localidades de tres municipios de Hidalgo.	30
Cuadro 4. Índice k de la binomial negativa en ninfas y adultos de <i>Maconellicoccus hirsutus</i> en tres municipios de Hidalgo muestreadas en <i>Hibiscus rosa-sinensis</i>	33
Cuadro 5. Ley del poder de Taylor, para ninfas y adultos de <i>M. hirsutus</i> en tres municipios de Hidalgo.	36
Cuadro 6. Tamaño de agregación media (λ), para la población de <i>Maconellicoccus hirsutus</i> para tres municipios del estado de Hidalgo.	33
Cuadro 7. Ecuaciones de regresión para la CRH con relación al índice K de la binomial negativa.	36
Cuadro 8. Generaciones potenciales de la CRH por municipio del estado de Hidalgo.	43

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Normales climatológicas y densidad poblacional de la CRH en comunidades del municipio de Atlapexco, Hidalgo. Donde se muestra la dinámica poblacional de la CRH de acuerdo al paso del tiempo y las condiciones climáticas, además de los brotes nuevos en <i>Hibiscus rosa-sinensis</i> L.....	26
Figura 2. Dinámica poblacional de la <i>Maconellicoccus hirsutus</i> en la Huasteca Hidalguense y normales climatológicas registradas durante el periodo de estudio.	27
Figura 3. Normales climatológicas y densidad poblacional de la CRH en comunidades del municipio de Huejutla de Reyes, Hidalgo. Donde se observó que la densidad poblacional comenzó a aumentar a partir del mes de marzo y hasta el mes de julio. ..	28
Figura 4. Zonas de riesgo de entrada de <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green y número de generaciones potenciales en el estado de Hidalgo.	45
Figura 5. Densidad poblacional de la CRH en comunidades de Atlapexco, comparadas con sitios donde se realizó la liberación de <i>Anagyrus kamali</i> Moufsi comparadas con lugares donde no se realizaron liberaciones.	38
Figura 6. Densidad poblacional de la cochinilla rosada <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green en comunidades de Huejutla con y sin liberaciones de parasitoide <i>Anagyrus kamali</i> Moufsi.....	39
Figura 7. Densidad poblacional de la cochinilla rosada <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green con y sin liberaciones de <i>Anagyrus kamali</i> Moufsi en el municipio de San Felipe, Hidalgo	40
Figura 8. Porcentaje de parasitismo registrado durante los muestreos en los tres municipios del estado de Hidalgo.	42

INDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	3
II.	OBJETIVOS.....	4
2.1	OBJETIVO GENERAL.....	4
2.2	OBJETIVOS PARTICULARES	4
III.	REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1	LOS PIOJOS HARINOSOS	4
3.1.1	<i>Daño de los piojos harinosos</i>	<i>5</i>
3.2	LA COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO	6
3.2.1	<i>Origen y distribución.....</i>	<i>6</i>
3.2.2	<i>Hospedantes.....</i>	<i>6</i>
3.2.3	<i>Importancia y daños.....</i>	<i>7</i>
3.2.4	<i>Aspectos biológicos y morfología</i>	<i>7</i>
3.2.5	<i>Aspectos epidemiológicos.....</i>	<i>8</i>
3.2.5.1	SOBREVIVENCIA.....	9
3.3	MEDIDAS FITOSANITARIAS.....	10
3.3.1	<i>Muestreo directo sistemático en plantas hospedantes</i>	<i>10</i>
3.3.2	<i>3.3.2 Monitoreo.....</i>	<i>10</i>
3.3.3	<i>Tratamientos cuarentenarios</i>	<i>11</i>
3.3.4	<i>Control cultural.....</i>	<i>11</i>
3.3.5	<i>Control químico.....</i>	<i>12</i>
3.3.6	<i>Control biológico.....</i>	<i>12</i>
3.4.1	CONTROL BIOLÓGICO CLÁSICO	13
3.4.2	CONTROL BIOLÓGICO POR INCREMENTO	13
3.4.3	CONTROL BIOLÓGICO POR CONSERVACIÓN	14
3.4.4	CONTROL BIOLÓGICO DE PIOJOS HARINOSOS	15
3.4.4.1	ENEMIGOS NATURALES	15
3.4.4.2	PATÓGENOS	16
3.4.4.3	EL PARASITOIDE <i>ANAGYRUS KAMALI</i> MOUFSI.....	16
3.4.4.3.1	ORIGEN Y RANGO DE HUÉSPEDES	17
3.4.4.3.2	CICLO BIOLÓGICO.....	17
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS	18
4.1	DINÁMICA POBLACIONAL DE LA COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO E INTERACCIONES CON LAS VARIABLES CLIMATOLÓGICAS DE LOS MUNICIPIOS.	18
4.1.1	<i>Localización y clima de los municipios.....</i>	<i>18</i>
4.1.2	<i>Muestreo de la cochinilla rosada del hibisco</i>	<i>19</i>
4.1.3	<i>Seguimiento de las normales climatológicas y número de brotes por municipio.....</i>	<i>20</i>
4.1.4	<i>Análisis de datos para la dinámica poblacional de la CRH</i>	<i>20</i>
4.2	ÍNDICES DE AGREGACIÓN DE LA CRH	20
4.2.1	<i>Parámetro K de la binomial negativa</i>	<i>21</i>
4.2.2	<i>Ley del poder de Taylor.....</i>	<i>21</i>

4.3	PARASITISMO INDUCIDO DE <i>ANAGYRUS KAMALI</i>	22
4.3.1	<i>Localización de las liberaciones de Anagyrus kamali</i>	22
4.3.2	<i>Obtención y liberación del parasitoide Anagyrus kamali Moufsi</i>	22
4.3.3	<i>Muestreo de puntos de investigación con y sin liberaciones de A. kamali</i>	23
4.4	NÚMERO DE GENERACIONES POTENCIALES DE LA CRH Y ZONA DE RIESGO EN EL ESTADO DE HIDALGO	23
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	24
5.1	DINÁMICA POBLACIONAL DE LA CRH EN PLANTAS DE TULIPÁN DEL HIBISCO	24
5.2	ÍNDICES DE AGREGACIÓN.....	32
5.2.1	<i>Índice k de la binomial negativa</i>	32
5.2.2	<i>Ley del poder de Taylor</i>	35
5.3	PARASITISMO INDUCIDO DE <i>ANAGYRUS KAMALI</i> SOBRE LA CRH	37
5.3.1	<i>Impacto de los parasitoides liberados en las densidades poblacionales de la CRH</i>	41
5.3.2	<i>Porcentaje de parasitismo</i>	42
5.4	POTENCIAL DE GENERACIONES DE LA CRH POR AÑO EN EL ESTADO DE HIDALGO	43
VI.	CONCLUSIONES	46
VII.	LITERATURA CITADA.....	46

I. INTRODUCCIÓN

La Cochinilla Rosada *Maconellicoccus hirsutus* Green, es una plaga exótica de importancia mundial y cuarentenaria que se alimenta de la savia de al menos 300 especies de vegetales; es la principal plaga de muchas hortalizas, frutas, cultivos y plantas ornamentales que ocasiona pérdidas a los agricultores y su control ha sido un tema de importancia en el manejo integrado de plagas (Samman *et al.*, 2016).

En México *M. hirsutus* se detectó por primera vez en 1999, en Mexicali, Baja California y actualmente está presente en los estados de Baja California, Baja California Sur, Nayarit, Hidalgo, Michoacán, Jalisco, Oaxaca, Quintana Roo, Guerrero, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas, Colima, Veracruz, Yucatán, Chiapas, Campeche, Tabasco y Morelos (SCOPE, 2014). En el estado de Hidalgo el primer foco de infestación fue en plantas de tulipán mexicano en Diciembre de 2013 en el municipio de Huejutla de Reyes; y actualmente se encuentra en los municipios de Huejutla de Reyes, Jaltocán, San Felipe Orizatlán, Yahualica y Atlapexco (Azuara *et al.*, 2015). La CRH ocasiona daño directo por la succión de savia de las plantas; daños indirectos por la inyección de saliva toxica y la excreción de sustancia dulces sobre las hojas y ramas, lo cual permite el desarrollo de fumagina que afecta la capacidad fotosintética del hospedero (Kairo *et al.*, 2000).

En México se realizan acciones para evitar la diseminación de la plaga en los estados y cultivos donde no se encuentra presente, entre las medidas que se llevan a cabo se encuentra el control legal, químico, cultural, mecánico y últimamente el control biológico es una de las opciones que presenta mayor potencial para reducir los niveles de infestación de esta plaga, debido a la importancia de *M. hirsutus*, los daños que causa, la poca efectividad del uso de productos químicos, la rápida diseminación en México y en el continente americano (García *et al.*, 2009).

El parasitoide *Anagyrus kamali*, asociado con la CRH en México y otros lugares del mundo, probablemente se introdujo junto con el pseudococcido. Este parasitoide fue introducido desde China, junto con otros parasitoides y depredadores en las islas del Caribe en un programa de control biológico, y resultó ser uno de los métodos de control más eficientes de la CRH (Chong et al., 2008). En México, plantas de *H. rosa-sinensis* atacada por la CRH se han monitoreado regularmente y se han verificado las altas tasas de parasitismo de esta cochinilla por *A. Kamali*, lo que indica que este parasitoide contribuye a la regulación de la población de esta plaga (CESAVEJAL, 2009).

II. OBJETIVOS

Objetivo general

Determinar la dinámica poblacional anual de CRH en la Huasteca Hidalguense analizando las interacciones entre las variables climatológicas de cada municipio y el número de brotes de *Hibiscus rosa-sinensis*.

Objetivos particulares

Determinar el número potencial de generaciones de la CRH por año y zonas de riesgo de entrada de la plaga en Hidalgo.

Determinar el efecto de las liberaciones del parasitoide *Anagyrus kamali* sobre la CRH en tres municipios del estado de Hidalgo.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

Los piojos harinosos

Los piojos harinosos, también llamados cochinillas o chanchitos blancos, pertenecen al orden Hemíptera, familia Pseudococcidae, y deben su nombre a la sustancia blanca a menudo en forma de polvo, filamentos, proyecciones o láminas cerosas, que cubren el cuerpo de la hembra a partir del tercer estadio ninfal (Malais y Ravensberg, 1991; Watson y Chandler, 2000). La familia está

típicamente representada por el género *Pseudococcus* Westwood, el cual incluye especies que causan considerables daños, tanto en la parte aérea como en las raíces de varias plantas (Sermeño y Navarro, 2000). En términos económicos se ubican entre los insectos más dañinos, especialmente de árboles frutales (Malais y Ravensberg, 1991). Por ejemplo, los géneros *Pseudococcus*, *Phenacoccus* Cockerell y *Planococcus* Ferris incluyen especies de importancia agrícola y se consideran de las plagas más serias a nivel mundial debido a que algunas presentan una distribución geográfica amplia y tienen un extenso rango de hospederos (Bartlett, 1978).

3.1.1 Daño de los piojos harinosos

El daño de los piojos harinosos en las plantas está asociado con caída de flores y frutos, marchitez o debilidad general de la planta, así como por favorecer el crecimiento de hongos saprofitos (*Capnodium spp.*) conocidos como “fumagina”, sobre las sustancias excretadas, lo que provoca disminución o pérdida de la actividad fotosintética en la hoja o pérdida de color o manchado de los frutos (Bartlett, 1978; Akalach *et al.*, 1992). Además, debido a esto, las hormigas llegan hasta las colonias de piojos con lo que afectan de forma importante el control natural (Bartlett, 1978). Algunos piojos harinosos inyectan saliva tóxica durante el proceso de alimentación, que ocasiona malformación en el crecimiento de los tejidos del hospedero, fenómeno conocido como toxemia (Kairo *et al.*, 2000), y otros son vectores de enfermedades virales (González *et al.*, 2002; Petty *et al.*, 2002).

Maconellicoccus hirsutus fue el piojo harinoso más dañino en Egipto, después de que en 1908 fue acarreado probablemente desde la India; para 1926 ocurría en casi todo el país. Atacó una gran cantidad de hospederos, con infestaciones severas y fuertes daños en *Hibiscus spp.*, mora (*Morus alba* L.), y pisquín o kuango (*Albizia lebbek* L.); también ocasionó serios daños en babul (*Acacia arabica* Willd), árbol orquídea o pata de vaca (*Bauhinia sp.*), *Grevillia sp.*, guayaba, espino de Jerusalén (*Parkinsonia aculeata* L.), falsa acacia

(*Robinia pseudoacacia* L.), y el guandul (*Cajanus indicus* Spreng), y fue una plaga menor de algodón (*Gossypium hirsutum* L.), uva y cítricos (Bartlett, 1978).

La Cochinilla Rosada del Hibisco

La cochinilla rosada es una plaga con categoría reglamentaria denominada plaga cuarentenaria presente. La situación de la plaga en México de acuerdo con la NIMF No.8 es: presente sujeta a control oficial (CIPF, 2006).

3.2.1 Origen y distribución

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemíptera: Pseudococcidae), fue descrita por primera vez de la India y Tasmania; es nativa del lejano Oriente, Sur de Asia o Australia (Bartlett, 1978; Roltsch *et al.*, 2000). Se presenta comúnmente en la mayor parte de las zonas tropicales de Asia, el Oriente Medio, África, Australia y Oceanía, sin embargo, a pesar de su amplia distribución sólo se considera una plaga importante en Egipto y la India (Kairo *et al.*, 2000).

En el caso de México, se detectó en Mexicali, Baja California en 1999 (Roltsch *et al.*, 2000), y para 2004 en Bahía de Banderas, Nayarit (SAF, 2004) y Puerto Vallarta, Jalisco y actualmente está presente en los estados de Baja California Sur, Campeche, Chiapas, Colima, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán (SCOPE, 2014).

3.2.2 Hospedantes

En México, se han determinado 40 especies de plantas como hospedantes de la cochinilla rosada del hibisco (Cuevas, 2005); sin embargo, a consideración de la DGSV sólo 16 especies de plantas hospedantes son de alta importancia económica (SAGARPA, 2007).

3.2.3 Importancia y daños

A nivel nacional, existen regiones con condiciones ambientales que favorecen el establecimiento del insecto abarcando una extensión de 57 millones de hectáreas y corresponden a las selvas cálida secas y cálida húmedas, por lo que el país es altamente susceptible a la dispersión de la cochinilla rosada del hibisco, sobre todo en la temporada de huracanes, debido a que el viento es un medio de dispersión de *M. hirsutus*, ya sea de países cercanos a México o de los sitios del interior del país. Con la dispersión y establecimiento de la cochinilla rosada del hibisco, se verían afectadas la comercialización local y exportación de cultivos frutales y hortalizas, además de los incrementos en costos de producción y manejo postcosecha de cultivos considerados como hospedantes de la cochinilla rosada del hibisco por la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV). La excreciones de la CRH que se depositan en el follaje de las plantas sirven de sustrato para la fumagina, la cual reduce la capacidad fotosintética de la planta (Kairo *et al.*, 2000). En fuertes infestaciones causa caída de flores, defoliación y muerte de ramas o de todo un arbusto. En árboles como *Artocarpus altilis* (Park), *Spondias cytherea* (Sonn) y *Annona muricata* L., los frutos son cubiertos completamente por la CRH y caen prematuramente. En algunos casos, las yemas no se desarrollan y en otros, la flor cae prematuramente (De Chi *et al.*, 1996).

3.2.4 Aspectos biológicos y morfología

Las hembras pasan por tres instares ninfales y los machos por dos. La etapa de ninfa puede durar hasta 30 días (APHIS-USDA, 1996). La temperatura es un factor que puede determinar la duración del ciclo biológico de esta plaga. La cochinilla rosada del hibisco requiere de 29.8 días a una temperatura de 27 °C para completar el desarrollo de huevo a adulto. Las hembras tienen una longevidad de 19-28 días; mientras que los machos adultos pueden vivir de 1.4-3.4 días (Chong *et al.*, 2008). En condiciones de laboratorio, *M. hirsutus* puede

tener de 10-15 generaciones en un año (Mani, 1989; Meyerdirk *et al.*, 2003). La reproducción es sexual, las hembras vírgenes producen una feromona sexual que atrae a los machos para el apareamiento (Zhang *et al.*, 2004). Las hembras aisladas no ponen huevos. La hembra mantiene los huevos en un ovisaco de fibras cerosas blancas, el cual llega a cubrir completamente el cuerpo de éstas. Los huevos son inicialmente de color anaranjado, al madurar se tornan de color rosa. Se ha observado que la fecundidad de la cochinilla rosada del hibisco depende del hospedante sobre el cual se alimenta, con un rango de 84- 654 huevos, el promedio es de 145 en mora (*Morus sp.*), 457 en jamaica, (*Hibiscus sabdarifa*), 457-516 en cáñamo de la India (*Hibiscus cannabinus*), (Ghose, 1972). El desarrollo del huevo dura de 3-9 días con un tamaño de 0.3-0.4 mm. La hembra reduce su tamaño a medida que deposita los huevos y muere al término de la oviposición, casi después de una semana. La proporción sexual hembra a macho es 1.4:1 (Persad y Khan, 2002), el macho es capaz de copular con cuatro hembras (Ghose, 1972). Las hembras adultas viven en promedio 13.9 días, los machos solo 2.7 días (Persad y Khan, 2002). En los trópicos y sub-trópicos se presentan aproximadamente diez generaciones por año, y en la época invernal la CRH se mantiene en las áreas protegidas de las plantas tales como grietas y huecos de la corteza, dentro de gajos de frutas o dentro del suelo hasta que las plantas estén disponibles nuevamente; las poblaciones máximas se alcanzan al final del verano y a principios del otoño (Meyerdirk *et al.*, 2003). La CRH se dispersa naturalmente por medio del viento, la lluvia, las aves y otros animales silvestres, por las actividades humanas y vehículos, y sobre todo por el transporte de material vegetal a zonas libres (USDA-APHIS, 1998; Sagarra y Peterkin, 1999). Las plantas más susceptibles son guanábana, hibiscus, teca y probablemente algunos cítricos. Bajo condiciones óptimas para esta plaga los cultivos mencionados pueden presentar pérdidas de hasta 100 % (Araya, 2007).

3.2.5 Aspectos epidemiológicos

M. hirsutus puede atacar cualquier parte de la planta, pero prefiere las áreas en crecimiento como brotes foliares y florales, frutos; en infestaciones severas

puede atacar ramas, hojas maduras y troncos (Mani, 1989). Chong *et al.*, (2008), mencionan que los factores ambientales que determinan el desarrollo de esta plaga son tasas de desarrollo y reproducción de *M. hirsutus* a temperaturas constantes. Los huevos eclosionan en aproximadamente 16 días a una temperatura de 20 °C y 6 días a temperaturas de 30-35 °C; mientras que a 16 °C no se presenta la eclosión de huevos. Las hembras de la CRH requieren de 66.7, 29.8 y 33.3 días, a temperaturas de 20, 27 y 30 °C, respectivamente para completar el desarrollo de huevo a adulto. En el caso de los machos, el tiempo de desarrollo es similar al de la hembra, sólo difiere cuando la temperatura es de 30 °C, provocando que el tiempo del ciclo se reduzca a 27.5 días. Las hembras pueden mantenerse reproductivas durante 7-8 días a temperaturas de 25- 30 °C y tener una longevidad de 28.2, 21, 19.9 y 19.5 días a 20 °C, 25 °C, 27 °C y 30 °C, respectivamente. Los machos adultos pueden vivir 3.4 días a 20 °C, 2.5 días a 25-27 °C y 1.4 días a 30 °C (Chong *et al.*, 2008). La temperatura umbral mínima de desarrollo (T_{min}) para los huevos, ninfas hembras y ninfas machos, es de 14.5, 15.2 y 15.0 °C; mientras que la T_{min} estimada para completar todo el desarrollo de hembras y machos es de 14.5-14.3 °C, respectivamente. La constante termal (K) para huevos es de 101.7 Grados Día de Desarrollo (GDD), 230 GDD para el desarrollo ninfal de hembras y 245.1 GDD para el desarrollo ninfal de machos. Para el desarrollo completo de hembras y machos se requieren de 347.2 y 363.6 GDD, respectivamente (Chong *et al.*, 2008). La temperatura umbral máxima de desarrollo ($T_{máx}$) para huevos es de 39.8 °C, para ninfas y para hembras y machos es de 35 °C. La temperatura óptima de desarrollo (T_{opt}) para hembras es de 29 °C. *M. hirsutus* puede incrementar al doble su población en aproximadamente 6 días a temperaturas de 25-27 °C (Chong *et al.*, 2008).

3.2.5.1 Sobrevivencia

De acuerdo a los rangos de temperatura de *M. hirsutus*, Chong *et al.*, (2008), sugieren que la cochinilla rosada del hibisco puede sobrevivir a temperaturas mayores de 15 °C, por lo que su distribución puede extenderse a

latitudes más al norte del continente americano, como el sureste de Canadá; al considerar la (T min) de 17.5 y 300 GDD, *M. hirsutus* puede completar al menos una generación en toda la parte continental de los EE.UU. Esta plaga presenta una simbiosis con varias especies de hormigas, las cuales protegen las colonias de la cochinilla rosada del hibisco de los enemigos naturales, reduciendo la efectividad de éstos. Las hormigas se benefician al remover las excreciones azucaradas de la cochinilla rosada del hibisco, para usarlas como fuente importante de alimentación, esto ocurre en otras especies de piojos harinosos (Mani, 1989).

Medidas fitosanitarias

3.3.1 Muestreo directo sistemático en plantas hospedantes

El muestreo directo sistemático en plantas hospedantes, es el conteo de los diferentes estadíos de la cochinilla, presentes en brotes de 5 cm y/o frutos; con la finalidad de conocer el nivel de infestación de la plaga, en este sistema de muestreo para la CRH se ha establecido la siguiente escala de niveles de infestación: Nulo: 0; Bajo: >0-10; Medio: >10-20; Alto: >20. Niveles que se obtienen de una unidad muestra, que consiste en seleccionar una rama o brote terminal de 5 cm de largo. Para la CRH, el tamaño de la muestra depende de las áreas a muestrear (agrícola, urbana o marginal) y del tipo de cultivo o vegetación; con muestreos cada 15 días (SENASICA-DGS, 2009).

3.3.2 3.3.2 Monitoreo

Para el monitoreo se usan trampas con feromona sexual. Zhang *et al.*, (2004), desarrollaron una feromona sexual sintética para atraer machos de la cochinilla rosada del hibisco. Esta feromona sintética, (R)-lavandulyl (S)- 2-methylbutanoate y (R)-maconelliyl (S)-2-methylbutanoate, puede permanecer activa de 6-12 meses (a dosis de 1 a 10 µg respectivamente) (Zhang y Amalin, 2005). Hall *et al.*, (2008), usaron trampas (tipo delta) con la feromona sexual sintética antes mencionada para capturar machos de la cochinilla rosada del hibisco, logrando estimar la densidad poblacional de esta plaga en tres

localidades de Florida, EE.UU., en el período de 2004 a 2006. Las capturas de machos de *M. hirsutus* en trampas mostraron que la densidad poblacional fue más abundante en el período de final del verano hasta inicio del otoño (de finales de agosto, principios de octubre). En México, el monitoreo de la cochinilla rosada del hibisco con trampas con feromona sexual sintética, se ha estado realizando desde el 2005. El tipo de trampa utilizada es la tipo Delta, a la cual se le han hecho varias modificaciones en la sección de la base que es removible para facilitar el manejo, servicio y conteo en laboratorio (SENASICA-DGSV, 2009).

3.3.3 Tratamientos cuarentenarios

Otra herramienta utilizada para eliminar diferentes especies de plagas que permite la movilización de los productos infestados con la CRH son los tratamientos cuarentenarios, como la fumigación con bromuro de metilo, radiación ionizante, vapor caliente e inmersión en agua caliente. De Chi *et al.*, (2000) mencionan que el tratamiento a base de fosfuro de magnesio ocasionó 100% de mortalidad de la plaga en cargamentos de mango y guanábana. Asimismo, Zettler *et al.*, (2002) reportaron que los huevos de la CRH fueron altamente susceptibles a la fumigación con bromuro de metilo, y a una dosis de 48 mg/L se logró un control completo de todos los estados de desarrollo de la plaga. Los tratamientos con vapor caliente requirieron 45 min para matar todos los estados de desarrollo de la CRH a 47°C, mientras que a 49°C el mismo efecto se logró en sólo 10 min (Follett, 2004). La radiación de 100 Gy logró matar huevos y ninfas de la CRH, sin que se produjera descendencia (Jacobsen y Hara, 2003).

3.3.4 Control cultural

El control cultural consiste en podar las plantas con presencia de cochinilla y si es necesario, su eliminación; básicamente se utiliza cuando se tiene un nuevo y pequeño brote de la plaga, que no está en los municipios bajo control fitosanitario; así mismo en zona agrícola se debe realizar control cultural

en malezas a los márgenes de los predios y canales de agua (CESAVEJAL, 2009).

3.3.5 Control químico

SENASICA-DGSV (2009), recomienda la aplicación de insecticidas organofosforados (dimetoato) y piretroides (deltamentrina). El CESAVEJAL, (2009), recomienda la aplicación en zonas agrícolas y marginales de: Dimetoato, 5 ml/litro de agua + detergente líquido al 1 %. Malathion, al 0.5 % + detergente al 1 %. Aceite paraafínico del 1.5–2 % + adherente del 0.1 al 0.25 %.

3.3.6 Control biológico

El control biológico es un método que emplea organismos vivos para reducir la densidad de la población de otros organismos plaga, considerando que una plaga es cualquier organismo que produce un daño o reduce la disponibilidad y la calidad de un recurso humano (Hajek, 2004). Los organismos que son utilizados comúnmente como enemigos naturales en el control biológico de invertebrados, se clasifican en cuatro categorías: parasitoides, depredadores, patógenos y competidores. Estos agentes de control provienen de una gran variedad de grupos taxonómicos, incluyendo a los insectos, ácaros, nematodos y microorganismos, tales como las bacterias, los virus, los hongos y los organismos unicelulares. Estos agentes de control, al pertenecer a distintos grupos poseen diferentes propiedades biológicas y de comportamiento. Estas diferencias hacen que unos u otros sean más o menos exitosos como biocontroladores en una estrategia de control determinada (e.j.: control biológico clásico, conservativo, inoculativo o inundativo). Sin embargo, los organismos más exitosos se caracterizan por poseer uno o más de los siguientes atributos:

- a) Un alto grado de especificidad con la plaga,
- b) Una sincronía con el ciclo de vida de la plaga (especialmente, cuando la especificidad depredador-presa o parasitoide-huésped es alta),

- c) Una alta capacidad de crecimiento poblacional con respecto a la plaga (desarrollo más rápido, más generaciones por año y mayor fecundidad),
- d) Capacidad de sobrevivir períodos con poca abundancia de presa o aún en ausencia de la misma,
- e) Una alta capacidad de búsqueda, particularmente a bajas densidades de la plaga y finalmente
- f) La habilidad de modificar su acción en función de su propia densidad y la de la plaga, es decir mostrar densodependencia (Bale, 2011).

3.4.1 Control biológico clásico

Esta estrategia se utiliza generalmente cuando se presenta una plaga exótica. Se basa en la búsqueda e importación de enemigos naturales del lugar de origen de la plaga (Leyva, 1998; Ferron y Deguine, 2005); sin embargo, también puede ser aplicada para plagas nativas. Las liberaciones son de tipo inoculativo ya que se pretende el establecimiento de los enemigos naturales; la regulación es ejercida por los organismos liberados y su progenie. El control biológico clásico es aceptado como una estrategia económica y ecológica del control de plagas; es una alternativa viable para disminuir el uso de insecticidas de amplio espectro (Gómez, 2007), además se considera con frecuencia la piedra angular del manejo integrado de plagas; sin embargo, la introducción de enemigos naturales exóticos puede tener efectos imprevistos y afectar negativamente a los ecosistemas nativos (Michaud, 2002), por lo que se deben realizar estudios de su impacto en estos ecosistemas.

3.4.2 Control biológico por incremento

Se basa en la cría o reproducción masiva de los enemigos naturales en insectarios o laboratorios. Consiste en la liberación de los enemigos naturales con el propósito de aumentar las poblaciones de la especie benéfica ya existente en el campo, o inundar las áreas de desarrollo de las poblaciones plaga con los enemigos naturales (May *et al.*, 2003). Se utiliza para el manejo de

plagas exóticas o nativas. El incremento se puede llevar a cabo de dos maneras: 1) por inoculación, consistente en la liberación periódica o estacional de un número relativamente reducido de enemigos naturales; el control depende de la progenie de los organismos liberados más que de la liberación original; y 2) por inundación, basada en la liberación masiva de enemigos naturales; su efecto se asemeja al uso de insecticidas ya que se pretende el abatimiento de las poblaciones plaga en corto tiempo por los individuos liberados (Leyva, 1998; Sagarra, 1999). May *et al.*, (2003) mencionan que entre los factores que pueden limitar la efectividad del control por aumento se encuentran: a) un ambiente desfavorable para los enemigos naturales en el tiempo de la liberación, b) la dispersión de los enemigos naturales lejos de los sitios de liberación, c) la interferencia mutua o canibalismo, d) los refugios de la plaga, e) la depredación o parasitismo de los organismos liberados por enemigos nativos, y f) la calidad de los enemigos liberados, entre otros.

3.4.3 Control biológico por conservación

Esta estrategia es aplicable tanto a organismos exóticos como nativos. Se refiere a las intervenciones del hombre que permiten mayor supervivencia de los enemigos naturales a través de modificaciones del ambiente; éstas se realizan al proporcionarles directamente alimento, refugio o sitios de oviposición, al llevar a cabo labores culturales específicas, al aplicar sustancias que modifiquen el comportamiento de los organismos benéficos o al evitar la utilización de productos nocivos que pueden alterar los procesos naturales, como son los insecticidas de amplio espectro (Leyva, 1998; Obrycky y Kring, 1998). Este método está dirigido a proteger o incrementar la actividad de los enemigos naturales, ya que proporciona las condiciones adecuadas para su crecimiento y reproducción, e incrementa el impacto de los organismos benéficos en la reducción de las poblaciones plaga.

3.4.4 Control Biológico de Piojos Harinosos

3.4.4.1 Enemigos naturales

El complejo de enemigos naturales de *M. hirsutus* incluye al menos 30 especies de depredadores de 11 familias en los órdenes Hemiptera, Neuroptera, Lepidoptera, Diptera y Coleoptera, y más de 20 especies de parasitoides en seis familias de Hymenoptera.

Un parasitoide es una especie de insecto que sólo afecta a insectos plaga de cultivos y no a mamíferos. Los estadíos inmaduros matan al hospedero atacado ya que se alimentan de él en forma externa o interna, y el adulto es de vida libre. Su empleo en el control biológico de plagas es considerado ambiental y ecológicamente compatible ya que se basa en las interrelaciones existentes entre los organismos en el hábitat natural de las plagas y en el caso de los parasitoides se evalúa la especificidad y el impacto que produce su introducción en otros organismos no objeto de control antes de su liberación masiva (Flores, 2005).

Los insectos parasitoides y depredadores son uno de los principales agentes de control de las poblaciones de piojos harinosos (Flores, 2005). Los intentos de control biológico clásico de pseudocócidos se iniciaron en 1891-1892 con la introducción a California del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) originario de Australia, para el combate de *Planococcus citri* Risso. Durante el siglo XX, algunos parasitoides y depredadores fueron utilizados para el combate de 22 especies de piojos harinosos en diversas partes del mundo y en 15 de ellas se logró el control total o parcial (Sermeño y Navarro, 2000).

Mediante la liberación del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae), se ha demostrado un control de hasta el 90 % de la población de la cochinilla rosada del hibisco en los lugares de liberación

(SENASICA-DGSV, 2009). *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae), es un parasitoide que se libera cuando la población de *M. hirsutus* es baja (Martínez, 2007).

3.4.4.2 Patógenos

El rango de patógenos que atacan insectos chupadores, como piojos harinosos y escamas es reducido. Los reportes se restringen exclusivamente a hongos, capaces de infectar a sus hospederos penetrando a través de la cutícula (Van Lenteren *et al.*, 1996). Los hongos entomopatógenos asociados con poblaciones naturales de piojos harinosos se ubican dentro de la Subdivisión Zygomycotina, Clase Zygomycetes, Orden Entomophthorales, principalmente. Algunas especies reportadas son *Conidiobolus* (=Entomophthora) *pseudococci* (Speare) Tyrrel & MacLeod sobre *Pseudococcus calceolariae* (Maskell) (Wolf, 1951) y *Neozygites* (=Entomophthora) *fumosa* (Speare) Remaudiere & Keller, quien controló en 1922 las poblaciones del piojo harinoso de los cítricos *Planococcus citri* Risso (Hemiptera: Pseudococcidae), en plantaciones de Florida (Steinhaus, 1949). Algunas especies de Entomophthorales juegan un rol importante en la regulación natural de insectos; bajo ciertas condiciones de humedad y temperatura causan epizootias que reducen la población del huésped a niveles extremadamente bajos, por lo que presentan un gran potencial en el manejo de plagas (May *et al.*, 2003).

3.4.4.3 El Parasitoide *Anagyrus kamali* Moufsi

Anagyrus kamali es una pequeña avispa de 1.2 a 1.7 mm de longitud con la mayor parte del cuerpo de color naranja incluyendo la cabeza y parte lateral del tórax, con el primer segmento basal de la antena ensanchado, negro, tornándose blanco en la base, primer flagelo oscuro en la base, y claro en la punta. La diferencia entre machos y hembras radica en las antenas, ya que los machos presentan pelos largos en las mismas, mientras que las hembras no. Es un endoparásito altamente específico que sólo produce un parasitoide adulto de cada cochinilla, completando todo su desarrollo larvario dentro de la plaga. No

afecta a otros piojos harinosos, ni daña a seres humanos o animales domésticos (Araya, 2007).

3.4.4.3.1 Origen y rango de huéspedes

Anagyrus kamali Moufsi (Hymenoptera: Encyrtidae) es un endoparásitoide primario solitario, nativo de la región Oriental, desde Pakistán hasta el Sur de China e Indonesia (Michaud y Evans, 2000). Tiene como huésped preferencial a la cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus*; sin embargo, puede atacar otras especies de piojos harinosos dentro de los géneros *Planococcus*, *Pseudococcus* y *Nipaecoccus* (Peterkin et al., 1996). Meyerdirk et al., (1988) reportaron la presencia de *A. kamali* parasitando al piojo harinoso *Nipaecoccus viridis* en cítricos del Valle del Río Jordán. Abd-Rabou (2005) lo registró atacando a *Ferrisia virgata* en Egipto. Sagarra et al., (2001) ofrecieron como posibles huéspedes de *A. kamali* a los piojos harinosos *Planococcus halli* Ezzat & McConnel, *Pseudococcus elisae*, *Saccharococcus sacchari*, *Plotococcus neotropicus* y *M. hirsutus*; reportan que el parasitoide reconoció y ovipositió sobre *M. hirsutus* y *Planococcus halli*, sin embargo, sólo logró completar su desarrollo sobre *M. hirsutus*.

3.4.4.3.2 Ciclo biológico

Sagarra y Vincent (1999) mencionaron que en experimentos de laboratorio *A. kamali* presentó mayor oviposición sobre hembras de CRH (77.5%), seguida por ninfas de tercer (67.5%) y segundo (65%) instar; el estadio menos parasitado fue el primer instar (20%). Asimismo, la emergencia de parasitoides fue mayor en ninfas de primer y segundo instar (con una mayor proporción de machos), en comparación con ninfas de tercer instar y hembras. Esto pudo ser ocasionado por la respuesta inmune del huésped, ya que las cochinillas de tercer instar y adultas tienen un mayor potencial para encapsular completamente los huevos del parasitoide (Sagarra et al., 2000). Las hembras ovipositan los huevos dentro de la CRH. Las larvas eclosionan cuatro días

después a 25°C, y pasan por seis estadios larvales (Bartlett, 1978). La cochinilla parasitada se transforma en una “momia”, que contiene en su interior al parasitoide en estado de pupa, el cual tarda aproximadamente tres días, después el adulto perfora un agujero en un extremo de la momia para emerger (Sermeño y Navarro, 2000). El ciclo de vida tiene una duración de 18 a 21 días en condiciones de temperatura de 25 a 27°C, sin embargo, en climas tropicales, el ciclo de desarrollo se reduce hasta 15 días, por lo tanto el parasitoide puede producir dos generaciones por cada generación de *M. hirsutus* (USDA-APHIS, 1996). El apareamiento ocurre el mismo día de emergencia, con un día de preoviposición (Persad y Khan, 2002). La oviposición comienza en las primeras 24 horas después de la emergencia (Sagarra *et al.*, 2001).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Dinámica poblacional de la cochinilla rosada del hibisco e interacciones con las variables climatológicas de los municipios.

4.1.1 Localización y clima de los municipios

El estudio se desarrolló en tres municipios del estado de Hidalgo (Atlapexco (21°00'15"N 98°30'20"O a 570 msnm, San Felipe Orizatlán (21°10'19"N 98°36'23"O a 160 msnm) y Huejutla (21°08'24"N 98°25'10"O a 140 msnm)) tomando como punto de muestreo cada punto de vigilancia dando un total de 120 puntos de muestreo los cuales han sido reportados por el CESAVEH con presencia de la plaga. En cada punto de vigilancia se encontró una planta de tulipán (*Hibiscus rosa-sinensis* L.) infestada con CRH. El clima en Atlapexco es semicálido húmedo con abundantes lluvias en verano, registra una temperatura media anual en el rango de 20 a 22°C, la precipitación promedio anual va de los 1,500 a 2,000 mm. San Felipe Orizatlán, tiene un clima húmedo, con una temperatura media anual de 23 °C, y una precipitación pluvial de 1,705 mm por año y el período de lluvias es durante el verano. En Huejutla el clima es cálido húmedo con pocas lluvias en invierno, las temperaturas llegan hasta los 50 °C en verano, la temperatura media anual es de 31.1°C. y la precipitación pluvial es de 1,100 mm por año (INEGI, 2016). En los municipios de Huejutla, San Felipe y Atlapexco se estudió el comportamiento de la CRH en plantas de

tulipán del hibisco, estas se encontraron en jardines particulares, calles, parques, escuelas y terrenos baldíos. En la ciudad de Huejutla se estudiaron las colonias de Fraccionamiento Huastequita 1 y 2, las Américas, Del Carmen y Aviación Civil. En el municipio de San Felipe Orizatlán las comunidades de Huexotitla, Tetlama Grande, Hueytlale, Santo Domingo, Naranjal y la Laguna. En el municipio de Atlapexco se estudiaron las comunidades de Tenexco II, Coamecaco I, II y III, Ixtacuatitla y El Mirador. Todos los puntos de muestreo fueron georeferenciados.

4.1.2 Muestreo de la cochinilla rosada del hibisco

Para conocer la dinámica poblacional de la CRH se realizaron 26 muestreos en los tres municipios con un total de 40 puntos de muestreo por municipio, desde noviembre de 2015 hasta noviembre de 2016. El periodo fue cada 14 días. Se seleccionaron brotes de cada planta de tulipán del hibisco infestadas con CRH dependiendo de la etapa fenológica. Se tomaron datos del número de hembras y ovisacos de CRH en cada brote para obtener la densidad poblacional de la plaga en cada planta muestreada, en base a la escala propuesta por la campaña contra la cochinilla rosada en México. Los muestreos se llevaron a cabo por la mañana. Los datos obtenidos se utilizaron para determinar la densidad poblacional de la CRH donde: la densidad es nula cuando hay 0 cochinillas rosadas por brote (crpb); baja: >0-10 crpb; media: >10-20 crpb y alta: >20 crpb.

Los muestreos se realizaron de acuerdo a la fase fenológica del tulipán del hibisco como se muestra en el cuadro 1.

Cuadro 1. Descripción de los órganos vegetales a muestrear para contabilizar CRH de acuerdo a la fase fenológica.

Tipo de hospedante	Fase fenológica	Cantidad de órganos
Anual	Fructificación	3 frutos y 2 flores

Floración	3 flores y 2 brotes
Fructificación y floración	3 flores y 2 frutos

Con los datos de los muestreos se estimó la densidad poblacional de la CHR con la siguiente fórmula:

$$\text{Número de individuos encontrados} / \text{número de órganos muestreados}$$

4.1.3 Seguimiento de las normales climatológicas y número de brotes por municipio

Se llevó a cabo el registro de temperatura máxima y mínima en los días de muestreo, la precipitación acumulada, la humedad relativa y la temperatura media, éstas se obtuvieron de las estaciones meteorológicas de la CONAGUA (Comisión Nacional del Agua), localizada en Huejutla de Reyes, a 10.3 km de Atlapexco, y a 14.6 km de San Felipe Orizatlán.

4.1.4 Análisis de datos para la dinámica poblacional de la CRH

Con las variables climáticas obtenidas, se calculó la temperatura media, la temperatura máxima, la temperatura mínima, la humedad relativa y la precipitación acumulada entre fechas de muestreo. Esta información climática se comparó con la reportada como óptima para el establecimiento, dispersión y reproducción de la CRH. Por cada municipio se hicieron gráficas para observar el comportamiento de la CRH de acuerdo a las variables citadas y las etapas reproductivas en las plantas de tulipán del hibisco dentro de cada localidad de cada municipio.

Índices de agregación de la CRH

Para conocer la manera en que se encuentra distribuida en la planta la CRH se obtuvieron los índices de agregación de la CRH, para ello se hicieron regresiones para explicar el comportamiento de la presencia de la CRH en las localidades y su relación con los factores ambientales. Para ello se calculó la media ($\bar{x}$) y la varianza (s^2) por fecha de muestreo donde hubo adultos o ninfas

y con ellos se calcularon los índices de agregación de la CRH (parámetro k de la binomial negativa y ley del poder de Taylor).

4.2.1 Parámetro K de la binomial negativa

Se determinó el parámetro k de la binomial negativa y en los muestreos donde la distribución se ajustó a la binomial negativa, se calculó el exponente k con el método de máxima verosimilitud (Southwood, 1978; Hachuel, *et al.*, 2010). Con ello se generó un valor para k ; cuando $k < 2$ y positiva, indica agregación del insecto muy alta; valores de k entre 2 y 8 indican agregación moderada y si $k > 8$ es señal de distribución aleatoria (Costa *et al.*, 2010; Southwood, 1978). La agregación mostrada por este índice puede ser debida a la biología del insecto o bien a la heterogeneidad de los factores ambientales.

Una vez encontrado el índice K de la binomial negativa se procedió a probar si la agregación encontrada se debió a factores ambientales o a la biología de la CRH y para probarlo se calculó el tamaño medio de agregación (λ), mediante los valores de k de la binomial negativa (Southwood, 1978).

$$\lambda = [\bar{x} / 2k] v \text{ Donde:}$$

$\bar{x}$ = la media del número de adultos o ninfas por metro cuadrado, k es el valor de la binomial negativa,

v = es una función con distribución χ^2 con $2k$ grados de libertad y $\alpha=0.05$ (Southwood, 1978; Dharajothi *et al.*, 1989).

λ = es el número de adultos en la agregación de acuerdo al nivel de probabilidad otorgado a v que en este caso fue de 0.05; $2k$, fue un valor fraccionario, pero se aproximó al valor más cercano con las tablas de χ^2 .

4.2.2 Ley del poder de Taylor

Otro índice para determinar la agregación de la CRH es la ley del poder de Taylor, la cual establece que la varianza (s^2) de una población, es proporcional al poder fraccional de la media aritmética ($\bar{x}$):

$$s^2 = am^b \text{ Donde:}$$

a, es factor de escala del tamaño de muestra y

b es el índice de agregación de adultos o ninfas de CRH. Cuando $b > 1$, hay agregación; si $b=1$, la distribución es aleatoria, y uniforme cuando $b < 1$ (Costa *et al.*, 2010).

Para estimar a y b, se hizo regresión lineal entre la varianza ($\log s^2$) y la media ($\log \bar{x}$). Las regresiones entre las diferentes variables, la regresión para el cálculo del índice b de la Ley del poder de Taylor y el índice k de la binomial negativa se realizaron con el programa estadístico SAS (versión 9.0).

Parasitismo inducido de *Anagyrus kamali*

4.3.1 Localización de las liberaciones de *Anagyrus kamali*

Las liberaciones del parasitoide *A. kamali* se realizaron en 66 puntos divididos los tres municipios estudiados (Atlapexco, San Felipe y Huejutla), se seleccionaron 22 puntos de vigilancia ya reportados por el CESAVEH con presencia de la CRH, en cada municipio y en cada punto de muestreo se ubicó una planta de *Hibiscus rosa-sinensis* con presencia de CRH. Al mismo tiempo se ubicaron 22 puntos en cada municipio con presencia de la CRH para ser muestreados sin liberaciones del parasitoide *A. kamali*.

4.3.2 Obtención y liberación del parasitoide *Anagyrus kamali* Moufsi

Los ejemplares del parasitoide fueron traídos del centro de reproducción de organismos benéficos del estado de Nayarit, recibidos por paquetería quincenalmente debidamente cuidados en la ciudad de Huejutla Hidalgo.

Se recibieron en pequeños frascos, 5000 machos y 5000 hembras en cada uno; una vez en el campo se ubicaron las plantas de tulipán mexicano con mayores infestaciones de la CRH y se colocaron los frascos con los parasitoides en cada punto de muestreo de la zona de cada municipio seleccionada para el estudio, dependiendo del nivel de infestación siendo de 50 parasitoides por planta en densidades bajas y hasta 400 en densidades altas. Se liberaron los parasitoides

directamente sobre las plantas quitando la tapadera y amarrando el frasco en las ramas para protegerlos de depredadores y que el parasitoide por si solo abandonara el contenedor.

4.3.3 Muestreo de puntos de investigación con y sin liberaciones de *A. kamali*

Se realizaron muestreos quincenales en los puntos donde fueron liberados los parasitoides de *A. kamali*, para ello se colectaron los ejemplares de CRH en 5 brotes de cada planta de tulipán del hibisco, contabilizando el número de momias encontradas por brote y el total de CRH con el fin de conocer el porcentaje de parasitismo con la siguiente fórmula:

$$\left(\frac{\text{Número de momias de CRH encontradas}}{\text{número de individuos de CRH encontrados}} \right) 100$$

Al mismo tiempo se llevaron a cabo muestreos de los 22 sitios en cada municipio sin liberaciones de *A. kamali*, en estas plantas de tulipán del hibisco se seleccionaron 5 brotes por planta y se contabilizó el número de CRH presentes por brote, haciendo un promedio por planta y registrándolo en una base de datos para ser comparados mediante graficas con los sitios donde si hubo liberaciones del parasitoide.

4.4 Número de generaciones potenciales de la CRH y zona de riesgo en el estado de Hidalgo

Para determinar el número de generaciones potenciales de la CRH, se utilizó la información existente en la literatura sobre los requerimientos básicos de temperatura necesarios para el desarrollo del insecto (Chong *et al.*, 2008) y la información de temperaturas (máximas y mínimas) de las estaciones climatológicas de Hidalgo en la Comisión Nacional del Agua. Se utilizaron los datos registrados en las estaciones por lo menos de los últimos 20 años. Para el

cálculo de unidades calor acumuladas (UCA) por día de cada estación meteorológica, se utilizó la siguiente fórmula sugerida por Wagner *et al.*, (1984):

$$UC = T_{\text{máx}} + T_{\text{mín}} / 2 - T_{\text{base}}; \text{ donde:}$$

UC= unidades calor; $T_{\text{máx}}$ = Temperatura máxima del día; $T_{\text{mín}}$ = temperatura mínima del día; y T_{base} = temperatura base.

Para el cálculo de las unidades calor de cada mes se hizo la sumatoria del calor de los días del mes que correspondía y para el cálculo anual se hizo la sumatoria de las unidades calor de los doce meses del año. Para realizar éstos cálculos se consideraron los umbrales de temperatura, mínimo (14.5 °C) y máximo (35 °C) requeridos para el desarrollo de esta plaga (Chong *et al.*, 2008). Cuando la temperatura ambiental fue inferior o superior a esos niveles se consideró como no acumulación de calor durante ese periodo. Finalmente, para calcular las generaciones potenciales por año de la CRH en cada estación climática, se dividió el valor de las UCA acumuladas en el año entre 347 UC, que son las que requiere la CRH para su desarrollo completo (Chong *et al.*, 2008). Con la información del número de generaciones potenciales se generó un mapa de las áreas que se encuentran en riesgo de entrada de la CRH en el estado de Hidalgo.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Dinámica poblacional de la CRH en plantas de tulipán del hibisco

Las condiciones climáticas de cada municipio se muestran en la figura 1, 2 y 3. Donde también se muestra la densidad poblacional de la CRH de cada comunidad. En el cuadro 2, se muestra un resumen de las variables climáticas, donde se incluye la humedad relativa, precipitación, temperatura máxima y mínima además del número de brotes encontrados en cada muestreo.

Cuadro 2. Resumen de las normales climatológicas registradas en la zona de muestreo durante el estudio.

Estación del año	Variable climática	Atlapexco	Huejutla	San Felipe
Otoño	Temperatura mínima	>7°C	>11°C	>12°C
	Temperatura máxima	<29°C	>39°C	<30°C
	Precipitación	170 mm	106 mm	114 mm
	Humedad relativa	75%	89%	82%
Invierno	Temperatura mínima	>7°C	>14°C	>13°C
	Temperatura máxima	<26°C	<34°C	<28°C
	Precipitación	79 mm	58 mm	62 mm
	Humedad relativa	78%	84%	83%
Primavera	Temperatura mínima	>13	>19	>11
	Temperatura máxima	<28	<36	<36
	Precipitación	180 mm	162 mm	145 mm
	Humedad relativa	83%	87%	87%
Verano	Temperatura mínima	>16 °C	>22 °C	>18° C
	Temperatura máxima	<40 °C	<49 °C	<43 °C
	Precipitación	279 mm	254 mm	235 mm
	Humedad relativa	89%	91%	89%
Otoño	Temperatura mínima	>11 °C	>15 °C	>14 °C
	Temperatura máxima	<37 °C	<39	<41
	Precipitación	295 mm	276 mm	245 mm
	Humedad relativa	83%	79%	80%

Fuente: elaboración propia con datos de la CONAGUA. Nov/2016.

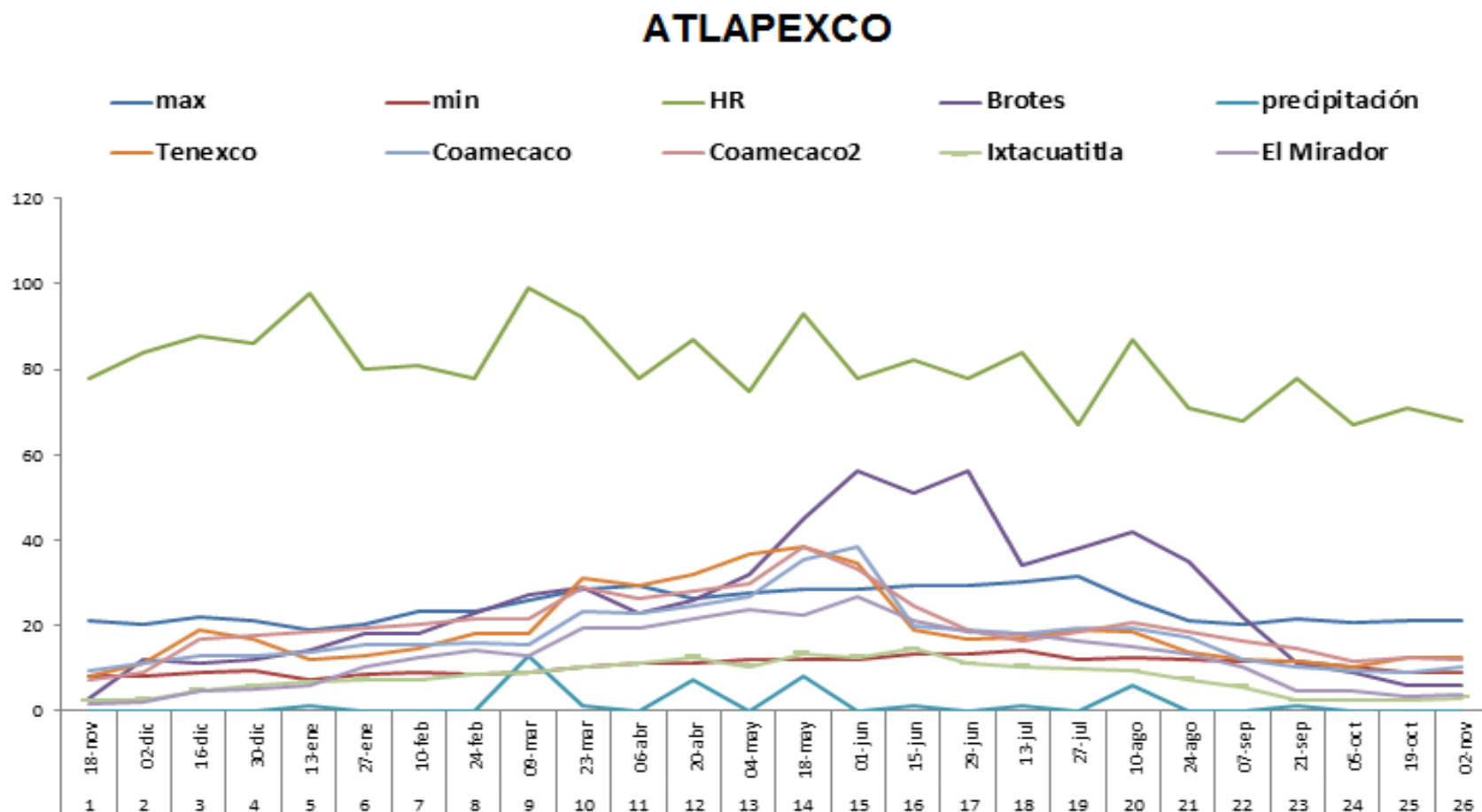


Figura 1. Normales climatológicas y densidad poblacional de la CRH en comunidades del municipio de Atlapexco, Hidalgo. Donde se muestra la dinámica poblacional de la CRH de acuerdo al paso del tiempo y las condiciones climáticas, además de los brotes nuevos en *Hibiscus rosa-sinensis* L.

SAN FELIPE O

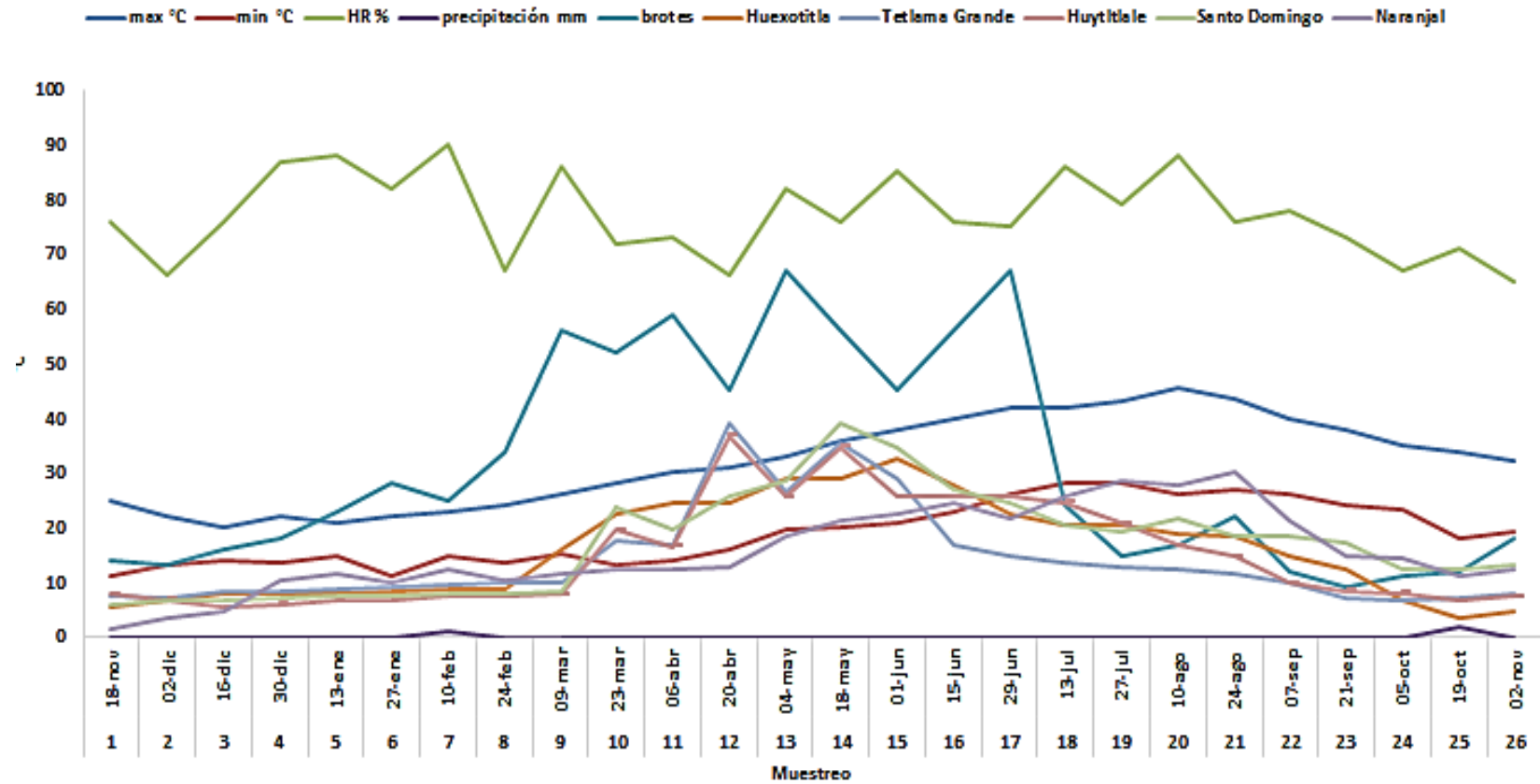


Figura 2. Dinámica poblacional de la *Maconellicoccus hirsutus* en la Huasteca Hidalguense y normales climatológicas registradas durante el periodo de estudio.

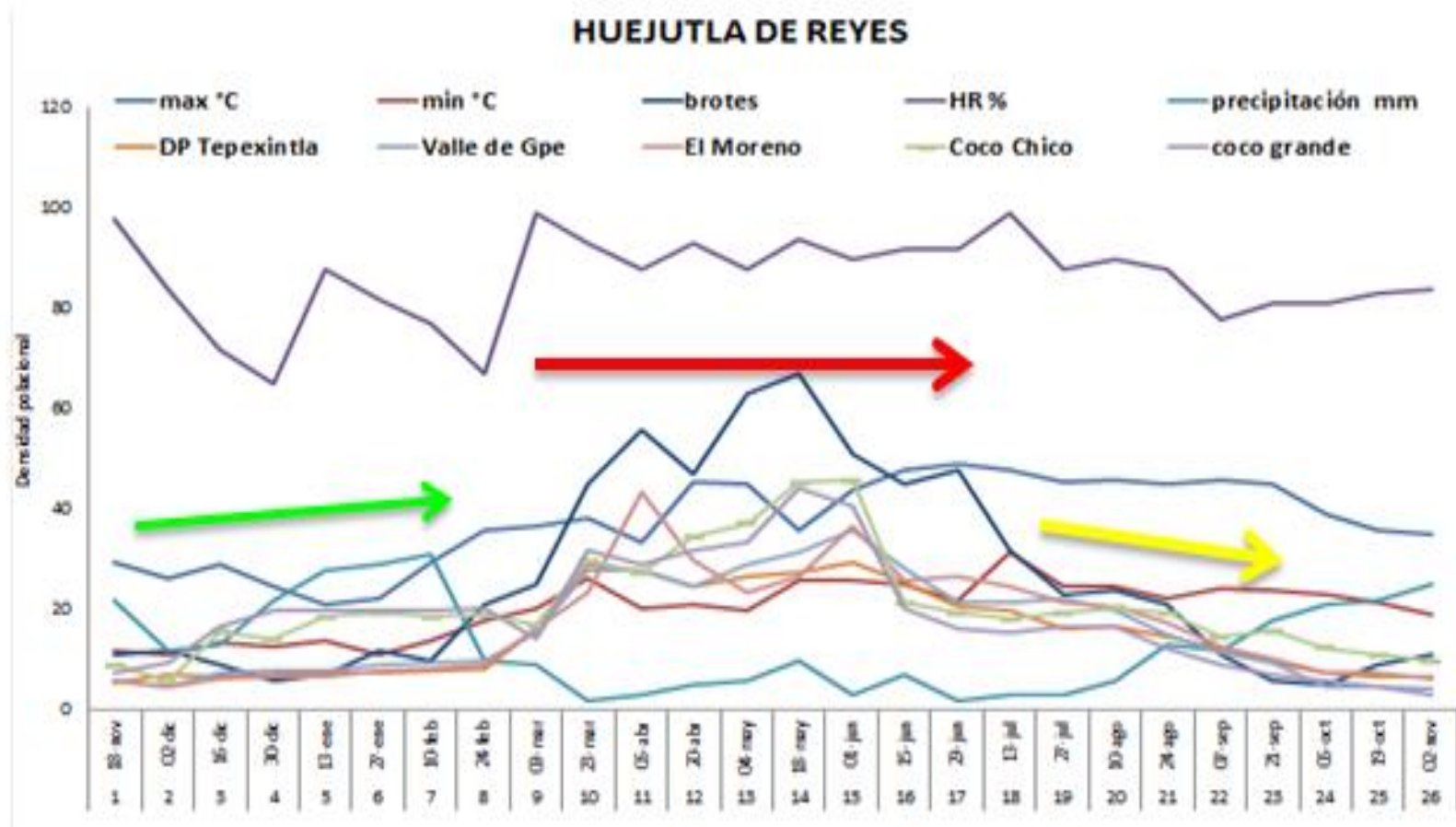


Figura 3. Normales climatológicas y densidad poblacional de la CRH en comunidades del municipio de Huejutla de Reyes, Hidalgo. Donde se observó que la densidad poblacional comenzó a aumentar a partir del mes de marzo y hasta el mes de julio.

Las temperaturas bajas no fueron limitantes para el desarrollo de la CRH, ya que en los tres municipios, durante los 26 muestreos, las temperaturas mínimas fueron superiores a 7 °C, en el invierno. A pesar ello, el insecto se mantuvo en las plantas, aprovechando los enchinamientos de los nuevos brotes para protegerse del frío y la lluvia. En el municipio de Atlapexco la población disminuyó en el invierno debido a las lluvias (Figura 1), pero aumentó su reproducción en la primavera siguiente. En el caso de Huejutla, donde se registraron las temperaturas más altas, se encontró la mayor cantidad de adultos por brote, aún en las temperaturas bajas la CRH mantuvo una población que le permitió volver a reproducirse al aumentar la temperatura en los siguientes meses, como mencionó Chong *et al.*, (2008) entre más alta la temperatura menor es el tiempo en que tarda en completar el ciclo reproductivo, por lo que el número de generaciones que se tienen al año varía dependiendo de las variables climáticas que se presentan.

En el municipio de Atlapexco, el número de adultos tuvo una asociación negativa ($p < 0.0001$) (Cuadro 3) con las bajas temperaturas. En las otras localidades no hubo relación con esta variable. Lo anterior debido a que la primera localidad presenta las temperaturas más bajas y mayor fluctuación entre ésta y la temperatura máxima, lo que pudo ocasionar mortalidad de ninfas y limitar la oviposición (Briseño *et al.*, 2012)

En los tres municipios en el periodo de mayo a noviembre hubo temperaturas mayores a 24 °C, en las cuales aumentó la oviposición (Hall *et al.*, 2011).

Cuadro 3. Ecuaciones de las regresiones obtenidas entre las variables climáticas y el número de adultos de *Maconellicoccus hirsutus* Green en localidades de tres municipios de Hidalgo.

Municipio	Ecuación de regresión
Atlapexco	$y=1.652+0.127H+1.091P-0.003T$
Huejutla de Reyes	$y= 4.380+0.124H+0.113P+0.595T$
San Felipe O.	$y=9.086+0.428H-1.473P+1.008T$

Con los datos obtenidos en este trabajo se pudo establecer una relación negativa ($p<0.05$) con el número de adultos en Atlapexco por la temperatura, en Huejutla y San Felipe Orizatlán la relación fue positiva ($p>0.05$), entre más altas fueron las temperaturas, mayor fue el número de adultos.

En el periodo de altas temperaturas (marzo- octubre) se registró la mayor población de adultos en los tres municipios. En enero y febrero, que fueron precedidos de un periodo de bajas temperaturas hubo poca incidencia de la CRH. Los adultos de la CRH tienden a tolerar temperaturas altas, y los machos a buscar nuevas plantas para establecer colonias (Chong *et al.*, 2008).

En los tres municipios hubo fechas de muestreo precedidas de precipitaciones acumuladas superiores a 150 mm, que pudieron lavar fácilmente los huevos y ninfas de las hojas, lo que redujo notablemente las poblaciones, situación prevista por Yang *et al.*, (2006). En el caso de Atlapexco y Huejutla la relación fue positiva ($p<0.01$); en esta etapa los machos de la CRH pueden moverse y las hembras protegerse en los pliegues de los enrollamientos de las hojas y no son afectados por la lluvia de manera drástica

(Yamamoto *et al.*, 2001). Y en San Felipe la precipitación afectó el aumento de la población de la CRH.

Chong *et al.*, (2008) señalaron que la humedad relativa superior al 60 % reduce la cantidad de ninfas, porque favorece la presencia de hongos entomopatógenos como *Capnodium citri* que está presente en la región de estudio. Pero, Martínez (2007) menciona que en promedio se necesitan entre 20 y 32 °C y una humedad relativa de entre el 77 y 84% para que la CRH complete su ciclo biológico, lo cual coincide con los resultados obtenidos en este trabajo, donde en los tres municipios la humedad relativa fue mayor al 70 % y la asociación fue positiva ($p < 0.01$) (Cuadro 4). Esta variación entre los municipios como se ha observado en otros estados donde se han realizado estudios, se atribuye a la interacción de este factor con las temperaturas de los municipios, ya que hay estudios que han señalado que fluctuaciones de humedad relativa de 40 a 90 % no afectan el desarrollo de las ninfas (Vitullo *et al.*, 2007), mientras que González *et al.*, (2008) señalan que no hay efecto en las poblaciones de la CRH. La mayor densidad poblacional se presentó en mayo- julio (Figura 1); hubo una baja densidad en los meses con temperaturas más bajas noviembre-enero.

La densidad poblacional de la CRH se mantuvo a niveles intermedios (< 10 crpb) en los meses con temperaturas entre 20-26°C, en el caso del municipio de Atlapexco (Figura 1) las temperaturas que se registraron fueron más bajas y es en donde la densidad poblacional fue menor en todo los muestreos realizados, esto asociado a que el clima es un factor determinante para la reproducción de la CRH.

La fenología del hospedero condicionó la presencia de la CRH, debido a que es una planta que todo el año se encuentra con brotes nuevos, aptos para el establecimiento de nuevas colonias mientras existan machos que emigren de una planta a otra.

García (2008) encontró que los brotes nuevos son factor determinante para la presencia y reproducción de *Maconellicoccus hirsutus* y Shivankar *et al.*, (2005) mencionaron que las principales brotaciones son en primavera (febrero-marzo) y verano (mayo-julio), con menor cantidad en otoño (octubre-noviembre) la cuales coinciden con los resultados obtenidos en esta investigación, donde los principales picos poblacionales de la CRH se encuentran en verano donde se ve favorecido por altas temperaturas y la presencia de brotes. Como mencionaron (Dharajothi *et al.*, 1989) las ninfas dependen de la presencia de brotes jóvenes, y no se mueven del brote en que nacen hasta que llegan a la etapa adulta.

A pesar de la presencia de brotes y temperaturas adecuadas para el establecimiento y reproducción de la CRH (Chong *et al.*, 2008), las poblaciones de CRH en algunas localidades muestreadas, presentaron promedios por brote muy bajos respecto a los >20 adultos, ninfas y ovisacos por brote establecidos por SENASICA (2008) como alta incidencia; esta baja incidencia se pudo asociar con la altitud y el clima a la que se encuentran las localidades, que afectó de manera negativa el número de ninfas para iniciar un nuevo ciclo reproductivo. Con los demás factores su efecto es variable de acuerdo a la localidad y etapa del insecto. Esta baja densidad también se puede atribuir a la estacionalidad de la presencia de brotes, debido a que las plantas muestreadas al ser mayores a un año, tienen flujos vegetativos con menor frecuencia que las más jóvenes que emiten brotes constantemente y pueden favorecer más la presencia y reproducción de la CRH (Costa *et al.*, 2010). Si a ello se agrega el ataque de parasitoides y depredadores como hormigas, arañas y coccinélidos que pueden llegar a reducir las poblaciones del insecto de forma significativa (Michaud, 2004).

Índices de agregación

5.2.1 Índice k de la binomial negativa

En todas las localidades y fechas de muestreo, los valores de k fueron menores a 2 (Cuadro 4), lo que indicó una agregación alta.

Cuadro 4. Índice k de la binomial negativa de *Maconellicoccus hirsutus* en tres municipios de Hidalgo muestreadas en *Hibiscus rosa-sinensis*.

Municipio	Índice de agregación (K)
Atlapexco	0.265
Huejutla de Reyes	0.098
San Felipe Orizatlán	0.103

Los adultos en los tres municipios presentaron distribución agregada en la mayoría de los muestreos, sin embargo, en fechas con baja densidad de población la distribución se ajustó a una distribución poisson o aleatoria, similar a lo observado en naranja y limonaria por Costa *et al.*, (2010) en el estado de Veracruz.

Como mencionaron Badii *et al.*, (2011) la distribución en el campo tiene que ver con las condiciones microclimáticas dentro de un huerto, la plasticidad genética del organismo y los hábitos de reproducción o alimentación del insecto. En este estudio el tamaño de agregación media (λ) de la CRH presentó valores mayores a 2 en la mayoría de los muestreos (Cuadro 5). Estos valores indicaron que la distribución agregada es atribuida al comportamiento del insecto, en este caso al hábito del insecto de ovipositar y desarrollar sus estados inmaduros sólo en brotes tiernos. Hubo excepciones en algunos muestreos en Atlapexco y San Felipe, donde $\lambda < 2$, que se atribuyó a factores del clima de acuerdo a las ecuaciones de regresión obtenidas.

Cuadro 5. Tamaño de agregación media (λ), para la población de *Maconellicoccus hirsutus* para tres municipios del estado de Hidalgo.

Fecha	Municipio	Tamaño de agregación media (λ)
18-nov-2015	Atlapexco	12.45
	Huejutla	13.34
	San Felipe	1.45
02-dic-2015	Atlapexco	-
	Huejutla	34.6
	San Felipe	23.56
16-dic-2016	Atlapexco	3.5

	Huejutla	5.8
	San Felipe	7.4
30-dic-2016	Atlapexco	1.456
	Huejutla	2.543
	San Felipe	1.012
13-ene-2016	Atlapexco	3.456
	Huejutla	2.432
	San Felipe	22.451
27-ene-2016	Atlapexco	2.564
	Huejutla	-
	San Felipe	4.688
10-feb-2016	Atlapexco	13.452
	Huejutla	14.672
	San Felipe	9.56
24-feb-2016	Atlapexco	1.687
	Huejutla	105.399
	San Felipe	2.817
09-mar-2016	Atlapexco	1.423
	Huejutla	3.456
	San Felipe	-
23-mar-2016	Atlapexco	9.542
	Huejutla	3.562
	San Felipe	1.671
06-abr-2016	Atlapexco	-
	Huejutla	-
	San Felipe	2.456
20-abr-2016	Atlapexco	3.567
	Huejutla	2.981
	San Felipe	1.510
04-may-2016	Atlapexco	2.523
	Huejutla	1.672
	San Felipe	4.720
18-may-2016	Atlapexco	2.341
	Huejutla	12.538
	San Felipe	19.321
01-jun-2016	Atlapexco	56.327
	Huejutla	33.428
	San Felipe	-
15-jun-2016	Atlapexco	11.426
	Huejutla	10.341

	San Felipe	7.452
29-jun-2016	Atlapexco	1.231
	Huejutla	2.009
	San Felipe	1.416
13-jul-2016	Atlapexco	-
	Huejutla	-
	San Felipe	1.329
27-jul-2016	Atlapexco	0.542
	Huejutla	2.487
	San Felipe	-
10-ago-2016	Atlapexco	3.539
	Huejutla	4.235
	San Felipe	1.528
24-ago-2016	Atlapexco	16.371
	Huejutla	12.437
	San Felipe	12.429
07-sep-2016	Atlapexco	5.126
	Huejutla	38.212
	San Felipe	1.319
21-sep-2016	Atlapexco	145.247
	Huejutla	2.360
	San Felipe	6.760
05-oct-2016	Atlapexco	14.314
	Huejutla	7.564
	San Felipe	5.855
19-oct-2016	Atlapexco	8.936
	Huejutla	3.671
	San Felipe	-
02-nov-2016	Atlapexco	1.402
	Huejutla	2.319
	San Felipe	1.323

λ : determina la causa de la agregación de un insecto.

5.2.2 Ley del poder de Taylor

En el cuadro 6 se muestran los valores obtenidos, donde el valor de b fue mayor a 1 lo que de acuerdo a Southwood (1978), los adultos, ninfas y ovisacos de la CRH estuvieron agregados, indicando con ello que, aun cuando en algunas épocas del año los adultos de la CRH tienden a distribuirse de manera aleatoria, pero en general están agregados.

Cuadro 6. Ley del poder de Taylor, para ninfas y adultos de *M. hirsutus* en tres municipios de Hidalgo.

Municipio	r^2	b
Atlapexco	0.95	1.630
Huejutla de Reyes	0.89	1.203
San Felipe Orizatlán	0.90	1.404

r^2 : para determinar el valor de b. Donde b= es el índice de agregación de adultos o ninfas de CRH. Cuando $b > 1$, hay agregación.

El índice b de la ley del poder de Taylor varía de acuerdo al tipo de muestreo empleado y con la tasa de crecimiento de la población, pero los valores de b (agregación) se mantienen cercanos entre los tres municipios muestreados.

Con los datos obtenidos se encontró que la distribución varía en algunas temporadas, como menciona Costa *et al.*, (2010), existen factores que aumentan la aleatoriedad que favorecen la reproducción del insecto, por lo que éste se puede distribuir en mayor número de árboles dentro de la localidad; mientras que los que limitaron su reproducción, hacen que el insecto se distribuya sólo en áreas favorables dentro de un lugar e incluso dentro de la planta.

Mediante las ecuaciones de regresión (Cuadro 7), se puede observar que en el municipio de Huejutla los factores que aumentaron la agregación fueron la precipitación y la humedad relativa, mientras que la temperatura máxima favoreció la aleatoriedad. En Atlapexco, la temperatura mínima y la precipitación favorecieron la agregación, mientras que la temperatura máxima y la humedad relativa la disminuyeron. En San Felipe la temperatura mínima y precipitación favorecieron la aleatoriedad.

Cuadro 5. Ecuaciones de regresión para la CRH con relación al índice K de la binomial negativa.

Localidad	Ecuación de regresión	r^2
Atlapexco	$KCRH = 128.95 + 0.238TMAX + 0.98TMIN - 5.834HR - 0.0038TMAX^2 + 0.018HR$	0.87

Huejutla	$KCRH = - 236.76 + 12.239TMAX - 5.264TMIN + 1.132PP + 0.2198TMAX^2 + 0.103TMIN^2 - 0.019PP^2 + 0.065HR^2$	0.98
San Felipe	$KCRH = - 5.34 + 0.057TMAX + 0.0062HR - 0.034TMIN^2$	0.95

TMAX=Temperatura máxima, TMIN=Temperatura mínima, PP=Precipitación, HR=Humedad relativa.

Parasitismo inducido de *Anagyrus kamali* sobre la CRH

En los muestreos que se realizaron previos y durante las liberaciones del parasitoide *A. kamali*, se encontró que la máxima densidad poblacional en brotes donde no se realizaron liberaciones de parasitoide que se presentó fue de 43 cochinillas por brote en el municipio de Huejutla de Reyes, mientras que la menor densidad poblacional fue de 1.6 cochinillas en el municipio de Atlapexco (Figura 4, 5 y 6). Las liberaciones del parasitoide comenzaron en el mes de noviembre del 2015, la densidad que se encontró para el caso de Atlapexco (Figura 5) inicialmente fue de 7.3 cochinillas por planta, la mayor densidad se presentó en el mes de agosto y septiembre con 23.01 y 21.2 cochinillas por planta, las liberaciones de parasitoides comenzaron a tener efecto en el mes de enero y febrero presentando una reducción del 15.11 y 27.83%, respectivamente; en el mes de junio los sitios donde se hicieron liberaciones presentaron un aumento significativo en la densidad poblacional, siendo este el mes más caluroso y donde la humedad relativa es superior al 40% puede atribuirse a esto el aumento en la plaga, pero continúa disminuyendo a partir de mes de julio, el mayor porcentaje de parasitismo se registró a partir del mes de septiembre y continuó así hasta diciembre (Figura 4). García *et al.*, (2009) reportaron que en Nayarit las máximas densidades poblacionales de la cochinilla rosada registradas en muestreos de municipios con presencia de esta plaga se presentaron en el mes de marzo y junio. Sin embargo, se debe tomar en cuenta que en Nayarit las condiciones climáticas son diferentes y las acciones de control se han venido realizando con anterioridad. En cambio, en el Valle Imperial de California se presentaron densidades poblacionales de cochinilla rosada en árboles de mora (*Morus alba* L.) con promedios de 256 cochinillas por brote terminal (excluyendo ninfas de

primer instar) cuando se iniciaron las infestaciones y aún no se liberaban enemigos naturales para su combate (Roltsch *et al.*, 2006).

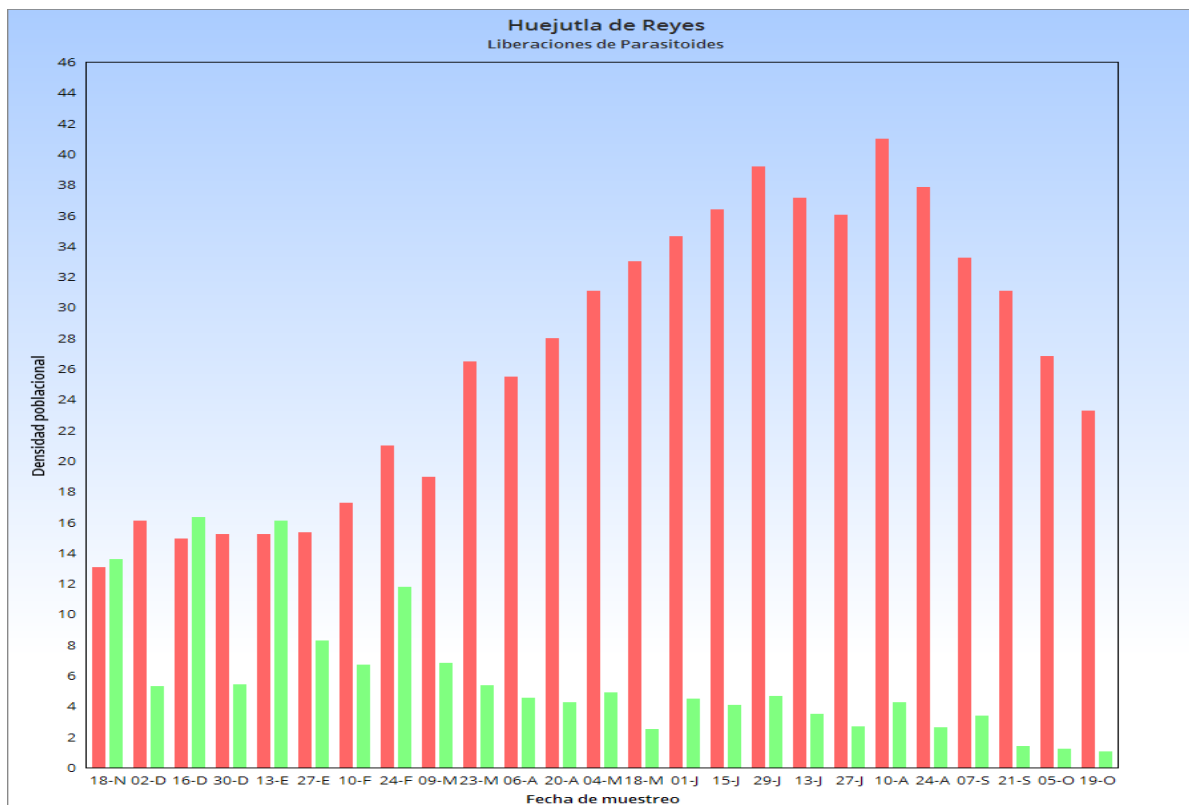


Figura 4. Densidad poblacional de la CRH en comunidades de Atlapexco, comparadas con sitios donde se realizó la liberación (verde) de *Anagyrus kamali* Moufsi comparadas con lugares donde no se realizaron liberaciones (rojo).

En el caso del municipio de Huejutla (Figura 5), se encontró que la máxima densidad poblacional se registró en el mes de junio y agosto, llegando hasta 43 cochinillas por brote. Noviembre, diciembre y enero fueron los meses donde la densidad poblacional fue menor, con 13, 15 y 15 cochinillas por brote, respectivamente. Las liberaciones de parasitoide comenzaron a tener impacto dos meses después, donde se observó una reducción del 46% a partir del mes de febrero, y al culminar los muestreos en Noviembre del 2016 se observó una reducción de hasta el 93.3%, quedando una población de 1.4 cochinillas por brote en promedio.

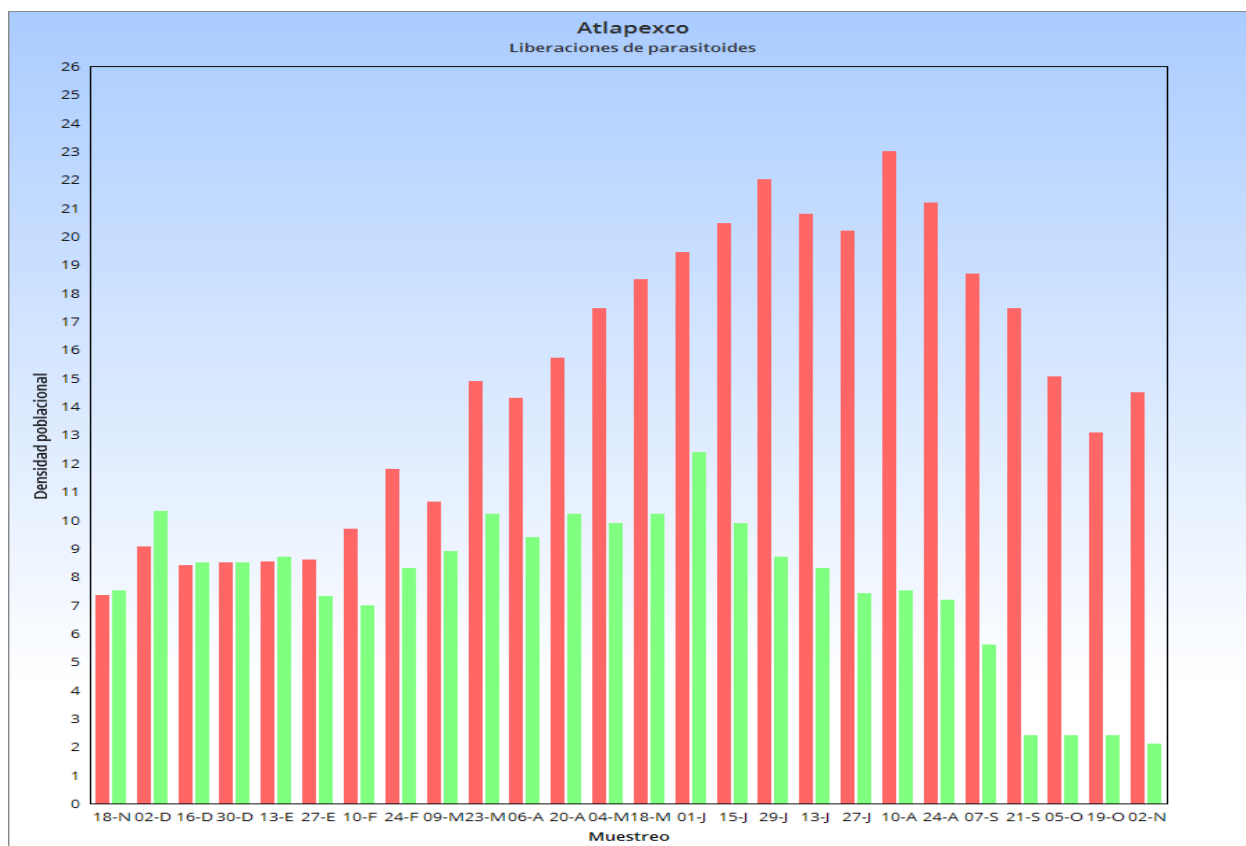


Figura 5. Densidad poblacional de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* Green en comunidades de Huejutla con y sin liberaciones de parasitoide *Anagyrus kamali* Moufsi

En la figura 6 se observan los resultados obtenidos en el municipio de San Felipe, donde se muestrearon un total de 48 sitios. En este municipio se encontró que la densidad poblacional más alta alcanzada fue de 35 y 36 cochinillas por brote en los meses de mayo y junio. Las liberaciones de parasitoides comenzaron sus efectos de manera notable a partir del mes de abril, donde hubo una reducción del hasta del 68%, y en el mes de octubre y noviembre los muestreos arrojaron un control de la cochinilla rosada hasta del 73%.

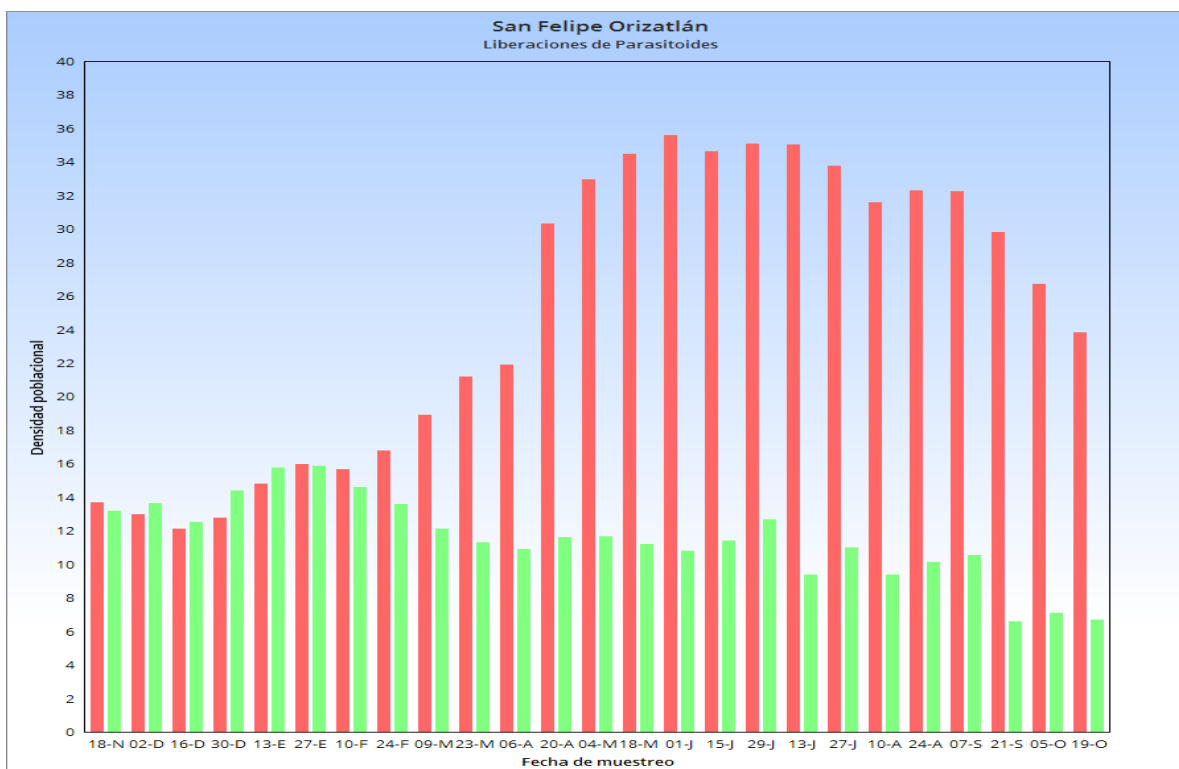


Figura 6. Densidad poblacional de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* Green con y sin liberaciones de *Anagyrus kamali* Moufsi en el municipio de San Felipe, Hidalgo

La densidad poblacional de CRH más alta en San Felipe se registró de abril a agosto (figura 6) y se pudo observar que el 95% de hospederos es tulipán de color rojo, siendo el de color amarillo y rosa el preferido en un 5%. Chong *et al.*, (2008) mencionaron que la CRH tiene alta preferencia por los miembros de la familia malvaceae y leguminaceae, debido a la mayor cantidad de carbohidratos en sus compuestos, lo que las hace más atractiva para la CRH. Esto coincide con lo reportado por Kairo *et al.*, (2000) y Michaud (2002), quienes notaron que cuando las poblaciones de la CRH alcanzan niveles altos en los hospederos primarios leñosos, como *Hibiscus spp.*, algarrobo (*Ceratonia siliqua* L.) y mora, el insecto tiende a invadir otros hospederos que regularmente no coloniza. En cambio, los cultivos de guanábana y carambolo se ubican entre los hospederos primarios de la CRH, los cuales son de reciente introducción en la Huasteca Hidalguense con un alto potencial para su producción.

5.3.1 Impacto de los parasitoides liberados en las densidades poblacionales de la CRH

El parasitoide *A. kamali* presentó su mayor impacto en un periodo de 3 a 6 meses después de las primeras liberaciones en los municipios de la Huasteca, con reducciones hasta del 94% en algunos casos en brotes de tulipán. Kairo *et al.*, (1996), mencionaron que *A. kamali* ocasionó una consistente disminución en la población de CRH en plantas de *Hibiscus rosa-sinensis* L. después de su introducción en Trinidad, y en un periodo de seis meses redujo la población en más de 99.0%. Roltsch *et al.*, (2000) reportaron disminuciones de 83.8 a 94.0% en plantas de *Hibiscus spp.*, esto en el Valle Imperial de California un año después de la liberación del parasitoide *A. kamali*. Y García (2009) menciona que en Jalisco hubo una reducción de más del 93% de la CRH después de las liberaciones de *A. kamali* en Teca (*Tectona grandis*). Lo que coincide con los resultados obtenidos en esta investigación, donde las disminuciones de las poblaciones plaga comenzaron a partir del tercer mes de haberse iniciado las liberaciones. La diversidad de valores que se encuentran reportados, pudo ser ocasionada por las variaciones en el clima de cada región o la capacidad del parasitoide a adaptarse a los sitios donde se introduce, además de los organismos nativos que se encuentren y si la disponibilidad de plaga es baja tendrá que competir con ellos. Sin embargo, los porcentajes de impacto son similares entre los municipios, lo cual pone de manifiesto que este parasitoide desempeña un papel importante en el combate de la CRH. Michaud (2001) menciona que *A. kamali* es el parasitoide clave para el combate de *M. hirsutus*, en sus investigaciones las poblaciones de la CRH descendieron cuatro meses después de haber iniciado las primeras liberaciones, y en un año las plantas infestadas con CRH de papaya (*Carica papaya* L.), plumeria (*Plumeria spp.*) e *Hibiscus spp.* después de haber liberado *A. kamali* se recuperaron y no mostraron más síntomas de daño por la plaga, lo que sucedió en este estudio donde en 14 de los puntos de muestreo se eliminó la población de CRH y en los otros 32 la reducción poblacional varió de 60 a 96%. Estos resultados coinciden

con los obtenidos en Puerto Rico, el Caribe y California, EE.UU., donde el parasitoide *A. kamali* ocasionó disminuciones poblacionales de la CRH de 88 a 99 % (Roltsch et al, 2006).

5.3.2 Porcentaje de parasitismo

Los niveles más altos de parasitismo se registraron a partir de los meses de mayo y junio para los tres municipios con un 92% en promedio (Figura 7).

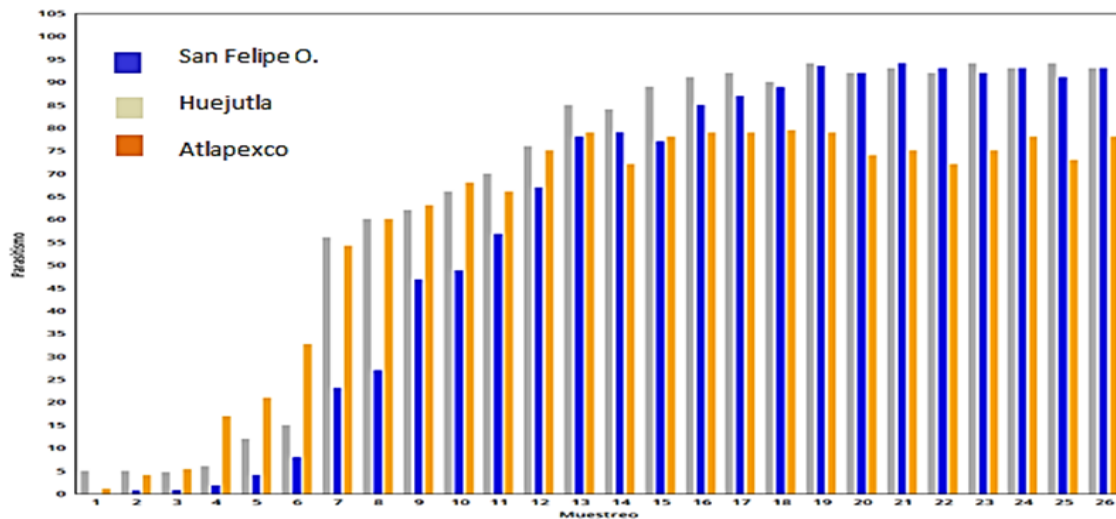


Figura 7. Porcentaje de parasitismo registrado durante los muestreos en los tres municipios del estado de Hidalgo.

Los altos valores de parasitismo indican que *A. kamali* se adaptó a las condiciones del ambiente y controló de manera efectiva las poblaciones de CRH. En la década de 1930 se presentaron niveles altos de parasitismo por la actividad de *A. kamali* y reducciones casi completas de CRH en Egipto, con niveles de parasitismo de 80.0 a 100%; en 1970 lo mismo sucedió en la India con 60.0 a 70.0%, aunque aquí también se presentó el parasitoide *Anagyrus dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) (Mani, 1989). Los resultados muestran que el parasitoide comenzó a reducir notablemente la densidad poblacional a partir del cuarto mes en el municipio de Huejutla de Reyes, y del sexto mes en Atlapexco y San Felipe, esto se atribuye a las altas densidades registradas en Huejutla debido a que el parasitoide no debe competir por la plaga y al clima. Estos resultados coinciden con González *et al.*, (2007), quienes

consideraron que un factor importante para la presencia de cochinilla rosada del hibisco (CRH) en bajas densidades y su restricción a zonas urbanas o marginales, en las nuevas áreas de infestación, es la introducción temprana, cuando las densidades del insecto se encuentran en niveles bajos y poco extendidas en una localidad, de enemigos naturales como *A. kamali*, toda vez que en estas zonas se tiene cero o bajo uso de plaguicidas y de otras prácticas agronómicas, que pueden afectar la efectividad y el establecimiento a largo plazo de los enemigos naturales (Serrano y Lapointe, 2002).

Potencial de generaciones de la CRH por año en el estado de Hidalgo
Se encontró que los municipios que presentaron mayor temperatura media y por lo tanto mayor número de unidades calor durante el año fueron Huautla, Atlapexco, Huejutla, Huehuetla, San Felipe, Jaltocán y Pisaflores con 21.7, 23, 23, 23.4, 24 y 26 °C; 2818, 2928, 3294, 3440, 3513, 3660 y 4392 UC, respectivamente. De esta manera el número de generaciones potenciales en estos lugares fueron 8.1, 8.4, 9.4, 9.9, 10.1, 10.5 y 12.6 para cada estación meteorológica, respectivamente (Cuadro 8).

Cuadro 6. Generaciones potenciales de la CRH por municipio del estado de Hidalgo

Municipio	Altura	t media	UC	No. de generaciones por año
Tepeapulco	2500	14.2	73.2	0.2
Mineral Del Chico	1800	14.3	109.8	0.3
Huasca De O.	1800	14.5	183	0.5
Zacualtipán	1980	14.7	256.2	0.7
Tepehuacán	900	24	3660	6.3
Yahualica *	774	20	2196	6.3
Xochiatipan	829	20	2196	6.3
La Misión	1460	20	2196	6.3
Metzitan	1680	20.4	2342.4	6.7
Huazalingo	900	21	2562	7.3
Huautla *	185	21.7	2818.2	8.1
Atlapexco*	314	22	2928	8.4

Huejutla *	140	23	3294	9.4
Huehuetla	520	23.4	3440.4	9.9
San Felipe *	160	23.6	3513.6	10.1
Jaltocán *	200	24	3660	10.5
Pisaflores	260	26	4392	12.6

*Municipios con presencia de CRH.
CONAGUA.

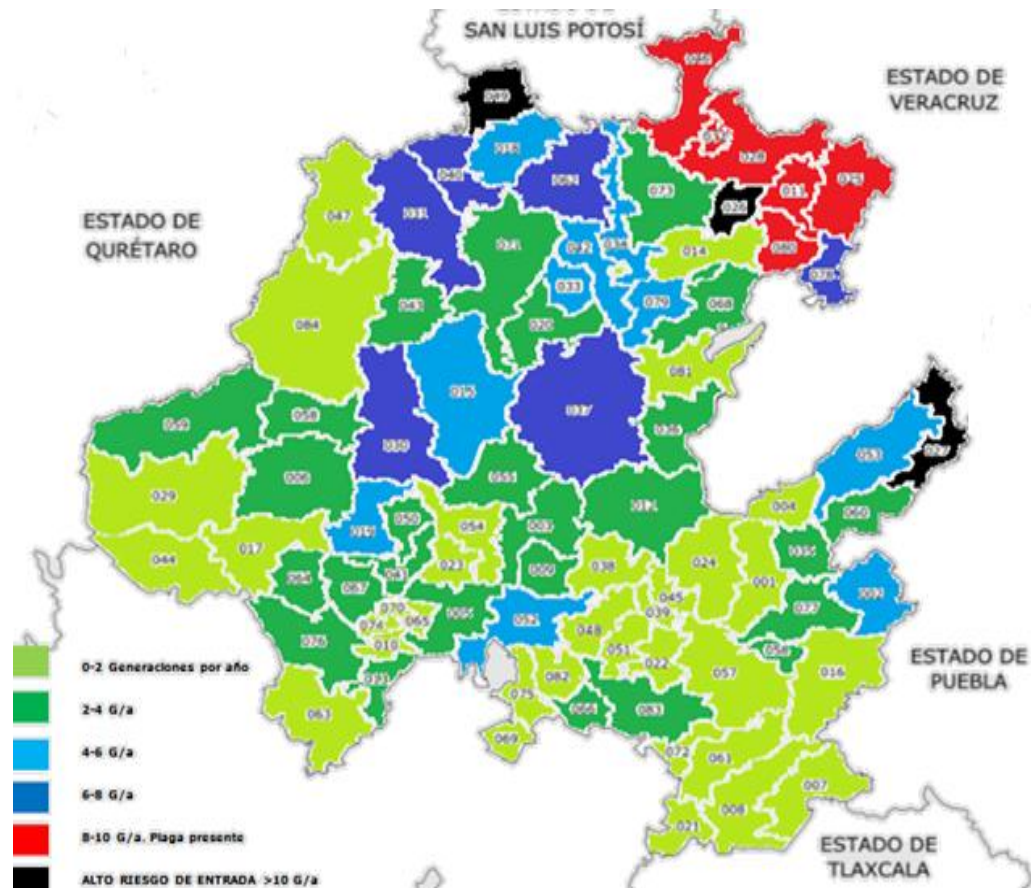
Fuente: elaboración propia con datos de normales climatológicas de la

Por otra parte los municipios que acumularon menor cantidad de unidades calor en el año, de acuerdo a los datos meteorológicos que arrojó la estación consultada fueron Tepeapulco, Mieneral del Chico, Huasca de Ocampo y Zacualtipán, con 14.2, 14.3, 14.5 y 14.7 °C de temperatura media, acumulando 73.2, 109.8, 183 y 292.8 UC, respectivamente, lo que corresponde a cero generaciones por año (Cuadro 8).

De esta forma, el desarrollo de los organismos inicia solamente cuando la temperatura umbral está arriba de un cierto punto crítico; la velocidad de desarrollo se incrementa en forma casi lineal hasta alcanzar un punto máximo, conocido como temperatura máxima de desarrollo, para luego decaer, debido a la degradación enzimática causada por temperatura alta, hasta que el organismo muere al alcanzar una temperatura letal; esta relación entre el desarrollo de un insecto y la temperatura se puede medir de manera precisa (Ramírez-Cabral *et al.*, 2012)

EL número de generaciones potenciales de la CRH indicó que la zona de riesgo en el estado de Hidalgo (Figura 8), son los municipios de Pisaflores, Huehuetla y Huazalingo tienen un alto riesgo de que la plaga se establezca y pueda desarrollar desde 7 hasta 12 generaciones por año, lo que representa un alto riesgo para la producción agrícola de esa región, siendo el frijol, café y caña de azúcar los principales cultivos que se producen.

Figura 8. Zonas de riesgo de entrada de *Maconellicoccus hirsutus* Green y número de generaciones potenciales en el estado de Hidalgo.



*Fuente: elaboración propia con datos de las estaciones meteorológicas de la CONAGUA del estado de Hidalgo.

VI. CONCLUSIONES

La cochinilla rosada del hibisco presenta mayor densidad poblacional en los meses de marzo hasta finales de octubre, en los tres municipios estudiados las temperaturas altas están ligadas a mayor densidad poblacional.

La humedad relativa superior a 65% no afectó de manera importante el desarrollo de la plaga, pero si fue el caso de las temperaturas bajas. La presencia de nuevos brotes en las plantas está ligada a mayor densidad poblacional de la CRH.

La distribución espacial de la CRH en plantas de tulipán del hibisco es agregada, presentando en algunos periodos aleatoriedad.

Los mayores registros de momias derivadas de la actividad del parasitoide *A. kamali*, se obtuvieron en los meses de julio y agosto del 2016, con promedios de 93% de parasitismo, después de un periodo variable de cuatro a nueve meses, con porcentajes de parasitismo superiores a 80.0% en la mayoría de los muestreos.

Los municipios de Huazalingo, Huehuetla y Pisaflores, son la zona de riesgo de entrada de la CRH en el estado de Hidalgo, con potencial para desarrollar desde 7 hasta 12 generaciones de la plaga por año.

VII. LITERATURA CITADA

Abd-Rabou, S. 2005. The effect of augmentative releases of indigenous parasitoid, *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae) on populations of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Egypt. Archives of Phytopathology and Plant Protection 38(2): 129-132.

Akalach, M., E. Fernandez-García, and D. Moore. 1992. Interaction between *Rastrococcus invadens* (Hemiptera: Pseudococcidae) and two natural enemies. *Entomophaga* 37(1): 99-106.

APHIS-USDA. 1996. The hibiscus or pink mealybug. Factsheet. Plant Protection & Quarantine. Animal Plant Health Inspection Service, United State Department of Agriculture. 2 p.

Araya, GJ. 2007. La cochinilla rosada (*Maconellicoccus hirsutus*). Asociación Costarricense de Orquideología. San José, CR. Consultado en línea el 21 de agosto de 2016 en: <http://www.ticorquideas.com/articulo1.htm>.

Azuara H.J., Hernández A. M., 2015. Control químico con aceite parafínico en el combate con la cochinilla rosada del hibisco. Informe técnico de residencia profesional. Hidalgo, Mexico.

Badii, M. H., L. O. Tejada, A. E. Flores, C. E. López, E. R. Cancino y H. Quiróz. 2011. Historia, fundamentos e importancia. pp: 3-18. In: Badii, M. H., A. E. Flores, y L. J. Galán W. (eds.). Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico. Universidad Autónoma de Nuevo León. San Nicolás de los Garza, Nuevo León. México.

Bale J. 2011. Harmonization of regulations for invertebrate biocontrol agents in Europe: progress, problems and solutions. *Journal of Applied Entomology* 135: 503–513.

Bartlett, B. R. 1978. Pseudococcidae. pp: 137-170. In: Clausen, C. P. (ed.). Introduced Parasites and Predators of Arthropod Pest and Weeds: a World Review. Agriculture Handbook No. 480. USDA. Washington, D. C.

Briseño, A. H., and A. S. Youssef. 2012. Some ecological aspects of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in vinyards in Egypt (Hemiptera: Pseudococcidae). Pp: 199-209. Proc. X International Symposium on Scale Insect Studies.

Cadahia, D. 1977. Repartición espacial de las poblaciones en entomología aplicada. Bol. Serv. Plagas 3:219-233

CESAVEJAL. 2009. Programa de trabajo de la campaña contra la cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* G. Gobierno del Estado de Jalisco SAGARPA-SENASICA.

Chong JH, Roda AL, Mannion CM. 2008. Life history of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae), at constant temperatures. Environmental Entomology 2008; 37: 323-332.

CIPF. 2006. NIMF no 8 "Determinación de la situación de una plaga en un área". Convención Internacional de Protección Fitosanitaria. FAO. Roma, Italia. p. 85-93.

Costa, M.G., Barbosa. J.C., Yamamoto, P.T. & Moreira, L.R. 2010. Spatial distribution of *Maconellicoccus hirsutus* Green. Kuwayama (Hemiptera). Scientia Agricola, 67: 546-554.

Cuevas Arias, CT. 2005. Las especies hospederas de *Maconellicoccus hirsutus* "cochinilla rosada del hibisco" en Bahía de Bandera, Nayarit. Memorias XIII Simposio Nacional de Parasitología Forestal. CONAFOR, SEMARNAT, SME, INIFAP. Noviembre 25-26, Morelia, Mich.

De Chi, W., R. D. Gautam y C. Maraj. 1996. The Australian ladybird beetle *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, the panacea for the hibiscus mealybug

Macollenicoccus hirsutus (Green). In: First Regional Symposium of the Hibiscus Mealybug in the Caribbean. June 24-27. Grenada.

Dharajothi, B., A. Verghese and P. L. Tandon. 1989. Ecological studies on citrus psylla, *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera:Psyllidae) with special reference to its special distribution and sampling plan. Entomon 14(3): 319-324.

Flores, A. 2005. Mealybugs may have met their match. Agricultural Research 53(4): 16-17.

Follet, P. A. 2004. Generic vapor heat treatments to control *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). Journal of Economic Entomology 97(4): 1263-1268.

García-Valente, F. 2008. Control Biológico de la Cochinilla Rosada del Hibisco *Maconellicoccus hirsutus* Green en México. Tesis de Doctorado en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, México.

García-Valente, F.; Ortega-Arenas, L. D.; González-Hernández, H.; Villanueva-Jiménez, J. A.; López-Collado, J.; González-Hernández, A.; Arredondo-Bernal, H. C. 2009. Parasitismo natural e inducido de *Anagyrus kamali* sobre la cochinilla rosada en brotes de teca, en Bahía de Banderas, Nayarit. Agrociencia 43 (7): 729-738.

Gómez, L. B. 2007. Enemigos naturales de la cochinilla rosada (*Maconellicoccus hirsutus* Green) en algunas áreas verdes de los municipios Miranda y Colina del estado Falcón. Pag. 39. In: Memorias de la VII Jornada de Investigación en el Marco del 30 Aniversario UNEFM.

González Hernández, H. y C. Pacheco Sánchez. 2007. Métodos de evaluación de enemigos naturales. pp. 48-60. In: L. A. Rodríguez-del-Bosque y H. C.

Arredondo-Bernal (eds.). Teoría y Aplicación del Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico, México.

González Gaona. E.; Sánchez, M. G.; Quezada, G. E. 2008. Determinación, monitoreo y control de la cochinilla rosada del *hibisco* *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Libro Técnico Núm, 5. INIFAP-CIRNOC-Campo Experimental Pabellón, Pabellón de Arteaga, Aguascalientes. México. 133 p.

Ghose, S.K. 1972. Biology of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Pseudococcidae, Hemiptera). Indian Agric. 16(4): 323-332.

Hajek A.E. 2004. Natural Enemies. An introduction to biological control. Cambridge University Press, New York.

Hall, D.G., A. Roda, S.L. Lapointe, and K. Hibbard. 2008. Phenology of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Florida based on attraction of adult males to pheromone traps. Florida Entomologist 91(2): 305-310.

Jacobsen, C. M., and A. H. Hara. 2003. Irradiation of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) for phytosanitation of agricultural commodities. Journal of Economic Entomology 96(4): 1334-1339.

Kairo, M. T. K., M. Morais, and B. L. Cooper. 1996. Field release and establishment of *Anagyrus kamali* Moufsi (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of the hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae) in Trinidad. pp: 44-53. In: Persad, C., and D. Johnston (Eds.). Management Strategies for the Control of the Hibiscus Mealybug. Proceedings of the 2nd Seminar on the Hibiscus Mealybug. St. Augustine, Trinidad and Tobago.

Kairo, M. T. K.; Pollard, G. V.; Peterking, D. D.; Ló- Pez, V. F. 2000. Biological control of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Caribbean. Integrated Pest Management Reviews 5 (4): 241-254.

Leyva, V. J. L. 1998. Aspectos básicos del control biológico. pp: 6-8. In: Vázquez, N. J. M. (ed). Memoria del Curso Métodos Alternativos para el Control de Plagas Insectiles. FAZ, UJED-ITESMCL. Coahuila, México.

Malais, M., y W. J. Ravensberg. 1991. Las cochinillas y sus enemigos naturales. pp: 73-79. In: Conocer y Reconocer. La biología de las Plagas de Invernadero y sus Enemigos Naturales. Koppert B. V., Berkel en Rodenrijs, Países Bajos.

Mani, M. (1989). A. Review of the pink mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Insect Sci. Applic.

Martínez, RMA. 2007. La cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), un peligro potencial para la agricultura cubana. Rev. Protection Veg. 22 (3):166-182 p.

May, J. J., and H. Zetina. 2003. Pink hibiscus mealybug. Programme in Belice, 2003. pp: 51-53. In: NAPPO Annual Report 2002 – 2003. NAPPO. New Orleans. Consulta: 06 agosto de 2016. En línea: <http://www.nappo.org/Reports/Rep03/Am-Rept03-e.pdf>

Meyerdirk, D. E. 1996. Status on the biological control of *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in St. Kitts. Pag. 106. In: Persad C., and D. Johnston (eds.). Management strategies for the control of the hibiscus mealybug. Proceedings of the 2nd Seminar on the Hibiscus Mealybug. University of the West Indies, St. Augustine, Trinidad and Tobago.

Michaud, J. P.; Evans, G. A. 2000. Current status of pink hibiscus mealybug in Puerto Rico, including a key to parasitoid species. *Florida Entomologist* 83 (1): 97-101.

Michaud, J. P. 2002. Three targets of classical biological control in the Caribbean: Success, contribution, and failure. pp: 335-342. In: Van Driesche, R. (ed.). 1st International Symposium on Biological Control of Arthropods. USDA-Forest Service. Honolulu, Hawaii, USA.

Muniappan, R., D. E. Meyerdirk, F. M. Sengebau, D. D. Berringer, and G. V. P. Reddy. 2006. Classical biological control of the papaya mealybug, *Paracoccus marginatus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Republic of Palau. *Florida Entomologist* 89(2): 212-217.

Persad, A., and A. Khan. 2002. Comparison of life table parameters for *Maconellicoccus hirsutus*, *Anagyrus kamali*, *Cryptolaemus montrouzieri* and *Scymnus coccivora*. *BioControl* 47: 137-149.

Petty, G. J., G. R. Stirling, and D. P. Bartholomew. 2002. Pests of pineapple. pp: 157-195. In: Peña, J. E., J. L. Sharp and M. Wysoki (eds.). *Tropical Fruit Pests and Pollinators: Biology, Economic Importance, Natural Enemies and Control*. CABI Publishing. New York, USA.

Peterkin, D. D., V. F. Lopez, M. Kairo, and P. Ram. 1996. Laboratory production of *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae) for biological control of the hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). pp: 24-36. In: Persad, C. and Johnston D. (eds.). *Management Strategies for the Control of the Hibiscus Mealybug*. Proceedings of the 2nd Seminar on the Hibiscus Mealybug. University of the West Indies, St. Augustine, Trinidad and Tobago.

Ramírez, R. S.; Jiménez, C. R.; Castellanos, G. L. y Suárez, P. E. 2012. Pseudocóccidos en la Provincia de Cienfuegos y sus Hospedantes. *Fitosanidad*. 14(1):1-10.

Roltsch, W. J.; Meyerdirk, D. E.; Warketing, R. 2000. Pink hibiscus mealybug biological control in Imperial Valley. pp. 14-18. In: Woods, D. M. (Ed.). *Biological Control Program*. California Department of Food and Agriculture, Plant Health and Pest Prevention Services, Sacramento, California. California.

Roltsch, W. J.; Meyerdirk, D. E.; Warkentin, R.; Andress, E. R.; Carrera, K. 2006. Classical biological control of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in southern California. *Biological Control* 37 (2): 155- 166.

SAF. 2004. Detección de la cochinilla rosada del hibiscus (*Maconellicoccus hirsutus* (Green)), en el municipio de Bahía de Banderas del Estado de Nayarit, México. Noticias sobre brotes de plagas del Sistema de Alerta Fitosanitaria de la NAPPO, 8 de marzo de 2004. Consulta: 2 de febrero de 2016. En línea: <http://www.pestalert.org/viewArchNewsStory.cfm?nid=297>

Sagarra, L. A. 1999. Biology and behaviour of the parasitoid *Anagyrus kamali* Moufsi (Hymenoptera: Encyrtidae). Thesis Doctor in Philosophy (Ph.D). McGill University. Montreal, Quebec, Canada. 179 p.

Sagarra, L. A., and D. D. Peterkin. 1999. Invasion of the Caribbean by the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae). *Phytoprotection* 80: 103-113.

Sagarra, L. A., and C. Vincent. 1999. Influence of host stage on oviposition, development, sex ratio, and survival of *Anagyrus kamali* Moufsi (Hymenoptera:

Encyrtidae), a parasitoid of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Homoptera: Pseudococcidae). Biological Control 15: 51-56.

Sagarra, L. A., D. D. Peterkin, C. Vincent, and R. K. Stewart. 2000. Immune response of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), to oviposition of the parasitoid *Anagyrus kamali* Moufsi (Hymenoptera: Encyrtidae). Journal of Insect Physiology 46: 647-653.

Sagarra, L. A., C. Vincent., and R. K. Stewart. 2001. Body size as an indicator of parasitoid quality in male and female *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae). Bulletin of Entomological Research 91: 363-367.

Samman Fatima, Mubashar Hussain, Shama Shafqat, Muhammad Faheem Malik, Zaheer Abbas, Nadia Noureen, and Noor ul Ane. 2016. Laboratory Evaluation of Different Insecticides against Hibiscus Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). Scientifica Volume 2016 (2016), Article ID 9312013, 7 pages. <http://www.hindawi.com/journals/scientifica/2016/9312013/>

SAS Institute. 2009. SAS/ STAT! 9.1 User's Guide. SAS Institute Inc. Cary, N.C. 5121 p.

SENASICA- DGSV. Cochinilla Rosada. Sanidad Vegetal. Campañas y Programas Fitosanitarios [serie en internet] 2016 [Revisado el 24 de junio de 2016]. Disponible en <http://www.senasica.gob.mx/?id=1525>

Sermeño, J. M. y J. A. Navarro. 2000. Manual técnico: Identificación de insectos de la superfamilia Coccoidea, con especial énfasis en cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green). OIRSA. Universidad de El Salvador. 73 p.

Serrano, M. S., S. L. Lapointe, and D. E. Meyerdirk. 2001. Attraction of males by virgin females of the mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Environmental Entomology* 30(2): 339-345

SCOPE. 2014. Sistema Coordinado para la Vigilancia de Plagas Reglamentadas y su Epidemiología. Consultada en línea el 9 de mayo de 2016 en: <http://www.scopemx.uaslp.mx/>

Shivankar V. J., C. N. Rao, S. Singh. 2005. Predisposing factors of Pink mealybug hibiscus, *Maconellicoccus hirsutus* Green incidence. *J. of Appl. Zool. Res.* 16 (1): 26-27.

Shrewsbury, P. M.; Bejleri, K. and Lea-Cox, J. D. 2006. Integrating cultural management practices and biological control to suppress pink mealybug hibiscus. *Int. Soc. Hortic. Sci.* 60 p

Southwood, T.R.E. 1978. *Ecological methods with particular reference to the study of insect populations*, 2nd ed. Chapman and Hall, London

Steinhaus, 1949: La emergencia, la reproducción y propagación de la cochinilla rosada en las Americas. San José, Costa Rica. 31 p. Traducido al español.

Van Lenteren, J. C., H. J. Van Roermund, and S. Sütterlin. 1996. Biological control of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) with the parasitoid *Encarsia formosa*: how does it work? *Biological Control* 6: 1-10.

Vitullo, J, S Wang, A Zhang, C Mannion, and JCBergh .2007. Comparison of the sex pheromone traps for monitoring pink hibiscus mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae). *J. Econ. Entomol.* 100(2): 405-410.

Wagner, T. L.; Wu, H.; Sharpe, P. J. H.; Schoolfield, R. M. and Coulson, R. N. 1984. Modeling insect development rates: a literature review and application of a biophysical model. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 77:208-225.

Watson, G. W., and L. R. Chandler. 2000. Identification of mealybug important in the Caribbean region, with notes on preparation of whitefly pupae for identification. Commonwealth Science Council and CAB International. 40 p.

Wolf, T. F. 1951. The cultivation of two species of *Entomophthora* on synthetic media. *Bulletin of the Torrey Botanical Club* 78(3): 211-220

Yamamoto, P. T., E. B. Paiva P. and S.Gravena.2001. Flutuacao populacional de *Maconellicoccus hirsutus* Green. (Hemiptera: Pseudococcidae) em na regioao norte do estado de Sao Paulo. *Neotropical Entomology* 30 (1): 165-170.

Zettler, J. L., P. A. Follett, and R. F. Gill. 2002. Susceptibility of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) to methyl bromide. *Journal of Economic Entomology* 95(6): 1169-1173

Zhang, A, D Amalin, S Shirali, MS Serrano, RA Franqui, JE Oliver, JA Klun, JA Aldrich, DE Meyerdirk, and SL Lapointe. 2004. Sex pheromone of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*, contains an usual cyclo butanoid monterpene. *Proc. Nac. Acad. Sci. USA* 101: 9601-9606.

Zhang, A, and D Amalin. 2005. Sex pheromone of the female pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homoptera: Pseudococcidae): biological activity evaluation. *Environ. Entomol.* 34(2): 264-270.