

COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO DE FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**“CONTROL BIOLÓGICO DE LA COCHINILLA ROSADA DEL
HIBISCO, *Maconellicoccus hirsutus* Green, EN MÉXICO”**

FÉLIX GARCÍA VALENTE

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2008

La presente tesis titulada: **Control biológico de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en México**, realizada por el alumno **Félix García Valente**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**DOCTOR EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA**

CONSEJO PARTICULAR

Consejero: _____
Dra. Laura Delia Ortega Arenas

Asesor: _____
Dr. Héctor González Hernández

Asesor: _____
Dr. Juan Antonio Villanueva Jiménez

Asesor: _____
Dr. José López Collado

Asesor: _____
Dr. Alejandro González Hernández

Montecillo, Texcoco, Estado de México, noviembre de 2008

Control biológico de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green,
en México

Félix García Valente, Dr.
Colegio de Postgraduados, 2008

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green, se detectó en el año 2004 en Nayarit y Jalisco; por lo cual se implementó un plan para su combate. El programa de control biológico de la CRH en éstos dos estados se ha basado en la introducción del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal. En el presente trabajo se estimó la densidad poblacional de CRH en plantaciones forestales (teca) y frutales (guanábana, guayaba, yaca, mango, naranja, carambolo y ciruela), además de evaluar el impacto de las liberaciones de los enemigos naturales. También se evaluó el potencial de *A. kamali* en la regulación de las poblaciones de CRH con experimentos de exclusión en teca; adicionalmente se realizó la búsqueda de enemigos naturales nativos. En teca se registraron las mayores densidades poblacionales de CRH y sus enemigos naturales con 162.8 cochinillas, 13.1 depredadores y 28.8 momias por brote. En frutales la máxima población se presentó en guayaba con 36.6 cochinillas por brote, mientras que en frutos alcanzó 56.8 cochinillas en guanábana; asimismo los enemigos naturales presentaron un mejor desarrollo en frutos de guanábana con 5.8 depredadores y 11.7 momias por fruto. El depredador *C. montrouzieri* disminuyó las poblaciones de CRH en rangos de 86 a 96.4% en teca, dos meses después de su liberación; en frutales se registraron disminuciones de 63.7 a 99.9% en un mes y medio. En un periodo de ocho a doce meses después de las liberaciones iniciales, *A. kamali* logró reducciones de CRH cercanas al 100% en teca y frutales, excepto guanábana. *G. indica* fue importante en la disminución de CRH en las plantaciones de guanábana de Jalisco. En los experimentos de exclusión, *A. kamali* disminuyó las poblaciones de CRH en 96.4% en un periodo de 30 días. El complejo de enemigos nativos de la CRH está compuesto principalmente por coccinélidos depredadores como *Azia orbiger* Mulsant e *Hyperaspis wickhami* Casey, así como por *Ceraeochrysa* sp., que fueron las especies más abundantes; un parasitoide primario *Acerophagus papayae* Noyes y Schauff, y ocho especies de parasitoides secundarios como *Aprostocetus minutus* Howard, *Signiphora* sp., *Signiphora hyalinipennis* Girault, *Chartocerus* sp., *Prochiloneurus* nr. *dactylopii* Howard, *Prochiloneurus* nr. *modestus* Timberlake, *Cheiloneurus* sp., y *Marrieta* nr. *mexicana* Howard.

Palabras clave: *Cryptolaemus montrouzieri*, *Anagyrus kamali*, control biológico clásico, piojos harinosos, hiperparasitoides.

Biological control of pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green, in México

Félix García Valente, Dr.
Colegio de Postgraduados, 2008

After detecting the pink hibiscus mealybug (PHMB), *Maconellicoccus hirsutus* Green, in Nayarit y Jalisco, Mexico (2004) a program of biological control against this pest began. The program was supported by the introduction of the predator *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant and the parasitoids *Anagyrus kamali* Moursi and *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam and Agarwal. Because the program needed an evaluation of effectiveness in this work we established the objectives: a) Estimate population density of PHMB in teak trees and fruit trees (soursop, guava, jackfruit, mango, orange, starfruit and plum) and evaluate the overall impact of releases of *C. montrouzieri* and *A. kamali*, b) Use exclusion experiments in teak trees to evaluate the potential of *A. kamali* on PHMB regulations, and c) Search for native natural enemies where the pest was present. Teak trees had higher PHMB population and natural enemies than fruit trees. Teak trees had 162.8 PHMB, 13.1 predators and 28.8 mummies per shoot. Fruits trees got the bigger PHMB population on guava, it got 36.6 PHMB per shoot. Soursop fruits got 56.8 PHMB each one, and these fruits kept bigger number of predators (5.8) and parasitized PHMB (11.7) than any other fruit. After 60 days of releasing *C. montrouzieri* in teak trees the PHMB population diminished 86.0 to 96.4%. The same predator diminished 63.7 to 99.9% of pest population after 45 days of its release on fruit trees. Excepting soursop trees, *A. kamali* diminished PHMB population close to 100% on teak and fruit trees after 8 to 12 months of release. The parasitoid *G. indica* was important to diminish PHMB population on soursop trees at Jalisco state. In the exclusion experiments on teak trees, *A. kamali* diminished 96.4% the PHMB populations after 30 days of release. We found a complex of native natural enemies of PHMB, the coccinellids *Azia orbigera* Mulsant and *Hyperaspis wickhami* Casey, and a chrysopid (*Ceraeochrysa* sp.) were abundant. In addition, we found a primary parasitoid (*Acerophagus papayae* Noyes y Schauff) and eight secondary parasitoids (*Aprostocetus minutus* Howard, *Signiphora* sp., *Signiphora hyalinipennis* Girault, *Chartocerus* sp., *Prochiloneurus nr. dactylopii* Howard, *Prochiloneurus nr. modestus* Timberlake, *Cheiloneurus* sp., and *Marrieta nr. mexicana* Howard).

Key words: *Cryptolaemus montrouzieri*, *Anagyrus kamali*, classic biological control, hyperparasitoids.

**DEDICADA A LAS PERSONAS QUE YA HAN PARTIDO, SU RECUERDO
SIEMPRE ESTÁ PRESENTE EN MI MENTE Y EN MI CORAZÓN**

CON AMOR Y CARIÑO PARA MI FAMILIA

AGRADECIMIENTOS

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

A la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV), al Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Nayarit (CESAVENAY) y Jalisco (CESAVEJAL), a la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) y al Laboratorio de Reproducción de Organismos Benéficos de la Cochinilla Rosada del Hibisco, por el apoyo para realizar ésta investigación.

A la Dra. Laura Delia Ortega Arenas, por su amistad, confianza y apoyo durante mi formación profesional y mis estudios de postgrado.

Al Dr. Héctor González Hernández por sus consejos y apoyo durante mis estudios de postgrado.

A los Drs. Juan Antonio Villanueva Jiménez, José López Collado y Alejandro González Hernández por sus observaciones, comentarios y apoyo durante la investigación.

A los profesores del Colegio de Postgraduados por su tiempo y consejos.

A todos los que me apoyaron durante mi estancia en el Colegio de Postgraduados (Académicos, Administrativos y Amigos).

A los amigos y compañeros de trabajo de la Campaña contra la Cochinilla Rosada del Hibisco en Nayarit y Jalisco.

A Karla, Lalo y Alejandra por el apoyo durante mi estancia en Nayarit.

CONTENIDO

	Página
INTRODUCCIÓN GENERAL	1
CAPÍTULO UNO. Generalidades de la cochinilla rosada del hibisco, <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green, y sus enemigos naturales	
1.1. RESUMEN.....	3
1.2. INTRODUCCIÓN.....	3
1.3. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
1.3.1. Los Piojos Harinosos.....	5
1.3.2. Metodologías de Control Biológico.....	6
1.3.2.1. Control biológico clásico.....	7
1.3.2.2. Control biológico por incremento.....	8
1.3.2.3. Control biológico por conservación.....	9
1.3.3. Control Biológico de Piojos Harinosos.....	9
1.3.3.1. Patógenos.....	9
1.3.3.2. Parasitoides y depredadores.....	10
1.3.4. La Cochinilla Rosada del Hibisco	11
1.3.4.1. Origen y distribución.....	11
1.3.4.2. Importancia y daños.....	13
1.3.4.3. Biología y morfología.....	15
1.3.5. Control de la Cochinilla Rosada del Hibisco.	16
1.3.5.1. Control físico, químico y mecánico.....	17
1.3.5.2. Tratamientos cuarentenarios.....	18
1.3.5.3. Uso de feromona sexual.....	18
1.3.5.4. Enemigos naturales.....	19
1.3.5.4.1. Programas de control biológico.....	21
1.3.6. El Depredador <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	23
1.3.6.1. Origen.....	23
1.3.6.2. Biología.....	24
1.3.6.3. Búsqueda y dispersión.....	25
1.3.6.4. Morfología.....	26
1.3.6.5. Presas.....	26
1.3.6.6. Distribución.....	27
1.3.7. El Parasitoide <i>Anagyrus kamali</i>	28
1.3.7.1. Origen y rango de huéspedes.....	28
1.3.7.2. Biología.....	28
1.4. COMENTARIOS.....	30
CAPÍTULO DOS. Impacto de las liberaciones de enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco, <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green, en plantaciones de teca, en Bahía de Banderas, Nayarit	
2.1. RESUMEN.....	31
2.2. INTRODUCCIÓN.....	31
2.3. MATERIALES Y MÉTODO.....	36
2.3.1. Área de Estudio.....	36

2.3.2. Acciones Iniciales de Combate.....	36
2.3.3. Obtención y Liberación de los Organismos Benéficos.....	37
2.3.4. Muestreo de Cochinilla Rosada y los Enemigos Naturales.....	38
2.3.4.1. Muestreo directo.....	38
2.3.4.2. Muestreo indirecto.....	39
2.3.5. Análisis de Resultados.....	39
2.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
2.4.1. Densidad Poblacional de Cochinilla Rosada y los Enemigos Naturales.....	39
2.4.1.1. Muestreo directo.....	39
2.4.1.2. Muestreo indirecto.....	42
2.4.2. Impacto de los Enemigos Naturales.....	44
2.4.2.1. Impacto de <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	44
2.4.2.2. Impacto de <i>Anagyrus kamali</i>	45
2.4.2.2.1. Porcentaje de parasitismo.....	46
2.5. CONCLUSIONES.....	47

CAPÍTULO TRES. Impacto de las liberaciones de enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en plantaciones frutales de Nayarit y Jalisco

3.1. RESUMEN.....	54
3.2. INTRODUCCIÓN.....	54
3.3. MATERIALES Y MÉTODO.....	57
3.3.1. Área de Estudio.....	57
3.3.2. Obtención y Liberación de los Organismos Benéficos.....	58
3.3.3. Muestreo de Cochinilla Rosada y los Enemigos Naturales.....	59
3.3.4. Análisis de Resultados.....	60
3.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	60
3.4.1. Densidad Poblacional de Cochinilla Rosada.....	60
3.4.2. Densidad Poblacional de los Enemigos Naturales.....	63
3.4.3. Impacto de los Enemigos Naturales.....	64
3.4.3.1. Impacto de <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	65
3.4.3.2. Impacto de los parasitoides.....	67
3.4.3.2.1. Porcentajes de parasitismo.....	68
3.4.4. Manejo de los Cultivos.....	69
3.5. CONCLUSIONES.....	70

CAPÍTULO CUATRO. Parasitismo natural e inducido de *Anagyrus kamali* Moursi sobre la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en brotes de teca en Bahía de Banderas, Nayarit

4.1. RESUMEN.....	82
4.2. INTRODUCCIÓN.....	82
4.3. MATERIALES Y MÉTODO.....	84
4.3.1. Ubicación del Área de Estudio.....	84
4.3.2. Preparación de las Unidades Experimentales.....	84
4.3.3. Tratamientos.....	85

4.3.4. Variables Evaluadas.....	86
4.3.5. Análisis Estadístico.....	86
4.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	86
4.5. CONCLUSIONES.....	91
CAPÍTULO CINCO. Enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco, <i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green, en Nayarit y Jalisco	
5.1. RESUMEN.....	92
5.2. INTRODUCCIÓN.....	92
5.3. MATERIALES Y MÉTODO.....	94
5.3.1. Área de Estudio.....	94
5.3.2. Búsqueda de Enemigos Naturales.....	95
5.3.3. Identificación de los Enemigos Naturales.....	96
5.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	96
5.4.1. Depredadores.....	96
5.4.2. Parasitoides.....	99
5.4.2.1. Encyrtidae.....	99
5.4.2.2. Eulophidae.....	101
5.4.2.3. Signiphoridae.....	101
5.4.2.4. Aphelinidae.....	102
5.4.3. Distribución y Abundancia de los Parasitoides.....	102
5.4.3.1. Porcentajes de parasitismo.....	104
5.4.4. Impacto de los Parasitoides Secundarios.....	105
5.5. CONCLUSIONES.....	106
CONCLUSIONES GENERALES.....	112
LITERATURA CITADA.....	113

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 1.1. Enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	19
Cuadro 1.2. Introducción del depredador <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> en diferentes regiones del mundo, para el control de piojos harinosos.....	27
Cuadro 2.1. Especies de insectos plaga reportados en el árbol de teca, <i>Tectona grandis</i> , en diversas regiones.....	32
Cuadro 2.2. Plantaciones de teca seleccionadas para la evaluación de las liberaciones de enemigos naturales de la CRH, en el municipio de Bahía de Banderas, Nayarit.....	37
Cuadro 2.3. Depredadores y parasitoides liberados en las plantaciones de teca, de junio 2004 a febrero 2006.....	38
Cuadro 3.1. Especies de piojos harinosos reportados en algunos cultivos frutales.....	55
Cuadro 3.2. Plantaciones frutales seleccionadas para la evaluación y cantidad liberada del depredador <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> (Cm) y los parasitoides <i>Anagyrus kamali</i> (Ak) y <i>Gyranusoidea indica</i> (Gi), de junio de 2004 a febrero de 2006.....	58
Cuadro 3.3. Densidad poblacional máxima de los agentes de control biológico liberados en los cultivos frutales de Bahía de Banderas, Nayarit, para el control de <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	63
Cuadro 3.4. Disminución poblacional de la CRH por la actividad del depredador <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> en los cultivos frutales de Nayarit y Jalisco, de agosto de 2004 a febrero de 2006.....	66
Cuadro 3.5. Parasitismo de <i>Anagyrus kamali</i> sobre la CRH, registrado en los cultivos frutales de Nayarit.....	68
Cuadro 5.1. Especies de depredadores de la CRH, <i>Maconellicoccus hirsutus</i> , en los estados de Nayarit y Jalisco, colectados de agosto 2004 a septiembre 2007.....	96
Cuadro 5.2. Especies de parasitoides asociados con la CRH, <i>Maconellicoccus hirsutus</i> , en Nayarit y Jalisco.....	99
Cuadro 5.3. Parasitismo de <i>Maconellicoccus hirsutus</i> en los municipios de Nayarit y Jalisco, registrados en agosto y septiembre de 2007.....	104
Cuadro 5.4. Hiperparasitismo en los municipios de Nayarit y Jalisco, registrados de agosto a septiembre de 2007.....	105

LISTA DE FIGURAS

		Página
Figura 1.1.	Distribución mundial al año 2008, en puntos rojos, de la cochinilla rosada del hibisco <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	12
Figura 2.1.	Fluctuación poblacional de ninfas y hembras de CRH, en las plantaciones de teca con niveles de infestación altos al inicio de las evaluaciones. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006).....	49
Figura 2.2.	Fluctuación poblacional de ninfas y hembras de CRH, en las plantaciones de teca con niveles de infestación bajos al inicio de las evaluaciones. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006).....	49
Figura 2.3.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y del depredador <i>C. montrouzieri</i> , en las trampas de cartón corrugado, en las plantaciones de teca: a) Paso del Valle, b) el Habillal, y c) Tecatlán. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006).....	50
Figura 2.4.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y liberaciones del depredador <i>C. montrouzieri</i> en plantaciones de teca: a) Popotán, b) Agua Amarilla, y c) Paso del Valle. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas cortas indican liberación del depredador, y las largas indican acciones culturales por la CONAFOR.....	51
Figura 2.5.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y liberaciones del parasitoide <i>A. kamali</i> en las plantaciones de teca: a) Popotán, b) Agua Amarilla y, c) Paso del Valle. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las fechas cortas indican liberación del parasitoide, y las flechas largas indican acciones culturales por la CONAFOR.....	52
Figura 2.6.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y liberaciones del parasitoide <i>A. kamali</i> en las plantaciones de teca: a) el Habillal, b) Tecatlán y, c) Los Medina III. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las fechas cortas indican liberación del parasitoide, y las flechas largas indican acciones culturales por la CONAFOR.....	53
Figura 3.1.	Densidad poblacional máxima de ninfas y hembras de CRH en brotes de diversas especies frutales en Bahía de Banderas, Nayarit. Las líneas verticales indican el error estándar.....	61
Figura 3.2.	Densidad poblacional máxima de ninfas y hembras de CRH, por fruto en Bahía de Banderas, Nayarit. Las líneas verticales indican el error estándar.....	62
Figura 3.3	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de naranja en los predios: a) Capomal Iguanas, y b) Casa Blanca. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	71

Figura 3.4	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en ciruela en el predio Río: a) Brotes, y b) Frutos. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i>	72
Figura 3.5.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en yaca en el predio Popotán: a) Brotes, y b) Frutos. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	73
Figura 3.6.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guayaba en los predios: a) Popotán, y b) Meda. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	74
Figura 3.7.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guayaba en los predios: a) Agrícola Vimex, y b) El Habillal. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	75
Figura 3.8.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guanábana en los predios: a) Monteón I, y b) Monteón II. Puerto Vallarta, Jalisco (2005-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	76
Figura 3.9.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en frutos de guanábana en los predios: a) Monteón I, y b) Monteón II. Puerto Vallarta, Jalisco (2005-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	77
Figura 3.10.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de carambolo en los predios: a) Capomal Iguanas, y b) Popotán. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	78
Figura 3.11.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH y los enemigos naturales en frutos de carambolo en los predios: a) Capomal Iguanas, y b) Popotán. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	79
Figura 3.12.	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guanábana en los predios: a) La cruz, y b) El Nogal. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	80

Figura 3.13	Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en frutos de guanábana en los predios: a) La Cruz, y b) El Nogal. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de <i>C. montrouzieri</i> , y las cortas liberación de <i>A. kamali</i>	81
Figura 4.1.	Densidad promedio de la CRH (ninfas y adultos) en brotes de teca en pruebas de exclusión de enemigos naturales y parasitismo inducido con <i>A. kamali</i> , después de aplicados los tratamientos. Las líneas verticales indican el error estándar y las letras indican la significancia estadística.....	87
Figura 4.2.	Proporción de parasitoides emergidos de las momias de CRH colectadas en los brotes de teca con libre acceso de enemigos naturales, en Bahía de Banderas, Nayarit.....	90
Figura 5.1.	Parasitoides asociados con la CRH en Bahía de Banderas, Nayarit, de octubre de 2005 a mayo de 2006.....	108
Figura 5.2.	Parasitoides asociados con la CRH en Bahía de Banderas, Nayarit, de agosto a septiembre de 2007.....	108
Figura 5.3.	Parasitoides asociados con la CRH en Puerto Vallarta, Jalisco, de octubre de 2005 a mayo de 2006.....	109
Figura 5.4.	Parasitoides asociados con la CRH en Puerto Vallarta, Jalisco, de agosto a septiembre de 2007.....	109
Figura 5.5.	Parasitoides asociados con la CRH en Compostela, Nayarit, de agosto a septiembre de 2007.....	110
Figura 5.6.	Parasitoides asociados con la CRH en Acaponeta, Nayarit, de agosto a septiembre de 2007.....	110
Figura 5.7.	Parasitoides asociados con la CRH en Tomatlán, Jalisco, de agosto a septiembre de 2007.....	111
Figura 5.8.	Parasitoides asociados con la CRH en Cihuatlán, Jalisco, de agosto a septiembre de 2007.....	111

INTRODUCCIÓN GENERAL

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae) se detectó oficialmente en el Municipio de Bahía de Banderas, Nayarit, en febrero de 2004. Debido a ello la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV-SENASICA-SAGARPA), a través de la Delegación de la SAGARPA, el Comité Estatal de Sanidad Vegetal en Nayarit (CESAVENAY) y la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR-SEMARNAT), implementaron un plan emergente para el combate de *M. hirsutus*, el cual tenía como objetivo principal erradicar a esta plaga.

Las acciones iniciales comprendieron el establecimiento de Puntos de Verificación Interna (PVI) para evitar el traslado de material vegetal o sus productos fuera del área cuarentenada; al mismo tiempo se organizaron brigadas que combatieron a la plaga con actividades de control químico, físico y mecánico en las áreas agrícolas, urbanas y marginales. También se eliminaron, mediante la tumba y quema, las plantaciones de teca (*Tectona grandis* L.) donde se detectaron los focos iniciales de la plaga, así como la vegetación dentro y fuera de ellas; en algunas huertas fuertemente infestadas de guayaba y guanábana se podaron los árboles. Además, se realizó la aplicación de tratamientos cuarentenarios en cámaras de fumigación de algunos productos agrícolas.

Estas acciones de combate no fueron efectivas en el control de *M. hirsutus*, por lo que meses después se iniciaron los trabajos de control biológico. Tomando como antecedentes los programas de control biológico contra esta plaga en Mexicali, Baja California (México), California (EUA), Egipto, Belice, Puerto Rico, Granada y otras islas del Caribe, se realizó la introducción de agentes de control biológico: el depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae), y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae).

La actividad de los enemigos naturales introducidos logró disminuir y mantener en niveles bajos las poblaciones de CRH en Bahía de Banderas, sin embargo no se evitó la diseminación de la plaga fuera de esta región, principalmente por rutas

clandestinas utilizadas para la movilización de los productos agrícolas a otros municipios de Nayarit como Compostela, Santiago Ixcuintla, Ruíz, Tuxpan, Rosamorada, Tecuala y Acaponeta, así como al Estado de Jalisco donde se encuentra presente en los municipios de Puerto Vallarta, Tomatlán y Cihuatlán. Además de los estados de Baja California, Nayarit y Jalisco, en la actualidad se reporta la presencia de CRH en Oaxaca y Quintana Roo.

Los objetivos del presente trabajo fueron: registrar el control biológico de la cochinilla rosada del hibisco, *M. hirsutus*, en hospederos forestales (teca) y frutales (guanábana, guayaba, carambolo, naranja, yaca, ciruelo), en Bahía de Banderas (Nayarit) y Puerto Vallarta (Jalisco) durante el periodo 2004-2006; así como conocer el complejo de enemigos naturales nativos asociados a esta plaga en los municipios de Nayarit y Jalisco con presencia de CRH.

CAPÍTULO UNO

Generalidades de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, y sus enemigos naturales

1.1. RESUMEN

La cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, causa problemas económicos por el daño directo e indirecto en sus hospederos y su importancia cuarentenaria. Es nativa del lejano Oriente y se distribuye en las zonas tropicales y subtropicales del mundo. Se alimenta de más de 200 especies de plantas, ubicadas en 85 familias. Los métodos de combate físicos, mecánicos y químicos tienen un éxito limitado para su control. Sus enemigos naturales son más de 50 especies de depredadores y parasitoides. El depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal se han utilizado para su combate en diversas regiones del mundo con resultados exitosos.

1.2. INTRODUCCIÓN

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), fue descrita por primera vez en la India por Green en 1908 como *Phenacoccus hirsutus*, posteriormente fue revisada por Ezzat en 1958 quien la colocó dentro del género *Maconellicoccus* (Sagarra y Peterkin, 1999; Gautam *et al.*, 2000).

Esta especie de piojo harinoso, junto con otros pseudocócidos de los géneros *Pseudococcus* Westwood, *Phenacoccus* Cockerell y *Planococcus* Ferris, ocasionan daños importantes en cultivos agrícolas, ornamentales, industriales y frutales, por lo que estas especies se consideran dentro de las plagas más serias a nivel mundial (Bartlett, 1978; Malais y Ravensberg, 1991). La CRH presenta una amplia variedad de árboles, arbustos y herbáceas de más de 200 especies, que le sirven de hospederos silvestres.

Maconellicoccus hirsutus ocasiona daño directo por la succión de savia de las plantas; daños indirectos por la inyección de saliva toxica y la excreción de mielecilla sobre las hojas y ramas, lo cual permite el desarrollo de fumagina que afecta la capacidad fotosintética del hospedero (Kairo *et al.*, 2000). Además, es de importancia cuarentenaria y afecta el comercio de los productos agrícolas en los países donde se ha detectado (Cermeli *et al.*, 2002; Zhang *et al.*, 2004).

El método convencional de combate de plagas mediante la aplicación de insecticidas químicos tiene poco efecto sobre las poblaciones de CRH, ya que ninfas, adultos y ovisacos están cubiertos por una sustancia cerosa y algodonosa que dificulta la penetración de estos productos (USDA-APHIS, 1998; Sagarra y Peterkin, 1999; Cermeli *et al.*, 2002). Persad y Khan (2000) mencionan que las ninfas de primer y segundo instar son más susceptibles a algunos insecticidas, sin embargo, éstas se encuentran en las partes apicales de las ramas, en grietas de los frutos y otras partes protegidas, lo que impide el contacto con los productos aplicados. Otros factores que reducen la efectividad del combate químico son: a) el amplio rango de hospederos de la plaga, lo cual incrementa considerablemente el costo de las aplicaciones, y b) el tamaño de las plantas hospederas (principalmente árboles forestales), lo que dificulta la aplicación de los productos (Sagarra y Peterkin, 1999).

Por lo anterior, el control biológico presenta la mejor opción para el manejo de *M. hirsutus*. El complejo de enemigos naturales reportados comprende más de 50 especies entre depredadores y parasitoides. Los parasitoides más importantes son *Anagyrus kamali* Moursi, *Anagyrus dactylopii* Howard, *Anagyrus aegyptiacus* Moursi, *Leptomastix phenacocci* Compere, *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae) y *Allotropa* sp. nr. *mecridae* Walker (Hymenoptera: Platygasteridae); entre los depredadores destacan *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, *Scymnus coccivora* Ayyar, *Scymnus* sp. nr. *nubilis* Mulsant, *Scymnus conformis* Jordan y *Brumus suturalis* Fabricius (Coleoptera: Coccinellidae) (Kairo *et al.*, 2000).

Debido a la importancia de *M. hirsutus* por los daños que causa, la poca efectividad del uso de productos químicos, la rápida diseminación en México y en el continente Americano, y el potencial uso de sus enemigos naturales, es prioritario

conocer los aspectos relacionados con esta plaga. Por lo tanto, el objetivo del presente capítulo fue realizar un análisis de la información disponible sobre la CRH, sus enemigos naturales más importantes y los programas de control biológico desarrollados para su combate.

1.3. REVISIÓN DE LITERATURA

1.3.1. Los Piojos Harinosos

Los piojos harinosos, también llamados cochinillas o chanchitos blancos, pertenecen al orden Hemiptera, 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).

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 la mielecilla excretada, 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 las grandes cantidades de mielecilla excretada, los piojos harinosos son atendidos por hormigas 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).

1.3.2. Metodologías de Control Biológico

Los enemigos naturales se han empleado en el combate de insectos plaga por siglos. Los primeros registros de manejo de insectos depredadores para la protección de árboles de cítricos datan del año 900 a. C., y las primeras observaciones sobre parasitoides fueron realizadas en el siglo XVII (Orr y Suh, 2000); sin embargo, la introducción exitosa de dos organismos benéficos nativos de Australia, el depredador *Rodolia cardinalis* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) y el parasitoide *Cryptochetum iceryae* Williston (Diptera: Cryptochetidae) para el combate en California de la escama algodonosa de los cítricos *Icerya purchasi* Maskel (Hemiptera: Margarodidae) en 1888, marcaron el desarrollo de una nueva práctica de control de plagas, el control biológico (Van Driesche y Bellows, 1996; Ferron y Deguine, 2005).

El término control biológico fue definido por Harry Smith en 1919, como la reducción de poblaciones de insectos por la acción de sus enemigos naturales nativos o introducidos (Smith, 1919). Balch (1958) amplió el término para referirse a los métodos que involucran la manipulación directa de los enemigos naturales, incluyendo a los microorganismos patógenos, por introducción o propagación. Posteriormente, Van Driesche y Bellows (1996) modificaron nuevamente el concepto y lo definen como el uso de parasitoides, depredadores, patógenos, antagonistas o poblaciones competidoras para disminuir una población plaga, haciéndola menos abundante y así menos dañina de lo que podría ser en su ausencia. Por tanto, para fines de este trabajo se entiende por control biológico la utilización de depredadores y parasitoides para el control de las poblaciones de CRH.

El control biológico tiene como fundamento el manejo de las plagas de manera sustentable y no contaminante, y se basa en el hecho de que la mayoría de los cultivos toleran en forma natural densidades aparentemente considerables de diferentes especies de organismos sin alguna disminución apreciable del rendimiento (Luckmann y Metcalf, 1975), y a la regulación de las poblaciones de una plaga por la

interacción de sus enemigos naturales, lo que conduce a un balance poblacional (Trujillo, 1990). Los factores que pueden influir en la efectividad de los agentes de control biológico incluyen: la especificidad del agente de control (generalista o especialista), el tipo de agente (depredador, parasitoide o patógeno), el tiempo y número de liberaciones, el método de liberación, la sincronía del enemigo natural con la plaga, las condiciones del medio ambiente y la tasa de liberación (Van Driesche y Bellow, 1996; Collier y VanSteenwyk, 2004; Crowder, 2007).

1.3.2.1. 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.

Uno de los casos más espectaculares fue el control de *I. purchasi* en California por *R. cardinalis* y *C. iceryae*, importados de Australia (Stern *et al.*, 1959). En México, un caso exitoso de control biológico clásico fue el de la mosca prieta de los cítricos *Aleurocanthus woglumi* Ashby (Hemiptera: Aleyrodidae), con la introducción de los parasitoides *Encarsia* (= *Prospaltella*) *opulenta* Silvestri, *E. clypealis* Silvestri, *E. smithi* Silvestri (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Amitus hesperidium* Silvestri (Hymenoptera: Platygasteridae), y dos especies de depredadores importados de la India y Pakistán (Arredondo, 1999a; Bravo, 2004). En la actualidad, *A. woglumi* se encuentra en niveles poblacionales que no causan daño económico debido al control ejercido principalmente por *E. opulenta* y *A. hesperidium* (Arredondo, 1999a).

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 (Charles y Allan, 2002), 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, 2002a), por lo que se deben realizar estudios de su impacto en estos ecosistemas.

1.3.2.2. 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 (Collier y VanSteenwyk, 2004; Ferron y Deguine, 2005). 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).

Collier y VanSteenwyk (2004) 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.

En México, en las últimas cuatro décadas del siglo XX, el parasitoide *Trichogramma* spp. fue el organismo benéfico más utilizado en programas de control biológico por incremento, mediante liberaciones inundativas para el combate de más de 25 especies de lepidópteros plaga en cultivos básicos, frutales, industriales y pastos (Garza, 1996; Bravo, 2004). Asimismo, las liberaciones en campo e invernadero de los depredadores *Chrysoperla carnea* Stephens y *Chrysoperla rufilabris* Burmeister (Neuroptera: Chrysopidae) y el parasitoide *Encarsia formosa*

Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) para el combate de mosquitas blancas, son un ejemplo de control biológico por incremento (Perales y Arredondo, 1998; Arredondo, 1999b).

1.3.2.3. 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.

1.3.3. Control Biológico de Piojos Harinosos

1.3.3.1. 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) y también fue un regulador importante de *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero (Hemiptera: Pseudococcidae) en la República Popular del Congo en plantas de yuca, *Manihot esculenta* Crantz, en la década de 1980 (Le Rü *et al.*, 1985, 1991).

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 (Pell *et al.*, 2001).

1.3.3.2. Parasitoides y depredadores

Los insectos parasitoides y depredadores son uno de los principales agentes de control de las poblaciones de piojos harinosos (Buckley y Gullian, 1991).

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 *P. citri*. Durante el siglo XX, algunos parasitoides y depredadores fueron utilizados para el combate de 22 especies de piojos harinosos en diversas partes del mundo (Bartlett, 1978; Sermeño y Navarro, 2000), y en 15 de ellas se logró el control total o parcial (Sermeño y Navarro, 2000).

Como ejemplo, *P. manihoti* fue movilizado al continente Africano en la década de 1970, lo que causó severos daños y amenazó la producción de yuca en diferentes países; por lo que en 1981 y 1983 se introdujo al parasitoide *Apoanagyrus* (= *Epidinocarsis*) *lopezi* De Santis (Hymenoptera: Encyrtidae), nativo de América del Sur, el cual redujo las poblaciones del piojo harinoso a niveles muy bajos (Gutierrez *et al.*, 1988; Souissi, 1999).

Nipaecoccus viridis (Newstead) se detectó en 1983 en el Valle del Río Jordán sobre varias especies de cítricos (*Citrus* spp.), granada (*Punica granatum* L.), uva (*Vitis vinifera* L.), higo (*Ficus carica* L.), manzana (*Malus domestica* Borkh), guayaba (*Psidium guajava* L.) y árboles de mora (*Morus alba* L.); para su combate se introdujo en 1984 al parasitoide *Anagyrus indicus* Shafee, Alam & Agarwal (Hymenoptera:

Encyrtidae), nativo de Guam, el cual colonizó y se estableció rápidamente, lo que redujo las infestaciones de la plaga (Meyerdirk *et al.*, 1988).

Por otra parte, *Rastrococcus invadens* Williams se convirtió en una plaga importante de mango (*Mangifera indica* L.) y cítricos en el Este de África en la década de 1980; ocasionó grandes pérdidas y redujo la producción de mango entre 50 y 90%. En 1987 se introdujo en Togo al parasitoide *Gyranusoidea tebygi* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae), nativo de la India, el cual controló en poco tiempo al piojo harinoso y se expandió a otras zonas vecinas a una tasa de alrededor de 100 km/año; adicionalmente en 1991 se introdujo al parasitoide *Anagyrus mangicola* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae), también de la India, y en la actualidad ambos parasitoides mantienen reguladas las poblaciones de *R. invadens* (Moore, 2004).

En 1994 se inició un proyecto de control biológico contra *Phenacoccus herreni* Cox & Williams en Brasil, plaga detectada en la década de 1980 y que afectó la producción de yuca. La introducción de los parasitoides *Apoanagyrus* (= *Epidinocarsis*) *diversicornis* (Howard), *Aenasius vexans* (Kerrich) y *Acerophagus coccois* Smith (Hymenoptera: Encyrtidae) provenientes de Colombia y Venezuela, permitió el control de las poblaciones de la plaga en diversas regiones productoras de ese país (Bento *et al.*, 2000).

El establecimiento del piojo harinoso del papayo, *Paracoccus marginatus* Williams y Granara de Willink en la República de Palau en 2003, afectó la producción de papaya (*Carica papaya* L.) y otras plantas de la región; por lo que se aplicó un programa de control biológico clásico mediante la introducción de los parasitoides *Anagyrus loeckii* Noyes, *Acerophagus papayae* Noyes y Schauff, y *Pseudleptomastix mexicana* Noyes y Schauff (Hymenoptera: Encyrtidae) colectados en México, los cuales disminuyeron a niveles bajos las densidades poblacionales de *P. marginatus* seis meses después de su introducción (Muniappan *et al.*, 2006).

1.3.4. La Cochinilla Rosada del Hibisco

1.3.4.1. Origen y distribución

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: 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 (Figura 1.1), sin embargo, a pesar de su amplia distribución sólo se considera una plaga importante en Egipto y la India (USDA-APHIS, 1998; Kairo *et al.*, 2000).



Figura 1.1. Distribución mundial al año 2008, en puntos rojos, de la cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus*.

Esta especie se detectó en Hawaii en 1984, y posteriormente en la isla caribeña de Granada en 1994 (Michaud y Evans, 2000; Roltsch *et al.*, 2000), de donde se expandió a Trinidad y Tobago, y a más de 27 islas de esa región; en América del Sur se localizó en la costa de Guyana (USDA-APHIS, 1998; Etienne, 1999).

En 1997 se registró en Puerto Rico (Michaud y Evans, 2000) y en 1999 en Venezuela (Kairo *et al.*, 2000; Cermeli *et al.*, 2002), Belice (May y Zetina, 2003), México y California, EUA (Roltsch *et al.*, 2000). En junio de 2002 se reportó en Florida (SAF, 2002) y durante 2006 en Gran Caimán (Pioro, 2006).

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. En el curso de actualización sobre cochinilla rosada celebrado en el 2007 en Cihuatlán, Jalisco, la Dirección General de Sanidad Vegetal informó que ya está presente en los estados de Oaxaca y Quintana Roo.

1.3.4.2. Importancia y daños

Maconellicoccus hirsutus representa una nueva y grave amenaza para las plantas de importancia agrícola y ornamental, así como para los árboles en plantaciones y bosques naturales en las regiones tropicales y subtropicales del mundo (USDA-APHIS, 1998; Meyerdirk *et al.*, 2003). Su rango de hospederos comprende más de 200 especies de plantas, árboles y arbustos en 85 familias, entre los que se encuentran los hibiscos (*Hibiscus* spp.), cítricos (*Citrus* spp.), anonáceas (*Annona* spp.), ciruelos (*Spondias* spp.), guayaba, mango, teca (*Tectona grandis* L.), crisantemo (*Chrysanthemum* spp.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), cacao (*Theobroma cacao* L.) (Padilla, 2000; Meyerdirk *et al.*, 2003). Provoca un fuerte impacto económico por el daño directo ocasionado en las plantas y por su importancia cuarentenaria, lo que afecta las exportaciones y la movilización comercial de los productos agrícolas (Cermeli *et al.*, 2002; Zhang *et al.*, 2004).

La CRH ataca brotes, flores y frutos. El daño directo lo realiza mediante la succión de savia de la planta, y por la inyección de saliva tóxica que causa malformación del crecimiento, caracterizada por enrollamiento y arrugamiento de las hojas (Kairo *et al.*, 2000; Michaud, 2002b). La alimentación continua de las ninfas y adultos detiene el crecimiento de las plantas por el acortamiento de entrenudos, la deformación de hojas, yemas terminales y axilares, y el arrosamiento del follaje. Las flores infestadas se secan y caen, se reduce la formación de frutos y aquellos que se llegan a desarrollar son colonizados rápidamente, por lo cual quedan pequeños y deformados (Kairo *et al.*, 2000; Meyerdirk *et al.*, 2003). También produce grandes cantidades de mielecilla que promueve el desarrollo de fumagina sobre las hojas y ramas, lo cual disminuye la capacidad fotosintética de las plantas (Kairo *et al.*, 2000). Las altas infestaciones pueden provocar incluso la muerte de las plantas (Sagarra y Peterkin, 1999; Kairo *et al.*, 2000).

Es un insecto de hábitos gregarios y forma colonias que producen abundantes secreciones cerosas algodonosas de color blanco sobre las hojas, yemas, tallos, ramas y frutos. Estas secreciones cubren y protegen los diferentes estados de vida de la CRH (USDA-APHIS, 1998; Kairo *et al.*, 2000). La presencia de grandes cantidades de cera afecta la calidad estética y el valor comercial de las plantas ornamentales (Kairo *et al.*, 2000).

La CRH 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).

En la India fue una plaga seria de cultivos de fibra como el yute (*Corchorus* sp.), mesta (*Hibiscus cannabinus* L.), jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.), y posteriormente llegó a ser importante en la vid (Kairo *et al.*, 2000). Bartlett (1978) la reportó como una plaga de ciruelo de Java (*Eugenia jambolana* Lamark), laurel de la India (*Ficus religiosa* L.) y caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.).

En el Caribe, más de 170 especies de plantas fueron atacadas. Las más afectadas fueron miembros de la familia Malvaceae que incluye a los hibiscos de ornato, rosa-laurel o rosa de la China (*Hibiscus rosa-sinensis* L.), jamaica y okra (*Hibiscus esculentus* L.), y también atacó numerosos cultivos frutales de cítricos y anonáceas. Otras especies de arbóreas de importancia económica como teca, *Gliricidia* spp., majagua (*Hibiscus elatus* Swartz) y samán (*Samanea saman* (Jacq.) Merrill) han mostrado alta susceptibilidad a esta plaga, e incluso algunos árboles de las dos últimas especies han muerto debido a las altas infestaciones (Sagarra y Peterkin, 1999; Kairo *et al.*, 2000). Además, Kairo *et al.*, (2000) mencionan como hospederos importantes de la CRH en el Caribe al lirio de jengibre (*Alpinia purpurea* L.), ciruela (*Spondias bombin* L.), ciruela roja (*Spondias purpurea* L.), ciruela amarilla

(*S. purpurea* var. *lutea*), guanábana (*Annona muricata* L.), anona blanca o atemoya (*Annona squamosa* L.), carambolo (*Averrhoa carambola* L.), cereza (*Malpighia glabra* Millsp.), zapote (*Manikara zapota* L.), algodón y cacao, entre otros.

Cermeli *et al.* (2002) reportan más de 30 especies de plantas afectadas en Venezuela, sin embargo, señalan que las poblaciones más altas de CRH se registraron en frutos de guanábana, mango, algarrobo, palma areca (*Chrysalidocarpus lutescens* H.Wendl.), pomagás (*Syzygium malaccense* L.) y sombrereira (*Clitoria amazonum* Benth.); además se observó la muerte de árboles adultos de *Hibiscus* sp. y samán.

1.3.4.3. Biología y morfología

La CRH es un insecto pequeño, de cuerpo blando; su ciclo de vida comprende los estados de huevo, tres estadios ninfales en la hembra y cuatro en el macho, y el adulto (Meyerdirk *et al.*, 2003). La hembra adulta mide de 3 a 4 mm de largo, es de forma oval y carece de alas, tiene dos filamentos caudales cortos y cerosos poco conspicuos y ningún filamento lateral; su cuerpo es rojizo y está cubierto por secreciones blancas cerosas. Por otra parte, el macho adulto mide aproximadamente 2 mm de largo, es de color marrón rojizo, posee un par de alas y dos filamentos caudales cerosos en la parte posterior del abdomen, su aparato bucal es rudimentario, no se alimenta y sólo vive pocos días (USDA-APHIS, 1998; Etienne, 1999).

La hembra deposita entre 80 y 654 huevos dentro de un ovisaco algodonoso, blanco y ceroso que cubre por completo el cuerpo de la hembra adulta (Peterkin *et al.*, 1996; USDA-APHIS, 1998; Meyerdirk *et al.*, 2003); este proceso dura de cuatro a ocho días (Sagarra y Peterkin, 1999). Los huevos se incuban en un periodo de tres a nueve días (Sagarra y Peterkin, 1999), y las ninfas de primer instar presentan tolerancia a la inanición, sobreviven por 24 h y ocasionalmente hasta 123 h sin alimentarse (Gautam *et al.*, 2000), además presentan alta movilidad y son responsables de la rápida diseminación de la plaga desde los sitios iniciales de infestación (Sagarra y Peterkin, 1999).

El periodo de desarrollo de huevo a adulto transcurre en 28 días en climas tropicales, lo cual puede variar en función de las condiciones ambientales y la planta hospedera (Peterkin *et al.*, 1996). Sagarra y Peterkin (1999) mencionan que una generación se desarrolla generalmente entre 23 y 35 días. Persad y Khan (2002) reportan que la proporción sexual macho:hembra es 1.4:1, y la cópula se presenta desde el primer día del estado adulto, con un periodo de preoviposición de ocho días. Algunos reportes mencionan que bajo ciertas situaciones la CRH tiene el potencial de reproducirse por partenogénesis (Gautam *et al.*, 2000; Padilla, 2000; Gautam, 2003); sin embargo, en estudios de laboratorio no se han observado indicios de reproducción partenogenética en hembras de *M. hirsutus* (Jacobsen y Hara, 2003).

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).

1.3.5. Control de la Cochinilla Rosada del Hibisco

Gautam *et al.* (2000) mencionan que los controles legal, químico, físico y mecánico aplicados de manera integrada pueden ayudar a combatir a la CRH y con ello proteger la producción agrícola y forestal en las regiones infestadas. Sin embargo, debido a los hábitos de esta plaga, el amplio rango de hospederos y su rápida expansión geográfica por áreas agrícolas, urbanas y forestales, el control biológico representa la mejor estrategia para combatir y reducir las poblaciones de *M. hirsutus* (Sagarra y Vincent, 1999).

1.3.5.1. Control químico, físico y mecánico

En la región del Caribe los esfuerzos iniciales se dirigieron a la erradicación de la CRH mediante la aplicación de insecticidas, combinado con métodos culturales, principalmente con la quema de residuos de cultivos, e incluso se derribaron grandes extensiones de árboles forestales de majagua en un intento por contener la expansión de la plaga (Sagarra y Peterkin, 1999). Gautam *et al.* (1998) mencionan que en Trinidad, la aplicación de insecticidas, seguidas por medidas fitosanitarias como corte, tumba y quema de las plantas infestadas fueron efectivas en el control de la CRH en un corto plazo; sin embargo, se descubrieron fuertes reinfestaciones, lo cual provocó la suspensión de estas acciones. Resultados similares se presentaron en Granada (Kairo *et al.*, 1996).

En general, para el combate inicial de la CRH en el Caribe se utilizaron productos químicos, solos o en mezclas. Sin embargo, a pesar del rápido abatimiento de las poblaciones ocasionado por los insecticidas, se presentaron inmediatas y fuertes reinfestaciones, lo cual obligó a realizar aplicaciones con mayor frecuencia, cada dos o tres semanas (Sagarra y Peterkin, 1999).

Persad y Khan (2000) exponen que en pruebas de laboratorio, los adultos de CRH mostraron alta tolerancia a los insecticidas lambda-cialotrina, pirimifós-metil, triazofós, fipronil y decametrina, mientras que las ninfas de primer instar fueron los menos tolerantes; por lo tanto recomendaron que el control químico se realizara sobre ninfas de primer instar mediante la aplicación de pirimifós-metil o triazofós.

Sin embargo, el control químico fue poco eficaz en el control de la CRH, ya que esta plaga tiende a habitar áreas poco accesibles como hendiduras y grietas de las cortezas, y forma colonias en oquedades de los frutos y puntos de crecimiento (Sagarra y Peterkin, 1999). Además, la penetración de los insecticidas se dificulta gracias a la secreción cerosa que la cubre y a que los ovisacos están hechos de masas algodonosas de filamentos largos y cerosos (USDA-APHIS, 1998; Sagarra y Peterkin, 1999; Cermeli *et al.*, 2002). Otro problema ha sido el amplio rango de hospederos y en muchos casos el gran tamaño de los árboles infestados (Sagarra y Peterkin, 1999).

En esas mismas islas del Caribe, la poda y quema del material infestado tampoco presento gran impacto en cuanto al control y la dispersión de *M. hirsutus*

(USDA-APHIS, 1998); por lo que para restringir la dispersión fue necesario establecer medidas legales que impidieran el movimiento de las plantas y productos agrícolas en las zonas infestadas. Asimismo, la adopción de medidas sanitarias en campo fueron promovidas para ayudar a combatir a la CRH, como la poda y quema de ramas de los cultivos infestados, eliminación de frutos infestados o caídos, así como la eliminación de malezas hospederas de la plaga dentro de los cultivos (Gautam *et al.*, 2000).

1.3.5.2. 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.

Gautam *et al.* (2000) mencionan que el tratamiento a base de fosforo de magnesio ocasionó 100% de mortalidad de la plaga en los productos tratados. Asimismo, Zettler *et al.* (2002) reportan 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 la plaga.

Los tratamientos con vapor caliente requirieron 45 min para matar todos los estados 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).

1.3.5.3. Uso de feromona sexual

Serrano *et al.* (2001) realizaron monitoreos de la CRH mediante la utilización de hembras vírgenes colocadas en cápsulas de gelatina, con el objetivo de estudiar la atracción ejercida sobre los machos. En este estudio las hembras fueron capaces de atraer machos a una distancia de 50 m. Zhang *et al.* (2004) aislaron e identificaron los compuestos (R)-lavandulil (S)-2-metilbutanoato y (R)-maconelil (S)-2-metilbutanoato que forman la feromona sexual de la CRH, asimismo, sintetizaron los compuestos, y mencionan que la mezcla sintética 1:5 de los compuestos

anteriormente señalados forman un potente atrayente que puede ser utilizado para el monitoreo y trampeo de las poblaciones de CRH.

1.3.5.4. 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 (Cuadro 1.1).

Cuadro 1.1. Enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Mani, 1989; Meyerdirk *et al.*, 2003).

Orden	Familia	Especie	Región
Coleoptera	Coccinellidae	<i>Brumus suturalis</i> Fabricius	India
		<i>Cryptolaemus affinis</i> Crotch	Nueva Guinea
		<i>Cryptolaemus montrouzieri</i> Mulsant	Egipto, India
		<i>Hippodamia convergens</i> Guérin	EUA
		<i>Hyperaspis maindronii</i> Sicard	India
		<i>Menochilus sexmaculata</i> Fabricius	India
		<i>Nephus regularis</i> Sicard	India
		<i>Oxynychus erythrocephalus</i> Fabricius	Egipto
		<i>Rodolia cardinalis</i> Mulsant	Egipto
		<i>Scymnus biverrucata</i> Panzer	Egipto
		<i>Scymnus coccivora</i> Ayyar	India
		<i>Scymnus gratus</i> Wiese	India
		<i>Scymnus nubilis</i> Mulsant	India
		<i>Scymnus pallidicollis</i> Mulsant	India
		<i>Scymnus pyrocheilus</i> Mulsant	India
		<i>Scymnus seriacus</i> Weise	Egipto
	Lathridiidae	<i>Melanophthalma carinulata</i> Motschulsky	Egipto
Diptera	Drosophilidae	<i>Cacoxenus perpicaux</i> Knab	India
	Cecidomyiidae	<i>Coccodiplosis smithi</i> Felt	Nueva Guinea
		<i>Diadiplosia indica</i> Felt	India
		<i>Triommata coccidivora</i> Felt	India
Hemiptera	Coreidae	<i>Geocoris tricolor</i> Fabricius	India

Orden	Familia	Especie	Región	
Lepidoptera	Noctuidae	<i>Autoba silicuta</i> Sicard	India	
		<i>Eublemma geyri</i> Rothschild	Egipto	
		<i>Eublemma</i> sp. nr. <i>trifaciata</i> Moore	India	
	Lycaenidae	<i>Spalgis epius</i> Westwood	Egipto	
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysopa scelestes</i> Bank	India	
		<i>Chrysoperla carnea</i> Stephens	Egipto	
		<i>Mallada boninensis</i> Okamoto	India	
	Hemerobiidae	<i>Symphorobius pygmaeus</i> Rambur	Egipto	
	Coniopterygidae	<i>Conwentzia psociformis</i> Curtis	Egipto	
Hymenoptera	Encyrtidae	<i>Alamella flava</i> Agarwal	India	
		<i>Anagyrus agraensis</i> Saraswat	India, Java	
		<i>Anagyrus dactylopii</i> Howard	India	
		<i>Anagyrus fusciventris</i> Girault	Australia	
		<i>Anagyrus greeni</i> Howard	India	
		<i>Anagyrus kamali</i> Moursi	Java	
		<i>Anagyrus mirzai</i> Agarwal & Alam	India	
		<i>Anagyrus pseudococci</i> Girault	Egipto	
		<i>Cheiloneurus</i> sp.	India	
		<i>Gyranusoidea mirzai</i> Agarwal	India	
		<i>Leptomastix phenacocci</i> Compere	Java	
		<i>Prochiloneurus annulatus</i> Ferriere	Indonesia	
		<i>Prochiloneurus javanicus</i> Ferriere	Indonesia	
		Platygastridae	<i>Rhopus longiclavatus</i> Ashmead	India
			<i>Allotropa citri</i> Muesebeck	India
		Aphelinidae	<i>Allotropa</i> sp. nr. <i>japonica</i> Ashmead	India
			<i>Aphelinus</i> sp.	India
Signiphoridae	<i>Erioporus aphelinoides</i> Compere	India		
Eucoilidae	<i>Chartocerus</i> sp. nr. <i>walkeri</i> Hayat	India		
Braconidae	<i>Leptopilina</i> sp.	India		
	<i>Phanerotoma dentata</i> Panzer	Egipto		

Otros parasitoides de la CRH son *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae), colectado en Egipto, Pakistan y Australia por personal del USDA-APHIS, *Anagyrus aegyptiacus* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae) (Kairo *et al.*, 2000), *Acerophagus nubilipennis* Dossier (Hymenoptera: Encyrtidae)

(Michaud y Evans, 2000), *Coccidoctonus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae), *Coccophagus* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) (Goolsby *et al.*, 2002) y *Allotropia* sp. nr. *mecridae* (Walker) (Hymenoptera: Platygasteridae) (Roltsch *et al.*, 2006).

Algunos hiperparasitoides reportados son *Cheiloneurus inimicus* Compere (Hymenoptera: Encyrtidae), *Aprostocetus minutus* (Howard) (Hymenoptera: Eulophidae) (Michaud y Evans, 2000), *Chartocerus* sp. (Hymenoptera: Signiphoridae) y *Marrieta* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) (Roltsch *et al.*, 2006). Además, Goolsby *et al.* (2002) reportan al parasitoide *Ophelosia bifasciata* Girault (Hymenoptera: Pteromalidae) asociado con *M. hirsutus* en Australia, sin embargo, mencionan que puede ser un parasitoide de *C. montrouzieri*.

Entre los depredadores se reporta también a *Scymnus conformis* Jordan (Kairo *et al.*, 2000), *Cycloneda sanguinea limbifer* Casey, *Coelophora inaequalis* (F.), *Diomus* sp., *Zilus eleutherae* Casey (Coleoptera: Coccinellidae) (Michaud y Evans, 2000), *Cacoxenus perspicaz* (Diptera: Drosophilidae) y *Metaeomera* sp. (Lepidoptera: Noctuidae) (Goolsby *et al.*, 2002).

Kairo *et al.* (2000) mencionan que los parasitoides más importantes de *M. hirsutus* son *A. kamali*, *G. indica*, *A. dactylopii*, *A. aegyptiacus*, *L. phenacocci* y *A.* sp. nr. *mecridae*; mientras que entre los depredadores destacan los coccinélidos *C. montrouzieri*, *S. coccivora*, *S.* sp. nr. *nubilis*, *S. conformis* y *B. suturalis*.

1.3.5.4.1. Programas de control biológico

Los programas de control biológico clásico contra la CRH se iniciaron en Egipto en 1922 con la introducción del depredador *C. montrouzieri* de Australia, el cual a pesar de establecerse, presentó un impacto reducido sobre la plaga, con una baja supervivencia en la temporada invernal (Bartlett, 1978; Sagarra y Peterkin, 1999). En cambio, entre los años 1934 a 1938 introdujeron los parasitoides *L. phenacocci* y *A. kamali*, así como el depredador *S. conformis*, con resultados exitosos debido principalmente a la actividad de *A. kamali* (Bartlett, 1978).

En la década de 1970 la liberación de *C. montrouzieri* en viñedos de la India, logró un control efectivo de las poblaciones de la CRH; además, en esta región los

parasitoides *A. kamali* y *A. dactylopii* alcanzaron tasas de parasitismo de 60 a 70% (Mani, 1989).

A partir de 1995, se introdujeron en la región del Caribe los parasitoides *A. kamali* importado de China, Pakistán y Hawaii, y *G. indica* importada de Egipto, Pakistán y Australia (USDA-APHIS, 1998; Michaud, 2002b), así como los depredadores *C. montrouzieri* importado de la India y EUA (Sagarra y Peterkin, 1999), y *S. coccivora* de la India, para el combate de la CRH (Kairo *et al.*, 2000; Gautam, 2003). *A. kamali*, *C. montrouzieri* y *G. indica* lograron establecerse en todas las regiones del Caribe donde fueron liberados (Kairo *et al.*, 2000), y se dispersaron de los sitios iniciales de liberación proporcionando un control efectivo de la CRH (Sagarra y Peterkin, 1999).

En algunas islas caribeñas, las liberaciones de *C. montrouzieri* fueron empleadas para proporcionar un control suplementario de altas poblaciones de la CRH hasta que los parasitoides se establecieran; en otras islas, como Puerto Rico, este depredador estaba ya presente como consecuencia de previas importaciones y respondió a la infestación de *M. hirsutus* incrementando sus poblaciones (Michaud, 2002b).

Sermeño y Navarro (2000) anotan que en St. Kitts la densidad de la CRH se redujo en 94% dos años después de la liberación de *A. kamali*, con resultados similares en las Islas Vírgenes, EUA, donde las reducciones fueron de 90% en St. Thomas y 94% en St. Croix en un período de 20 meses; asimismo, en Puerto Rico se registró entre 88 y 95% de control de *M. hirsutus*. Sagarra y Peterkin (1999) mencionan que después de tres años de la introducción de *A. kamali* en Granada, Trinidad y Tobago, St. Kitts y Nevis, y St. Lucia, las poblaciones de *M. hirsutus* fueron abatidas y restringidas a 15 especies de hospederos; y en Puerto Rico después del establecimiento de *A. kamali* los daños se limitaron sólo a *Hibiscus* spp. en zonas urbanas (Michaud y Evans, 2000).

El programa de control biológico clásico en el Caribe fue exitoso. La introducción de *A. kamali* y *G. indica*, parasitoides altamente específicos y efectivos, suprimieron las poblaciones de la CRH y limitaron su rango de hospederos a las especies del género *Hibiscus*. Cuando el control biológico fue establecido después

de la detección de la CRH, los hospederos secundarios no fueron atacados, incluyendo muchos cultivos agrícolas (Michaud, 2002b).

May y Zetina (2003) reportan que con la introducción inmediata de *A. kamali* y *C. montrouzieri* después de la detección inicial de la CRH en Belice, se logró disminuir drásticamente las poblaciones de *M. hirsutus* hasta en 90% mediante la liberación regular y sistemática del parasitoide.

En California, EUA, se inició un programa de control biológico contra la CRH en 1999, con la cría y liberación de los parasitoides *A. kamali*, *G. indica* y *A. sp. nr. mecridae*; de éstos, los dos primeros disminuyeron las poblaciones de la plaga aproximadamente 95% en el 2000, y continuaron el control de las poblaciones en los siguientes años; *A. kamali* fue el parasitoide dominante, *G. indica* presentó bajos niveles poblacionales, y *A. sp. nr. mecridae* no se estableció (Roltsch *et al.*, 2006).

En Florida se realizó la liberación de los parasitoides *A. kamali* y *G. indica* en los condados afectados por la CRH en 2002; no obstante que ya estaba presente el depredador *C. montrouzieri* se realizaron nuevas liberaciones, lo cual resultó en reducciones de más de 98% en las poblacionales de *M. hirsutus* (Flores, 2005; Hodges, 2006).

En México, la Dirección General de Sanidad Vegetal informó que durante los años 2001 y 2002 se realizó la liberación de los parasitoides *A. kamali* y *G. indica* en la zona urbana de Mexicali, Baja California, afectada por la CRH; lo que resultó en parasitismos cercanos a 100%. Posteriormente en 2003 se liberó el parasitoide *A. sp. nr. mecridae*, aunque no se menciona si se logró establecer (SAGARPA-SENASICA, 2004).

1.3.6. El Depredador *Cryptolaemus montrouzieri*

1.3.6.1. Origen

El depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) es nativo del este de Australia, donde se encontró alimentándose de una especie de *Eriococcus* y diferentes especies de piojos harinosos (Bartlett, 1978; Ramesh y Azam, 1987). Es un agente de control importante en esa región pues mantiene niveles bajos de *M. hirsutus* sobre plantas de *Hibiscus* spp. (Goolsby *et al.*,

2002). También, se reporta su presencia de manera natural en Fiji, Ceylán y el Sur de China, pero puede ser por importaciones anteriores no registradas (Bartlett, 1978).

Este depredador fue importado por primera vez a EUA en 1891 por Albert Koebele desde Australia, para el combate del piojo harinoso de los cítricos *P. citri* (Bartlett, 1978; Sadof, 1995).

1.3.6.2. Biología

Las hembras de *C. montrouzieri* depositan sus huevos entre los ovisacos algodonosos de las colonias de piojos harinosos (Sadof, 1995). A una temperatura promedio de 27°C, las larvas eclosionan aproximadamente cinco ó seis días después; se alimentan vorazmente de los huevos y ninfas jóvenes (Sadof, 1995; Sermeño y Navarro, 2000). Milan *et al.* (2005) reportan que se puede presentar hasta 84.2% de canibalismo en las etapas de huevo y larvas jóvenes de este coccinélido en condiciones de cuarentena.

El depredador pasa por cuatro estadios larvales con una duración de 12 a 17 días y un estado de pupa el cual varía de siete a diez días antes de convertirse en adulto. Para pupar las larvas buscan lugares protegidos del tallo de la planta y/o estructuras de la jaula o invernadero, cuando se mantienen en confinamiento (Sermeño y Navarro, 2000). Sin embargo en árboles de teca con altas poblaciones del depredador, se observan grandes cantidades de pupas en el envés de las hojas o en los troncos.

Gautam *et al.* (1998) mencionan que *C. montrouzieri* completa su ciclo de vida en un periodo de 22 a 25 días, sin embargo, la temperatura influye de manera significativa en la duración del desarrollo. Ramesh y Azam (1987) registraron un ciclo de vida de 19 días a una temperatura promedio de 31°C, pero este tiempo se extendió hasta 47 días a 25°C. Por su parte Malais y Ravensberg (1991) reportan que a 21°C el desarrollo de huevo a adulto es de 43 a 47 días, y a 27°C el tiempo se acorta hasta 28 ó 29 días; además, Bartlett (1978) menciona que humedades altas afectan su desarrollo.

La calidad de la presa influye en el desarrollo del depredador, ya que los estados de huevo, larva y pupa fueron más prolongados cuando *C. montrouzieri* se desarrolló sobre *Dactylopius tomentosus* Lamarck (Hemiptera: Dactylopiidae), en comparación con individuos desarrollados sobre *P. citri* y *M. hirsutus* (Murali *et al.*, 1999, 2002). Asimismo, la sobrevivencia de los estados inmaduros de huevo a adulto y la fecundidad de las hembras fue mayor sobre la CRH (Murali *et al.*, 2002).

La proporción de machos y hembras es aproximadamente 1:1, la cópula inicia uno ó dos días después de la emergencia, las hembras empiezan a depositar huevos cuatro a seis días después, sobre o cerca de los ovisacos de su presa (Bartlett, 1978; Malais y Ravensberg, 1991). Una hembra puede depositar entre 400 y 500 huevos durante 50 a 60 días, considerada su longevidad promedio (Sadof, 1995; Sermeño y Navarro, 2000), con una media de nueve huevos diarios; sin embargo, el número total de huevos depositados depende en gran medida de la dieta de la hembra y se reduce su producción ante la escasez de alimento, principalmente de huevos de piojos harinosos (Malais y Ravensberg, 1991).

1.3.6.3. Búsqueda y dispersión

Las larvas y los adultos de *C. montrouzieri* se alimentan vorazmente de los piojos harinosos, principalmente de huevos y ninfas de los primeros instares, y de la mielecilla que excretan. Por otra parte, las larvas grandes del cuarto estadio no son tan selectivas y pueden consumir inclusive piojos adultos (Malais y Ravensberg, 1991; Sadof, 1995). Los adultos pueden volar y cubrir extensas áreas en la búsqueda de presas (Malais y Ravensberg, 1991). Tanto adultos como larvas son más activos durante el día. Los adultos son capaces de detectar a su presa por estímulos visuales y químicos, mientras que larvas del cuarto estadio aparentemente buscan al azar y perciben a la presa únicamente por contacto físico (Heidari y Copland, 1992). El comportamiento de búsqueda se detiene a temperaturas superiores a 33°C. Los depredadores disminuyen considerablemente su actividad por debajo de los 16°C, mientras que a 9°C no se mueven (Malais y Ravensberg, 1991).

1.3.6.4. Morfología

Los adultos de *C. montrouzieri* son pequeños, miden aproximadamente 4 mm de longitud, de color castaño oscuro, con la cabeza y la parte posterior del abdomen de color marrón-rojizo a naranja (Sadof, 1995; Sermeño y Navarro, 2000; IMP de Alaska, 2003). Machos y hembras pueden distinguirse por el color del primer par de patas, en la hembra la parte media de estos apéndices es de color gris oscuro a negro, mientras que en el macho es amarilla (Malais y Ravensberg, 1991). Las larvas pueden alcanzar hasta 13 mm de longitud, y su cuerpo está cubierto por proyecciones cerosas largas y blanquecinas, que las hacen muy similares en apariencia a sus presas (especialmente a las larvas jóvenes) (Malais y Ravensberg, 1991; Michaud *et al.*, 2002); sin embargo, la larva depredadora es más grande, más móvil y sus filamentos cerosos son más largos que los del piojo harinoso (IMP de Alaska, 2003).

1.3.6.5. Presas

Cryptolaemus montrouzieri es un depredador que se alimenta de cualquier clase de piojo harinoso, puede atacar diferentes especies de los géneros *Eriococcus* y *Pulvinaria* (Bartlett, 1978). Sin embargo, no es muy efectivo en el control de piojos que no producen masas de huevos (Sermeño y Navarro, 2000).

También consume algunas especies de escamas blandas, incluyendo escamas hemisféricas y especies relacionadas (Sadof, 1995). Su liberación en plantaciones frutales de Cuba redujo la infestación de plagas como áfidos, moscas blancas, ácaros, escamas y piojos harinosos en rangos de 65 a 95% (Milan *et al.*, 2005).

Las larvas y los adultos se alimentan de todos los estados de vida de los piojos harinosos (Bartlett, 1978). En su estado adulto puede consumir de 3,700 a 4,000 huevos, de 750 a 800 ninfas, y de 180 a 190 adultos de CRH; en total, larva y adulto pueden consumir más de 5,000 huevos y más de 1,000 ninfas y adultos de *M. hirsutus* (Gautam, 1996; Etienne, 1999).

1.3.6.6. Distribución

El depredador *C. montrouzieri* es llamado “el destructor de las cochinillas o piojos harinosos”; es el enemigo natural más eficaz de pseudocóccidos y por lo tanto, el más usado en diversas partes del mundo (Cuadro 1.2).

Cuadro 1.2. Introducción del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* en diferentes regiones del mundo, para el control de piojos harinosos (Bartlett, 1978).

País (o región)	Año	Piojo harinoso
California	1891	<i>Planococcus citri</i> Risso
Hawai	1893	<i>Dysmicoccus boninsis</i> Kuwana
	1894	<i>Nipaecoccus vastator</i> Maskell
Italia	1908	<i>P. citri</i>
	1924	<i>Pseudococcus citriculus</i> Green
Puerto Rico	1911	<i>Nipaecoccus nipae</i> Newstead
Java	1918	<i>Ferrisia virgata</i> Cockerell
Francia	1918	<i>P. citri</i>
Egipto	1922	<i>Saccharicoccus sacchari</i> Cockerell
	1922	<i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green
Kenya	1924	<i>Planococcus kenyae</i> LePelley
Israel	1924	<i>P. citri</i>
Bermuda	1926	<i>N. nipae</i>
Tanganyika y Celebes	1928	<i>Phenacoccus iceryoides</i> Green
España	1928	<i>P. citri</i>
Florida	1930	<i>P. citri</i>
Chile	1931	<i>P. citri</i>
Virginia	1940's	<i>Pseudococcus comstocki</i> Kuwana

Cryptolaemus montrouzieri fue introducido a Cuba en 1917 para el combate de *Pseudococcus* sp. en caña de azúcar, plátano, piña, y otros cultivos (Milan *et al.*, 2005). En México se introdujo en 1942 (Badii *et al.*, 2000) y en Turquía en 1965 (Erkilic y Demirbas, 2007) para el combate de *P. citri*. En nuestro país *C. montrouzieri* se estableció en áreas cálido-secas, donde ha sido muy eficiente en el abatimiento de altas densidades de su presa.

Este depredador con frecuencia proporciona un control efectivo de altas poblaciones de piojos harinosos, y posteriormente desaparece casi por completo, por

lo cual requiere reintroducirse nuevamente; además, no se establece con facilidad a bajas densidades poblacionales de su presa, aún cuando las condiciones climáticas sean las adecuadas (Bartlett, 1978; Sadof, 1995).

1.3.7. El Parasitoide *Anagyrus kamali*

1.3.7.1. Origen y rango de huéspedes

Anagyrus kamali Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae) es un endoparasitoide primario solitario, nativo de la región Oriental, desde Pakistán hasta el Sur de China e Indonesia (Noyes y Hayat, 1994; Michaud y Evans, 2000).

Tiene como huésped preferencial a la cochinilla rosada del hibisco *M. hirsutus*; sin embargo, puede atacar otras especies de piojos harinosos dentro de los géneros *Planococcus*, *Pseudococcus*, *Ferrisia* Fullaway y *Nipaecoccus* Sulc (Peterkin *et al.*, 1996).

Meyerdirk *et al.* (1988) reportaron la presencia de *A. kamali* parasitando al piojo harinoso *Nipaecoccus viridis* (Newstead) (= *N. vastator*) en cítricos del Valle del Río Jordán. Abd-Rabou (2005) lo registró atacando a *Ferrisia virgata* (Cockerell) en Egipto; sin embargo, Sagarra *et al.* (2001a) mencionan que *N. viridis* se encontraba parasitado por otra especie de *Anagyrus* que fue subsecuentemente considerada como sinónimo de *A. kamali*. Además no hay confirmación experimental de este rango de huéspedes. Con base en ello, Sagarra *et al.* (2001a) ofrecieron como posibles huéspedes de *A. kamali* a los piojos harinosos *P. citri*, *Planococcus halli* Ezzat & McConnel, *D. brevipes*, *Pseudococcus elisae* Borchsenius, *Saccharococcus sacchari* (Cockerell), *Puto barberii* (Cockerell), *N. nipae*, *Plotococcus neotropicus* (Williams & Granara de Willink) y *M. hirsutus*; reportan que el parasitoide reconoció y ovipositó sobre *M. hirsutus*, *P. citri* y *P. halli*, sin embargo, sólo logró completar su desarrollo sobre la CRH.

1.3.7.2. Biología

Anagyrus kamali puede parasitar todos los estados de desarrollo de la CRH, excepto huevos y pupas de machos, pero prefiere ninfas de segundo, tercer instar y

hembras grávidas en preoviposición (Bartlett, 1978; Peterkin *et al.*, 1996; Sermeño y Navarro, 2000).

Sagarra y Vincent (1999) mencionan 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.*, 2000a).

Las hembras depositan 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 (USDA-APHIS, 1998; 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, respectivamente (Bartlett, 1978; Sermeño y Navarro, 2000); 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, 1998). La proporción sexual macho:hembra es 1:2, 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.*, 2001b). Sagarra (1999) menciona que *A. kamali* presenta partenogénesis de tipo arrenotoca.

Una hembra de *A. kamali* vive aproximadamente 15 días en condiciones tropicales, puede parasitar de 40 a 60 cochinillas durante este período, además de causar mortalidad adicional cuando se alimenta de la hemolinfa de sus presas (25 a 30% de huéspedes alimenticios) (Peterkin *et al.*, 1996; USDA-APHIS, 1998; Sermeño y Navarro, 2000). Sagarra *et al.* (2000b) reportan que bajas temperaturas y días largos disminuyen la actividad general del parasitoide e incrementan su tiempo de

vida. En condiciones de laboratorio, la longevidad máxima de una hembra de *A. kamali* fue de 56 días, con un promedio de 31 días; mientras que la del macho fue de 41 días, con un promedio de 23 días; y la máxima progenie producida por una hembra fue de 62 parasitoides (Sagarra *et al.*, 2001b).

1.4. COMENTARIOS

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), a pesar de su amplia distribución, se considera una plaga importante sólo en algunos países, principalmente en el continente Americano, donde sus poblaciones crecen de forma importante y afectan gran cantidad de hospederos, tanto primarios como secundarios, debido a que no se presentan enemigos naturales nativos que regulen sus poblaciones.

La aplicación de productos químicos tiene un efecto limitado en la reducción de las poblaciones de esta plaga, sin embargo, mediante la implementación de programas de control biológico de tipo clásico, con la introducción y liberación de los depredadores *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y *Scymnus coccivora* Ayyar (Coleoptera: Coccinellidae) y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae), entre otros, se ha logrado disminuir las poblaciones de esta plaga, además de restringir su rango de hospederos a las especies del género *Hibiscus*. En diversas regiones, *C. montrouzieri* y *A. kamali* son considerados los agentes de control más efectivos en la reducción de las poblaciones de *M. hirsutus*.

En los siguientes capítulos de este trabajo se darán a conocer los resultados obtenidos en el programa de combate de la CRH implementado por el gobierno mexicano en los estados de Nayarit y Jalisco, mediante las liberaciones del depredador *C. montrouzieri* y el parasitoide *A. kamali* en plantaciones frutales y forestales. También se describen los resultados de los experimentos de exclusión, y la búsqueda de enemigos naturales nativos de CRH en los estados de Nayarit y Jalisco.

CAPÍTULO DOS

Impacto de las liberaciones de enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en plantaciones de teca, en Bahía de Banderas, Nayarit

2.1. RESUMEN

En Nayarit, el árbol de teca, *Tectona grandis* L. permitió el desarrollo de altas poblaciones de cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green. Para su combate se liberó el depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y el parasitoide *Anagyrus kamali* Moursi. En el presente trabajo se registró la densidad poblacional de CRH y sus enemigos naturales introducidos, y se evaluó el impacto de las liberaciones de los agentes de control biológico en seis plantaciones de teca en Nayarit, México. Las densidades poblacionales de la CRH y del depredador *C. montrouzieri* fueron altas durante los primeros muestreos, con 119.5 a 162.8 cochinillas/brote y 3.4 a 13.1 depredadores por brote. El parasitoide *A. kamali* presentó su mayor densidad poblacional un año después de su liberación con 16.9 a 28.8 momias por brote. La actividad de *C. montrouzieri* redujo las poblaciones de CRH en rangos de 86.0 a 96.4% dos meses después de su liberación; el parasitoide logró disminuciones de la población plaga cercanas a 100% después de ocho meses. Los niveles de parasitismo alcanzaron valores de 74.0 a 99.0%. El depredador fue efectivo cuando se presentaron altas densidades poblacionales de CRH, mientras que el parasitoide lo fue en densidades bajas.

2.2. INTRODUCCIÓN

La teca, *Tectona grandis* L. (Verbenaceae), es un árbol originario de los bosques deciduos húmedos y secos del sur y sureste de Asia, específicamente de la India, Myanmar (Burma), Tailandia y la República Democrática Popular de Laos (Nair, 2001). Se ha establecido también en la isla de Indonesia y otras islas pequeñas de Java, donde probablemente se traslado de la India desde hace 400 ó

600 años (Briscoe, 1995; Pandey y Brown, 2000; Nair, 2001). También ha sido plantada en las regiones tropicales de Asia (Bangladesh, China, Fiji, Indonesia, Malasia, Nepal, Pakistán, Filipinas, entre otros), África (Benin, Congo, Gabón, Ghana, Guinea, Kenia, Liberia, Madagascar, Nigeria, Senegal, entre otros), Centroamérica (Belice, Costa Rica, El Salvador, Honduras, Nicaragua y Panamá), Sudamérica (Argentina, Brasil, Chile, Colombia, Ecuador, Perú y Surinam), el Caribe (Trinidad y Tobago, Cuba, República Dominicana, Jamaica y Puerto Rico) (Weaver, 1993; Pandey y Brown, 2000; Nair, 2001) y México.

Es un árbol caducifolio que alcanza 45 m de altura en su medio natural (Weaver, 1993). Es fuente de una de las maderas tropicales más valiosas por su solidez y sus cualidades estéticas, más solicitada para la fabricación de barcos, muebles, componentes decorativos para la construcción (revestimiento de interiores y exteriores) y carpintería en general (Weaver, 1993; Maldonado y Louppe, 2000; Pandey y Brown, 2000). En la India, la teca ocupa el primer lugar entre las maderas de calidad para vivienda y mobiliario (Balooni, 2000).

La madera de teca es dura, resiste a las termitas, los hongos y a la intemperie, además posee un aceite antiséptico que la hace muy resistente y la protege al ataque de diversos organismos (Chávez y Fonseca, 1991). La mayoría de los patógenos de la teca han sido identificados en la India y el Lejano Oriente, con sólo unos cuantos registrados en plantaciones de África, América y en áreas lejanas de su región nativa (Weaver, 1993). Los insectos defoliadores y barrenadores son las principales plagas del árbol de teca (Cuadro 2.1).

Cuadro 2.1. Especies de insectos plaga reportados en el árbol de teca, *Tectona grandis*, en diversas regiones.

Daño / Especie	Región	Referencia
Defoliadores		
1) <i>Hyblaea puera</i> Cramer	Indonesia	Nair y Sumardi (2000)
(Lepidoptera: Hyblaeidae)	Myanmar, Tailandia	Nair (2001)
	Costa Rica	Arguedas <i>et al.</i> (2004)
	India	Nair (2001); Varma <i>et al.</i> (2007)

Daño / Especie	Región	Referencia
Defoliadores		
2) <i>Eutectona machaeralis</i> Walker (Lepidoptera: Pyralidae)	Myanmar India	Nair (2001) Nair (2001); Varma <i>et al.</i> (2007)
3) <i>Paliga damastesalis</i> Walker (Lepidoptera: Pyralidae)	Indonesia Tailandia	Nair y Sumardi (2000) Nair (2001)
4) <i>Valanga nigricornis</i> Burmeister (Orthoptera: Acrididae)	Indonesia Tailandia	Nair y Sumardi (2000) Nair (2001)
5) <i>Hypomeces squamosus</i> Fabricius (Lepidoptera: Sphingidae)	Malasia	Nair (2001)
6) <i>Acherontia lachesis</i> Fabricius (Lepidoptera: Sphingidae)	Malasia	Pearce y Hanapi (1984)
7) <i>Atta</i> spp. (Hymenoptera: Formicidae)	Trinidad, Nicaragua Costa Rica	Weaver (1993) Arguedas <i>et al.</i> (2004)
8) <i>Disentria violacens</i> L. (Lepidoptera: Notodondidae)	Costa Rica	Arguedas <i>et al.</i> (2004)
9) <i>Helicoverpa armigera</i> Hübner (Lepidoptera: Noctuidae)	India	Varma <i>et al.</i> (2007)
10) <i>Aularches militaris</i> L. (Lepidoptera: Pyrgomorphidae)	Nueva Guinea	Weaver (1993)
11) <i>Lixus camerunus</i> Kolbe (Coleoptera: Curculionidae)	Nigera	Eluwa (1979)
Barrenadores		
12) <i>Xyleutes ceramicus</i> Walker (Lepidoptera: Pyrgomorphidae)	Indonesia Myanmar, Tailandia, Java, Malasia	Nair y Sumardi (2000) Nair (2001)
13) <i>Sahyadrassus malabaricus</i> Moore (Lepidoptera: Hepialidae)	India	Nair (2001); Varma <i>et al.</i> (2007)
14) <i>Phassus signifer</i> Walker (Lepidoptera: Hepialidae)	Myanmar, Tailandia	Nair (2001)
15) <i>Zeuzera coffeae</i> Nietner (Lepidoptera: Cossidae)	Indonesia, Java India, Tailandia	Nair y Sumardi (2000) Nair (2001); Varma <i>et al.</i> (2007)
16) <i>Acalolepta cervina</i> Hope (Coleoptera: Cerambycidae)	Mianmar, Tailandia, India Bangladesh	Nair (2001) Baksha (1990)
17) <i>Endoclita gmelina</i> Tindale (Lepidoptera: Hepialidae)	Malasia	Dhanarajan (1976)

Daño / Especie	Región	Referencia
Barrenadores		
18) <i>Alcidodes ludificator</i> Faust (Coleoptera: Curculionidae)	India	Nair (2001)
19) <i>Alcidodes frenatus</i> Feisthamel (Coleoptera: Curculionidae)	Tailandia	Nair (2001)
20) <i>Neotermes tectonae</i> Kalshoven (Isoptera: Kalotermitidae)	Indonesia	Nair y Sumardi (2000)
21) <i>Coptotermes testaceus</i> L. (Isoptera: Rhinotermitidae)	Costa Rica	Arguedas <i>et al.</i> (2004)
22) <i>Euplatypus paralellus</i> Fabricius (Coleoptera: Platypodidae)	Costa Rica	Arguedas <i>et al.</i> (2004)
23) <i>Xyleborus destruens</i> Blandford (Coleoptera: Scolytidae)	Indonesia	Nair y Sumardi (2000)
24) <i>Xyleborus affinis</i> Eichhoff (Coleoptera: Scolytidae)	Costa Rica	Arguedas <i>et al.</i> (2004)
25) <i>Xylosandrus crassiusculus</i> Motsch. (Coleoptera: Scolytidae)	Costa Rica	Arguedas <i>et al.</i> (2004)
26) <i>Apate monachus</i> Fabricius (Coleoptera: Bostrychidae)	Ghana	Atuahene (1976)
27) <i>Apate terebrans</i> Pallas (Coleoptera: Bostrychidae)	Ghana	Atuahene (1976)
28) <i>Hypothenemus pusillus</i> Eggers (Coleoptera: Scolytidae)	Ghana	Nair (2001)
29) <i>Neoclytus cacticus</i> Chevrolat (Coleoptera: Cerambycidae)	Costa Rica	Chávez y Fonseca (1991) Arguedas <i>et al.</i> (2004)
30) <i>Plagiohammus spinipennis</i> Thom. (Coleoptera: Cerambycidae)	Costa Rica	Chávez y Fonseca (1991) Arguedas <i>et al.</i> (2004)
31) <i>Xyleborus morigerus</i> Blandford (Coleoptera: Scolytidae)	México	Vázquez (1980)
32) <i>Cossus cadambae</i> Moore (Lepidoptera: Cossidae)	India	Mathew (1990)
33) <i>Dihamnus cervinus</i> L. (Coleoptera: Cerambycidae)	Bangladesh India	Vaclav y Skoupy (1972) Varma <i>et al.</i> (2007)
Ataque en flores/frutos		
34) <i>Pagyda salvalis</i> Walker (Lepidoptera: Pyralidae)	India Tailandia	Dabral y Amin (1975) Nair (2001)

Daño / Especie	Región	Referencia
Ataque en flores/frutos		
35) <i>Dichorius puntiferalis</i> L. (Lepidoptera: Pyralidae)	India Tailandia	Dabral y Amin (1975) Nair (2001)
36) <i>Leptocentrus vicarius</i> Walker (Hemiptera: Membracidae)	India India, Tailandia	Dabral y Amin (1975) Nair (2001)
37) <i>Mylabris phalerata</i> Pallas (Coleoptera: Meloidae)	Tailandia	Hutacharearn (1990)
38) <i>Machaerota elegans</i> L. (Hemiptera: Cercopidae)	Tailandia	Hutacharearn (1990)
Formadores de agallas		
39) <i>Asphondylia tectonae</i> Mani (Diptera: Cecidomyiidae)	India	Nair (2001)
Ataque en raíces		
40) <i>Phyllophaga</i> spp. (Coleoptera: Scarabeidae)	Costa Rica	Chávez y Fonseca (1991); Arguedas <i>et al.</i> (2004)
Chupadores de savia		
41) <i>Ricania speculum</i> Walker (Hemiptera: Ricaniidae)	India	Nair (2001)
42) <i>Aleurodicus</i> sp. (Hemiptera: Aleyrodidae)	India	Varma <i>et al.</i> (2007)
43) <i>Planococcus</i> sp. (Hemiptera: Pseudococcidae)	India	Varma

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), fue registrada en teca por primera vez en 1956 en Indonesia, y posteriormente en 1962 en Papúa, Nueva Guinea (Williams y Watson, 1988), a pesar de lo cual no se encuentra reportada como una plaga de teca en esa región. Sin embargo, en el Caribe el árbol de teca fue uno de los principales hospederos de la CRH (Sagarra y Peterkin, 1999) y fue de las pocas plantas que presentó poblaciones significativas de la CRH, una vez que esta plaga se consideró bajo control por la actividad de los enemigos naturales liberados (Kairo *et al.*, 2000).

En los municipios de Bahía de Banderas, Nayarit, y Puerto Vallarta, Jalisco, el árbol de teca es de los principales hospederos de la CRH, donde la plaga alcanzó los niveles poblacionales más altos en los meses posteriores a su detección en febrero

de 2004. En estas zonas, las primeras plantaciones de teca se establecieron en la década de 1990, y en la actualidad se encuentran 34 plantaciones que abarcan una superficie de 122 ha. Debido a ello, la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR-SEMARNAT) y la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV-SENASICA-SAGARPA) a través de los Comités Estatales de Sanidad Vegetal en Nayarit (CESAVENAY) y Jalisco (CESAVEJAL), y las Delegaciones Estatales de la SAGARPA en esos dos estados, establecieron un plan emergente para el combate de *M. hirsutus*, el cual aplicó un programa de control biológico con base en la liberación del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) y el parasitoide *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae), enemigos naturales de la CRH y que se han empleado en otros países con resultados exitosos.

Los objetivos del presente trabajo fueron registrar la densidad poblacional de *M. hirsutus* y los organismos de control biológico utilizados para su combate en seis plantaciones de teca ubicadas en Bahía de Banderas, Nayarit; así como evaluar el impacto de las liberaciones de *A. kamali* y *C. montrouzieri* sobre las poblaciones de esta plaga.

2.3. MATERIALES Y MÉTODO

2.3.1. Área de Estudio

El trabajo se realizó en seis plantaciones de teca ubicadas en diferentes ejidos del municipio de Bahía de Banderas, Nayarit (Cuadro 2.2). Las evaluaciones se iniciaron en septiembre de 2004 y terminaron en febrero de 2006.

2.3.2. Acciones Iniciales de Combate

Después de la detección inicial de la CRH en la región en febrero de 2004, los técnicos de la CONAFOR realizaron acciones de poda y quema de brotes infestados, eliminación de maleza dentro de las plantaciones y limpieza de cercos para el combate de la plaga en todas las plantaciones de teca; también realizaron la

aplicación de jabón líquido (Axió[®]) en dosis de 2.0 L/100 L de agua, en los predios Agua Amarilla, Popotán y Paso del Valle.

Cuadro 2.2. Plantaciones de teca seleccionadas para la evaluación de las liberaciones de enemigos naturales de la CRH, en el municipio de Bahía de Banderas, Nayarit.

Plantación o Predio	Ejido	Superficie (ha)	Edad (años)
El Habillal	Buceris	1	6
Los Medina III	San Vicente	7	5
Tecatlán	San Vicente	7	9
Agua Amarilla	Valle de Banderas	2	7
Popotán	Valle de Banderas	3	9
Paso del Valle	San Juan	4	10

2.3.3. Obtención y Liberación de los Organismos Benéficos

El depredador *C. montrouzieri* utilizado por la DGSV fue producido por los laboratorios Bug Factori de Canadá y Associates Insectary de California, y los ejemplares utilizados por la CONAFOR fueron producidos por el laboratorio Organismos Benéficos para la Agricultura, S. A. de C. V. ubicado en Autlán, Jalisco. Por su parte, el parasitoide *A. kamali*, liberado por la DGSV, fue proporcionado por el laboratorio de la Organización Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA) establecido en Belice, perteneciente al programa de combate contra la cochinilla rosada en ese país.

Las cantidades de organismos benéficos liberados en las plantaciones de teca durante el período de septiembre 2004 a febrero 2006, dependieron de la disponibilidad de material y el nivel de infestación existente (Cuadro 2.3). Sin embargo, las cantidades de depredadores también incluyen aquellos liberados por personal de la CONAFOR antes del inicio de las evaluaciones, entre los meses de junio y agosto de 2004.

Las liberaciones de los organismos benéficos se realizaron por la mañana o por la tarde, para evitar que las temperaturas más altas del día pudieran afectar de manera importante su actividad. Además, los insectos se colocaron sobre los rebrotes y troncos de los árboles infestados, y se distribuyeron en diferentes puntos de las plantaciones.

Cuadro 2.3. Depredadores y parasitoides liberados en las plantaciones de teca, de junio 2004 a febrero 2006.

Plantación o Predio	<i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	<i>Anagyrus kamali</i>
El Habillal	8,000	2,000
*Los Medina III	11,000	3,000
*Tecatlán	22,000	3,000
*Agua Amarilla	5,000	2,000
*Popotán	18,500	0
Paso del Valle	10,500	2,000

* Plantaciones de teca con liberación del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* antes del inicio de las evaluaciones.

2.3.4. Muestreo de Cochinilla Rosada y los Enemigos Naturales

2.3.4.1. Muestreo directo

Este tipo de muestreo se realizó en las plantaciones. La unidad de muestreo seleccionada fue de un brote tierno de la parte baja de los árboles, de 10 cm de longitud con sus hojas terminales. El tamaño de muestra fue de 50 árboles por plantación. Los muestreos se realizaron en zigzag tratando de cubrir toda la plantación en los recorridos; durante los primeros siete meses se realizaron cada semana, posteriormente se hicieron cada dos semanas por un lapso de diez meses.

En cada brote se registró la cantidad de ninfas de primer, segundo y tercer instar, hembras y ovisacos de la CRH, larvas y adultos del depredador *C. montrouzieri*, así como momias y adultos del parasitoide *A. kamali*. Además, cuando se observó la presencia de momias, se recolectaron 12 brotes adicionales por predio, los cuales se trasladaron al laboratorio de diagnóstico, para conocer el porcentaje de parasitismo, al comparar la cantidad total de cochinilla en el brote con la cantidad de cochinilla parasitada.

La CONAFOR, dentro de su programa de manejo de las plantaciones de teca, realizó acciones periódicas de manejo, que consistieron en la aplicación de jabón y eliminación de rebrotes. En algunas plantaciones estas acciones no permitieron la realización de las evaluaciones por un tiempo aproximado de cuatro a seis semanas; mientras que en otras no se eliminaron los rebrotes completamente y no se alteró la periodicidad de las evaluaciones.

2.3.4.2. Muestreo indirecto

En las plantaciones Paso del Valle, el Habillal y Tecatlán se realizó la estimación de la densidad poblacional de la cochinilla rosada y sus enemigos naturales mediante trampas de cartón corrugado, debido a su practicidad. Las trampas de 7 cm de ancho por 10 cm de largo se amarraron envolviendo una de las ramas o troncos delgados de 10 árboles o rebrotes de cada plantación. Éstas se reemplazaron semanalmente durante el período de octubre de 2004 a febrero de 2005. En el laboratorio se contaron los diferentes estados de desarrollo de CRH, así como los organismos benéficos presentes en las trampas.

2.3.5 Análisis de Resultados

Con los registros obtenidos se comparó la fluctuación poblacional de *M. hirsutus*, el depredador *C. montrouzieri* y el parasitoide *A. kamali* en las seis plantaciones de teca. El impacto causado por cada uno de los enemigos naturales se obtuvo al comparar la densidad poblacional más alta de cochinilla rosada cuando se realizó el primer registro antes ó poco después de la liberación de los agentes de control, con la densidad poblacional registrada en las semanas posteriores a la liberación.

2.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.4.1. Densidad Poblacional de Cochinilla Rosada y los Enemigos Naturales

2.4.1.1. Muestreo directo

La densidad poblacional de la CRH fue más alta en tres de las seis plantaciones de teca estudiadas, al inicio de las evaluaciones. En Agua Amarilla en septiembre de 2004 se registraron 119.5 cochinillas/brote; mientras que en Paso del Valle y Popotán, en octubre de 2004, se detectaron 158.2 y 162.8 cochinillas/brote, respectivamente (Figura 2.1). Con este nivel de infestación los árboles sufrieron fuerte daño en los brotes foliares, lo que afectó su crecimiento e impidió su desarrollo, además en el follaje presentaban grandes cantidades de fumagina, la cual afecta el proceso fotosintético (Kairo *et al.*, 2000). También se observaron hembras

grávidas de CRH en desplazamiento a través del tronco principal, en búsqueda de lugares para establecerse y desarrollar sus ovisacos. Roltsch *et al.* (2000), reportan que en el Valle Imperial de California, EUA, se presentaron densidades poblacionales de CRH mayores en árboles de mora (*Morus alba* L.) y plantas de *Hibiscus* sp., con promedios de 250 y 500 cochinillas por brote terminal, respectivamente. Es importante señalar que la infestación en California se presentó en áreas urbanas (Zettler *et al.*, 2002), mientras que en Nayarit se presentó en el área agrícola-forestal. Las plantaciones de teca se consideraron focos de infestación debido a que registraron los niveles más altos en comparación con otros hospederos de la región; además de que los árboles de teca, con alturas de 15 a 20 m, favorecieron la dispersión de material vegetativo infestado (principalmente hojas de la parte más alta con ovisacos y ninfas de los primeros instares) o formas inmaduras de la CRH, por medio del viento, a distancias de 25 a 30 m hacia parcelas de hortalizas y plantaciones de frutales de los alrededores. En este sentido, Bartlett (1978) y Fu *et al.* (2005) mencionan que la dispersión de piojos harinosos está asociada con los vientos y las aves que pueden acarrear las masas de huevos a otras plantas.

En plantaciones y bosques naturales de la India, Tailandia y regiones adyacentes las plagas más importantes del árbol de teca son el defoliador *Hyblaea puera* Cramer (Lepidoptera: Hyblaeidae), el esqueletizador *Eutectona machaeralis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), el barrenador del tronco *Xyleutes ceramicus* Walker (Lepidoptera: Cossidae), el agallador *Asphondylia tectonae* Mani (Diptera: Cecidomyiidae) y la termita *Neotermes tectonae* Kalshoven (Isoptera: Kalotermitidae) (Nair y Sumardi, 2000; Nair, 2001). En estas regiones la CRH no se indica como plaga del árbol de teca, y tampoco se ha mencionado su presencia asociada a la teca en los años recientes. Si se considera que la CRH es originaria de estas mismas regiones, sus poblaciones en otras plantas hospederas podrían estar reguladas por enemigos naturales nativos eficientes, como lo reporta Goolsby *et al.* (2002) para Australia, donde los enemigos nativos de la CRH restringen su presencia a su principal hospedero, *Hibiscus* spp. En cambio, en la región del Caribe el árbol de teca fue un hospedero preferencial para el desarrollo de las poblaciones de la CRH, e incluso mantuvo altas poblaciones de la plaga una vez que las densidades

disminuyeron en casi todos los demás hospederos por la actividad de los enemigos naturales liberados (Kairo *et al.*, 2000).

El depredador *C. montrouzieri* presentó su mayor densidad poblacional en el mes de septiembre de 2004 en Agua Amarilla, y en noviembre en Paso del Valle y Popotán, con 3.4, 9.6 y 13.1 depredadores por brote, respectivamente, con 75.0 a 80.0% de larvas en todos ellos. Este incremento en la población de depredadores coincidió con el incremento en el número de ovisacos, que alcanzó 5.8 ovisacos por brote en Paso del Valle y 8.3 en Popotán. Sadof (1995) y Malais y Ravensberg (1991) mencionan que la dieta de *C. montrouzieri* está constituida principalmente por huevos de los piojos harinosos y su escasez reduce la fecundidad de las hembras; además los depredadores depositan sus huevos entre los ovisacos algodonosos de los piojos harinosos. En este muestreo se observó que a mayor cantidad de ovisacos de CRH se presentó una mayor población de depredadores.

El parasitoide *A. kamali* presentó su mayor densidad poblacional de momias un año después de las primeras liberaciones en la región, aunque no directamente en las plantaciones de teca, sino en una plantación de guanábana del ejido de Valle de Banderas. En Paso del Valle se registró una baja cantidad de momias de CRH en junio de 2005 con 2.7 momias por brote; mientras que en Agua Amarilla y Popotán se registraron 16.9 y 28.8 momias por brote, respectivamente, en julio del mismo año. El tiempo transcurrido desde la primera liberación de *A. kamali* en la plantación de teca (o los alrededores) hasta que se registraron las primeras momias fue de tres a cuatro meses, lo cual coincide con lo reportado por Kairo *et al.* (1996) para diferentes sitios en Trinidad, donde encontró al parasitoide *A. kamali* tres meses después de la liberación inicial.

En Tecatlán y el Habillal se registraron bajas densidades poblacionales de CRH durante los primeros muestreos (septiembre de 2004), ocasionadas por la liberación de depredadores en los dos meses anteriores en Tecatlán, y por la llegada y rápido crecimiento poblacional de depredadores en el Habillal. Sin embargo, en los meses siguientes se incrementó la población de CRH en el Habillal hasta alcanzar promedios de 85.1 y 74.5 cochinillas por brote en noviembre de 2004 y enero de 2005, respectivamente, mientras que en Tecatlán la población subió hasta 109.8

cochinillas por brote en enero de 2005 (Figura 2.2). Las liberaciones del depredador realizadas en este periodo en las dos plantaciones no lograron detener ni disminuir el crecimiento de la plaga, debido tal vez a que las condiciones del ambiente afectaron la actividad del depredador. Sadof (1995) menciona que temperaturas bajas menores a 17°C, pueden afectar la actividad del depredador, quien puede permanecer vivo pero produce menor descendencia, y de manera similar a como se presentó en esta investigación, no regula adecuadamente el crecimiento poblacional de CRH. En estos dos predios la densidad poblacional del depredador *C. montrouzieri* fue baja. Los máximos promedios fueron de 1.8 depredadores por brote registrados en octubre de 2004 en el Habillal y 1.3 en enero de 2005 en Tecatlán.

En el predio los Medina III, la mayor densidad poblacional de CRH se presentó en noviembre de 2004, con un promedio de 66.1 cochinillas por brote (Figura 2.2), sin embargo, disminuyó paulatinamente en los meses siguientes, debido principalmente a una constante presencia del parasitoide *A. kamali*.

Con relación a la actividad del parasitoide *A. kamali*, los máximos promedios se registraron en junio y julio de 2005, con 19.3 y 9.9 momias por brote en Tecatlán y el Habillal, respectivamente. En los Medina III se registró 1.5 momias por brote en febrero de 2005.

2.4.1.2. Muestreo indirecto

La utilización de trampas de cartón corrugado permitió obtener registros de la cantidad de ovisacos, ninfas y adultos (hembras y machos) de CRH; así como de larvas del depredador, durante los primeros meses de la investigación. Este método fue utilizado con la finalidad de encontrar una manera práctica para conocer la densidad poblacional de la CRH y de realizar las evaluaciones del impacto de los enemigos naturales liberados, ya que requiere menor tiempo y esfuerzo. González-Hernández y Pacheco-Sánchez (2007), mencionan que esta metodología es útil para estimar densidades poblacionales de especies plaga (particularmente piojos harinosos) y sus enemigos naturales, además tiene la ventaja de ser menos destructiva para estimar densidades poblacionales.

En Paso del Valle, los registros de las trampas indicaron una alta cantidad de ovisacos durante los dos primeros registros en octubre de 2004, sin embargo, en la tercera semana (noviembre de 2004) se observó una disminución de 96.5%, lo cual coincidió con el incremento de depredadores por trampa (Figura 2.3a). En los siguientes conteos, realizados de noviembre de 2004 a enero de 2005, se presentó una baja cantidad de ovisacos, ninfas y adultos de CRH, así como de depredadores. En el Habillal y Tecatlán los registros mostraron un incremento en la cantidad de ovisacos y CRH (principalmente ninfas) después del tercer registro a principios de diciembre de 2004. Este incremento se mantuvo durante dos meses en el Habillal y después disminuyó a niveles bajos (Figura 2.3b), en cambio en Tecatlán permaneció hasta los últimos registros (Figura 2.3c). Aún cuando se registró la presencia del depredador en ambas plantaciones, éste no impactó de manera significativa en la cantidad de ovisacos y ninfas de la CRH, y sólo en los últimos dos registros se observó la presencia de algunas momias producidas por el ataque de *A. kamali* en el Habillal.

Los resultados obtenidos con las trampas de cartón corrugado no permitieron conocer de manera adecuada la densidad poblacional de la CRH y los enemigos naturales, ya que las densidades encontradas fueron menores a los registros obtenidos mediante el muestreo directo en brotes. En las trampas se encontró una cantidad de ovisacos mayor en comparación con el muestreo en brotes, debido a que de manera natural las hembras de CRH buscan lugares protegidos y poco accesibles como hendiduras y grietas de la corteza para colocar sus ovisacos (Sagarra y Peterkin, 1999), por lo que las trampas sirvieron como un microhabitat para el desarrollo de los huevos de la CRH. Además, los altos valores de CRH mostrados en la Figura 2.3 están compuestos principalmente por ninfas del primer instar, las cuales empezaban a dispersarse hacia los brotes foliares. Por tanto, las trampas de cartón corrugado no fueron efectivas para estimar las densidades poblacionales de la plaga, sin embargo, éstas pueden ser utilizadas con fines de monitoreo de la CRH y como una medida de control para disminuir sus poblaciones.

En la literatura se pueden encontrar resultados variables con esta metodología de muestreo. Fu *et al.* (2005) reportan que la utilización de trampas de cartón

corrugado no es un método adecuado para el muestreo del piojo harinoso de la vid, *Planococcus ficus* Signoret, en la Costa de Hermosillo, Sonora, ya que no hubo correlación entre la captura en trampa y la población de insectos en plantas. Por el contrario, Goolsby *et al.* (2002) utilizaron trampas de cartón corrugado en plantas de *Hibiscus rosa-sinensis* L. para el monitoreo de densidades poblacionales de CRH y de sus enemigos naturales nativos en Brisbane, Queensland, Australia. Por otro lado, Mills (2005) usó este tipo de trampas para determinar el grado de establecimiento y el impacto de las liberaciones de tres especies de parasitoides exóticos de la palomilla de la manzana *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera: Tortricidae) en huertos de manzana (*Malus domestica* Borkh), pera (*Pyrus communis* L.) y nogal (*Juglans regia* L.) de California, EUA, del año 1993 al 2000. González (2003) menciona que la utilización de trampas de cartón corrugado ha permitido conocer las especies de piojos harinosos presentes en árboles de manzana en Chile.

2.4.2. Impacto de los Enemigos Naturales

2.4.2.1. Impacto de *Cryptolaemus montrouzieri*

La actividad del depredador *C. montrouzieri* ocasionó una reducción de 86.0%, 96.4% y 93.2% en la población de CRH en Popotán, Agua Amarilla y Paso del Valle, respectivamente, dos meses después de su liberación en noviembre de 2004 (Figura 2.4). En Popotán se realizó la primera liberación del depredador 50 días antes de iniciar los registros (agosto de 2004), por personal de la CONAFOR, sin embargo se observaron pocos depredadores durante el primer muestreo, con una alta población de cochinilla rosada (162.8 cochinillas por brote), por lo que se deduce que esta liberación no impactó de manera significativa la población de la plaga; mientras que en Agua Amarilla el depredador fue liberado por primera vez 20 días antes de iniciar los muestreos (agosto de 2004). Mc Comie *et al.* (1996), mencionan que el primer indicio de la disminución de la población de la CRH en plantas de *Hibiscus* spp. y otros hospederos, en Trinidad, ocurrió seis semanas después de la liberación de *C. montrouzieri* con una disminución en el número de ovisacos, y ocho semanas después se presentó una disminución en la cantidad de adultos de cochinilla; sin embargo, el mayor impacto del depredador se observó cinco meses después de la

liberación inicial, cuando la población de adultos de CRH por unidad de muestreo disminuyó 87.9%, y el número de ovisacos 79.4%. Por su parte Gautam *et al.* (1996), reportan disminuciones en la población de CRH en la misma isla, de 80.0 a 90.0% en algunos sitios de evaluación, mientras que en otras localidades el control registrado posterior a la liberación de los depredadores *C. montrouzieri* y *Scymnus coccivora* Aiyar (Coleoptera: Coccinellidae) fue de 50.0 a 95.0% en un periodo de 38 días.

De acuerdo con los resultados previos, en las plantaciones de teca en Nayarit, el depredador *C. montrouzieri* desempeñó un papel importante en la reducción de la plaga cuando se presentaron altas densidades poblacionales de CRH. Mc Comie (1996), menciona que *C. montrouzieri* provoca disminuciones importantes en las poblaciones de CRH, lo cual permite una rápida recuperación de las plantas hospederas. En la isla de St. Kitts, en el Caribe, este depredador fue usado como un bioplaguicida para el control inmediato y a corto plazo de altas densidades poblacionales de *M. hirsutus* (Meyerdirk, 1996). Asimismo, May y Zetina (2003) coinciden que *C. montrouzieri* es excelente para la supresión inmediata de las poblaciones de CRH, sin embargo, no es efectivo como un programa de control a largo plazo.

En Tecatlán, los Medina III y el Habillal no fue posible evaluar el impacto de la actividad del depredador sobre la población de cochinilla rosada. En Tecatlán y los Medina III ya se había liberado al depredador en varias ocasiones antes de iniciados los muestreos y la población de CRH se encontró en niveles bajos durante los primeros registros. En el Habillal no se había liberado el depredador, sin embargo, cuando se hicieron los primeros muestreos en la plantación ya se encontraban larvas y adultos en gran cantidad, lo cual indica que el depredador ya había impactado en la población de CRH.

2.4.2.2. Impacto de *Anagyrus kamali*

La actividad del parasitoide disminuyó 97.4% la población de CRH nueve meses después de iniciados los muestreos en Popotán (Figura 2.5a). Aunque en esta plantación no se liberó el parasitoide, éste llegó probablemente de una plantación de frutales (guayaba, yaca y carambolo) que se encontraba frente a la

teca; donde si hubo liberaciones del parasitoide cuatro meses antes. Kairo *et al.* (1996), mencionan que *A. kamali* tiene alta capacidad de dispersión, ya que en Trinidad se localizó a 2 km del punto de liberación después de cuatro meses. En Agua Amarilla la actividad del parasitoide ocasionó una reducción de 99.9% en la población de CRH ocho meses después de su liberación (Figura 2.5b), y en los últimos muestreos ya no se registró la presencia de la plaga. En los predios restantes, el mayor porcentaje de reducción de la población de *M.hirsutus* ocasionado por la actividad de *A. kamali* se registró de cuatro a cuatro meses y medio después de su liberación. En Paso del Valle la reducción fue de 48.8% (Figura 2.5c), en el Habillal se obtuvo una disminución de 99.2% (Figura 2.6a), en Tecatlán de 95.4% (Figura 2.6b), y en los Medina III de 98.6% (Figura 2.6c). Kairo *et al.* (1996), reportan que *A. kamali* ocasionó una consistente disminución en la población de CRH en plantas de *Hibiscus* spp., después de su introducción en Trinidad, ya que en un periodo de seis meses redujo la población en más de 99.0%. Por su parte, Roltsch *et al.* (2000) reportan disminuciones de 83.8 a 94.0% en plantas de *Hibiscus* sp. en el Valle Imperial de California, un año después de que se libero *A. kamali*.

En el presente estudio, el parasitoide *A. kamali* controló adecuadamente las poblaciones de CRH en las plantaciones de tecla con densidades poblacionales bajas de la plaga, las cuales posiblemente fueron producto de la actividad del depredador *C. montrouzieri*. Meyerdirk (1996) menciona que *A. kamali* puede ser la solución de control a largo plazo en el problema de *M. hirsutus*.

2.4.2.2.1. Porcentaje de parasitismo

Las muestras analizadas en el laboratorio indicaron una rápida colonización y establecimiento del parasitoide *A. kamali* en las plantaciones de tecla, en el año 2005.

En Popotán no se detectó parasitismo en marzo, tiempo de liberación en la plantación de frutales vecina; sin embargo, en mayo se registró 29.0% de parasitismo, el cual se incrementó a 47.0 y 95.0% a principios y finales de junio; posteriormente estos porcentajes se mantuvieron altos hasta octubre de 2005 con un rango de 93.0 a 98.0%. En Paso del Valle el parasitoide tardó más tiempo en adaptarse, los valores de parasitismo oscilaron de cero en febrero (antes de la

liberación) a 1.0% en mayo, 4.0% a principios de junio y 74.0% a finales de junio. En Tecatlán los valores registrados fueron de 6.0% en Mayo, 30.0% a principios de junio y 88.0% a finales de junio, con valores de 78.0 a 85.0% hasta noviembre de 2005. En el Habillal el máximo parasitismo alcanzado fue de 69.0% en julio de 2005, y en los Medina III se registraron valores de 95.0 a 99.0% de parasitismo en los meses de junio y julio de 2005.

Los altos porcentajes de parasitismo registrados en este estudio son similares a los reportados por Bartlett (1978) para Egipto, donde la actividad del parasitoide presentó parasitismos de 80.0 a 100%. Por su parte, Roltsch *et al.* (2000) registraron parasitismos de 70.0% en árboles de mora y 65.0% en plantas de *Hibiscus* sp., un año después de la liberación de *A. kamali*, en el Valle Imperial de California.

En términos generales, se presentaron niveles de parasitismo altos en un tiempo de tres a cuatro meses después de las liberaciones. Sin embargo, se debe tomar en cuenta que las primeras liberaciones de *A. kamali* en varias localidades de Bahía de Banderas infestadas por la CRH, se realizaron a mediados del año 2004, y en los primeros meses después de su introducción no se observaron señales de su actividad en las plantas infestadas. Por lo que se deduce que este organismo presentó un periodo de adaptación o colonización aproximado de nueve a diez meses antes de causar reducciones importantes en las poblaciones de la CRH. Un factor que posiblemente influyó en el retardo de la colonización de *A. kamali* fue un periodo de lluvias fuertes al momento de realizar las primeras liberaciones. Meyerdirk (1996), reporta que en St. Kitts, el parasitoide *A. kamali* alcanzó 54.0% de parasitismo 30 días después de su liberación. Por su parte, Kairo *et al.* (1996) mencionan que en Trinidad se registró 60.0% de parasitismo dos meses después de la liberación de este parasitoide en una plantación de teca.

2.5. CONCLUSIONES

La cochinilla rosada del hibisco (CRH) presentó densidades poblacionales altas durante los primeros muestreos, entre los meses de septiembre y octubre de 2004, con valores de 119.5 a 162.8 cochinillas por brote. Respecto a la actividad de

los enemigos naturales, el depredador *C. montrouzieri* alcanzó su máxima población entre los meses de septiembre y octubre de 2004, con valores de 3.4 a 13.1 depredadores por brote, aproximadamente un mes después de la liberación; mientras que los mayores registros de momias derivadas de la actividad del parasitoide *A. kamali*, se obtuvieron en los meses de junio y julio de 2005, con promedios de 16.9 a 28.8 momias por brote.

El muestreo con trampas de cartón corrugado no proporcionó resultados adecuados para conocer la densidad poblacional de la CRH y la de sus enemigos naturales, sin embargo, las trampas pueden ser utilizadas como un método de monitoreo y combate para disminuir las poblaciones de la plaga al coleccionar ovisacos de *M. hirsutus* para su posterior destrucción.

El depredador *C. montrouzieri* ocasionó reducciones de 86.0 hasta 96.4% en las poblaciones de CRH, en un periodo aproximado de dos meses después de su liberación; mientras que el parasitoide *A. kamali* redujo las poblaciones de cochinilla rosada en rangos de 95.4 a 99.9%, durante un periodo variable de cuatro a nueve meses, con porcentajes de parasitismo superiores a 80.0% en la mayoría de las plantaciones.

En general la actividad combinada del depredador *C. montrouzieri* y el parasitoide *A. kamali*, proporcionó un excelente control de las poblaciones de *M. hirsutus* en las plantaciones de teca. El depredador fue muy efectivo al inicio de las evaluaciones cuando se presentaron altas densidades poblacionales de la CRH, y el parasitoide mostró mayor efectividad cuando las densidades poblacionales de la plaga fueron bajas, después de la actividad del depredador.

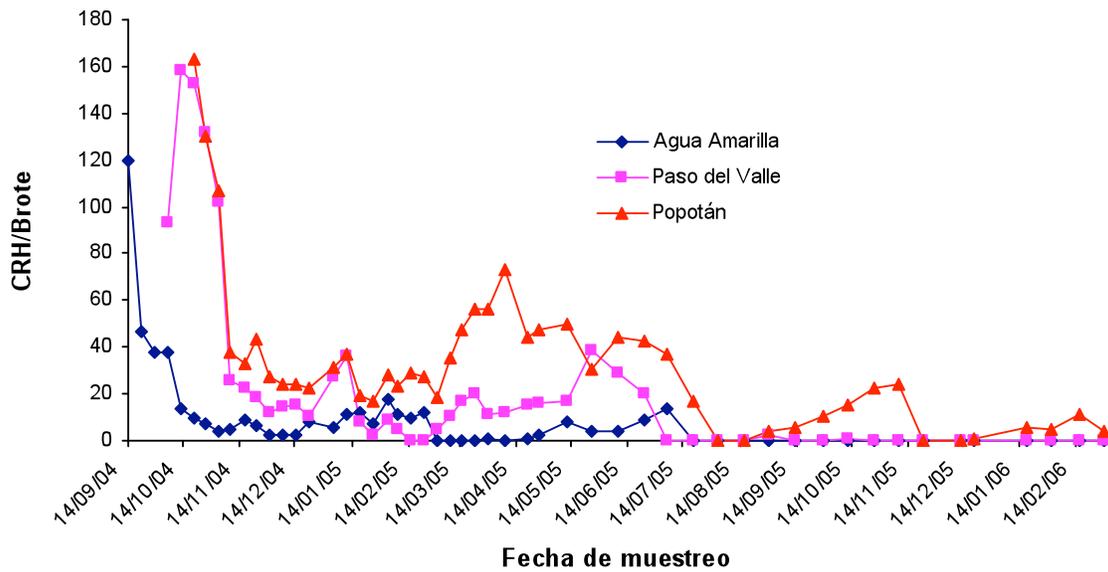


Figura 2.1. Fluctuación poblacional de ninfas y hembras de CRH, en las plantaciones de teca con niveles de infestación altos al inicio de las evaluaciones. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006).

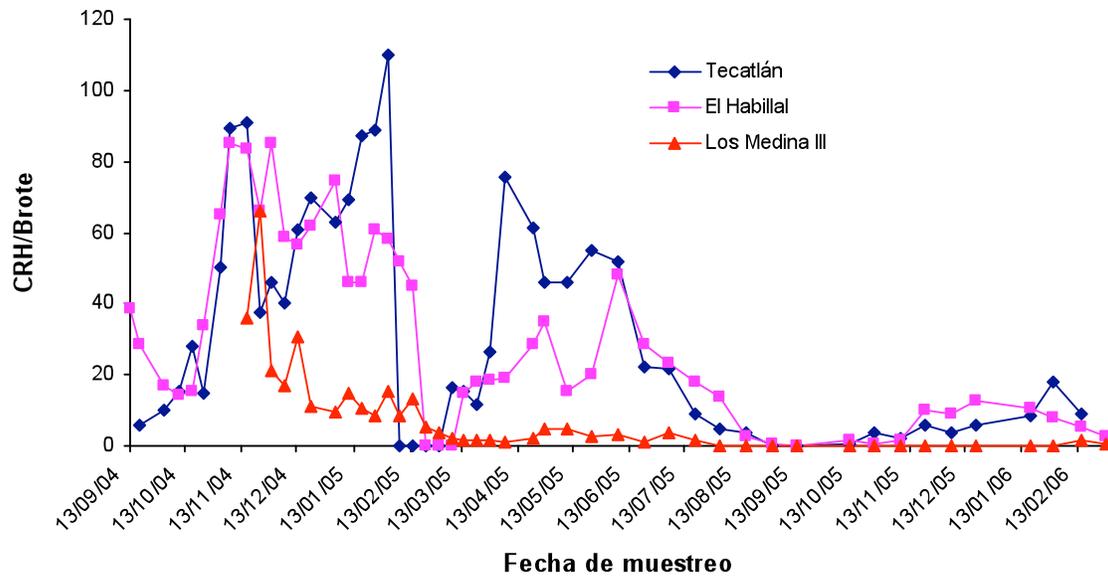


Figura 2.2. Fluctuación poblacional de ninfas y hembras de CRH, en las plantaciones de teca con niveles de infestación bajos al inicio de las evaluaciones. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006).

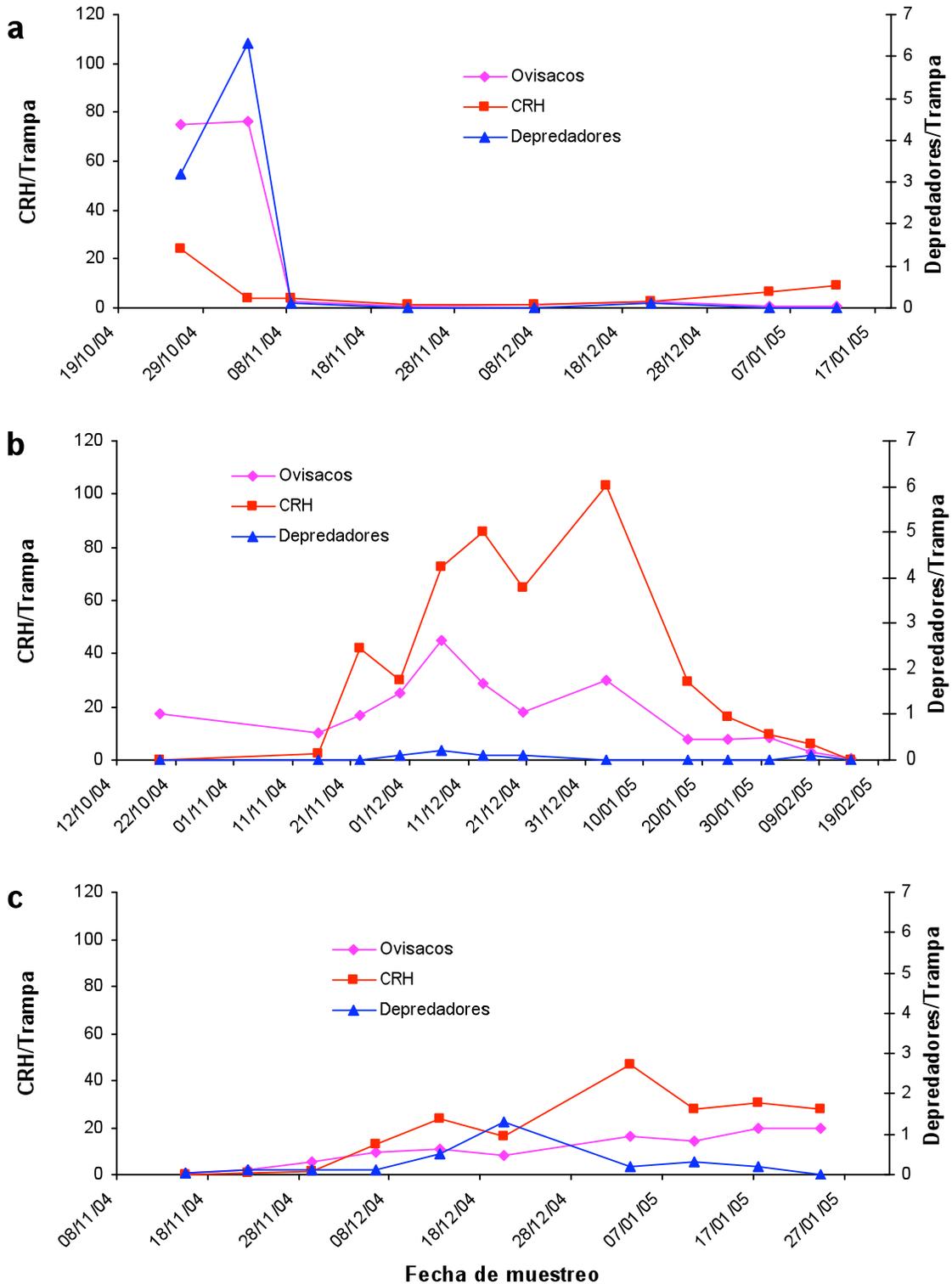


Figura 2.3. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y del depredador *C. montrouzieri*, en las trampas de cartón corrugado, en las plantaciones de teca: a) Paso del Valle, b) el Habillal, y c) Tecatlán. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006).

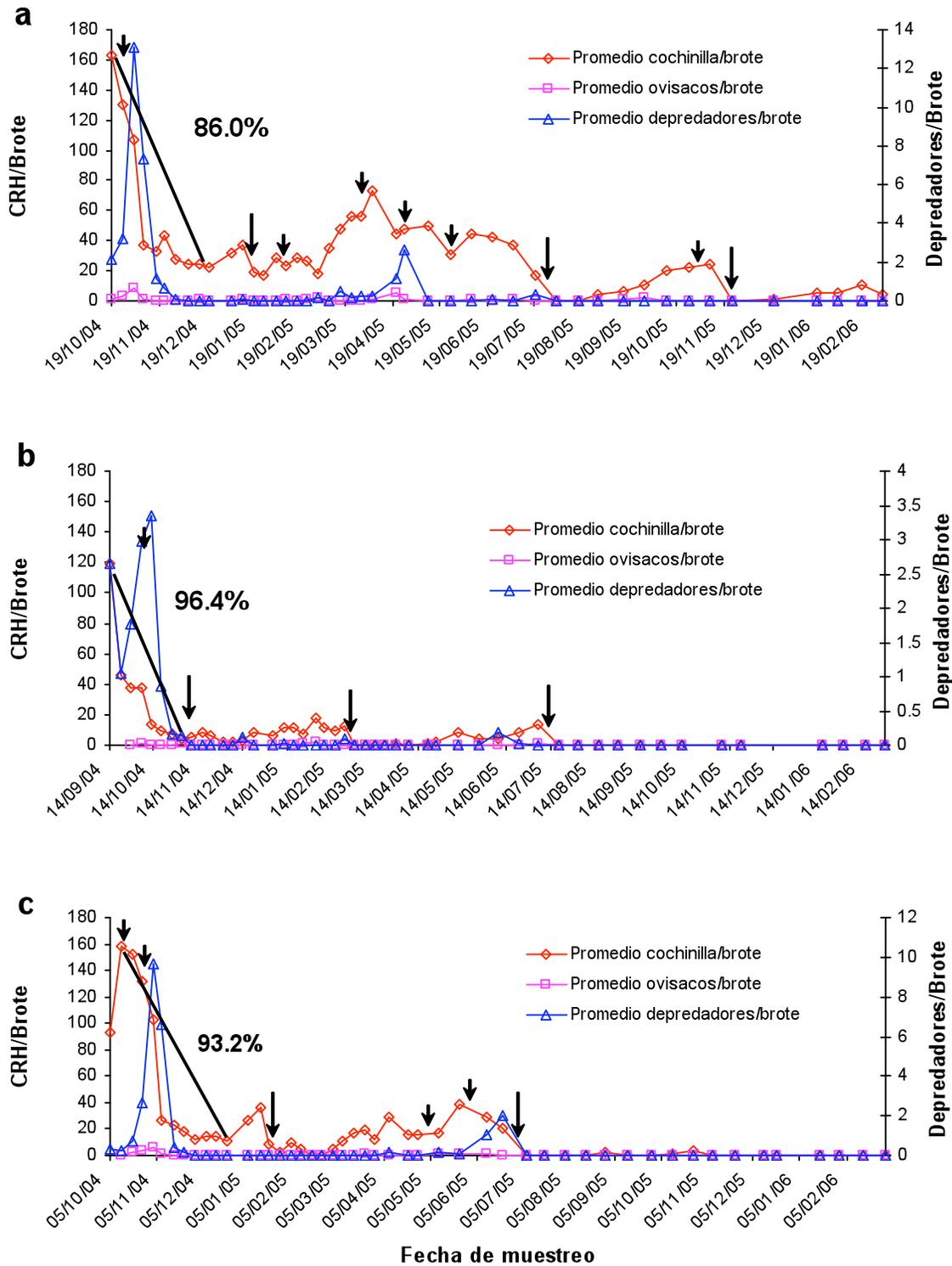


Figura 2.4. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y liberaciones del depredador *C. montrouzieri* en plantaciones de teca: a) Popotán, b) Agua Amarilla, y c) Paso

del Valle. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas cortas indican liberación del depredador, y las largas indican acciones culturales por la CONAFOR.

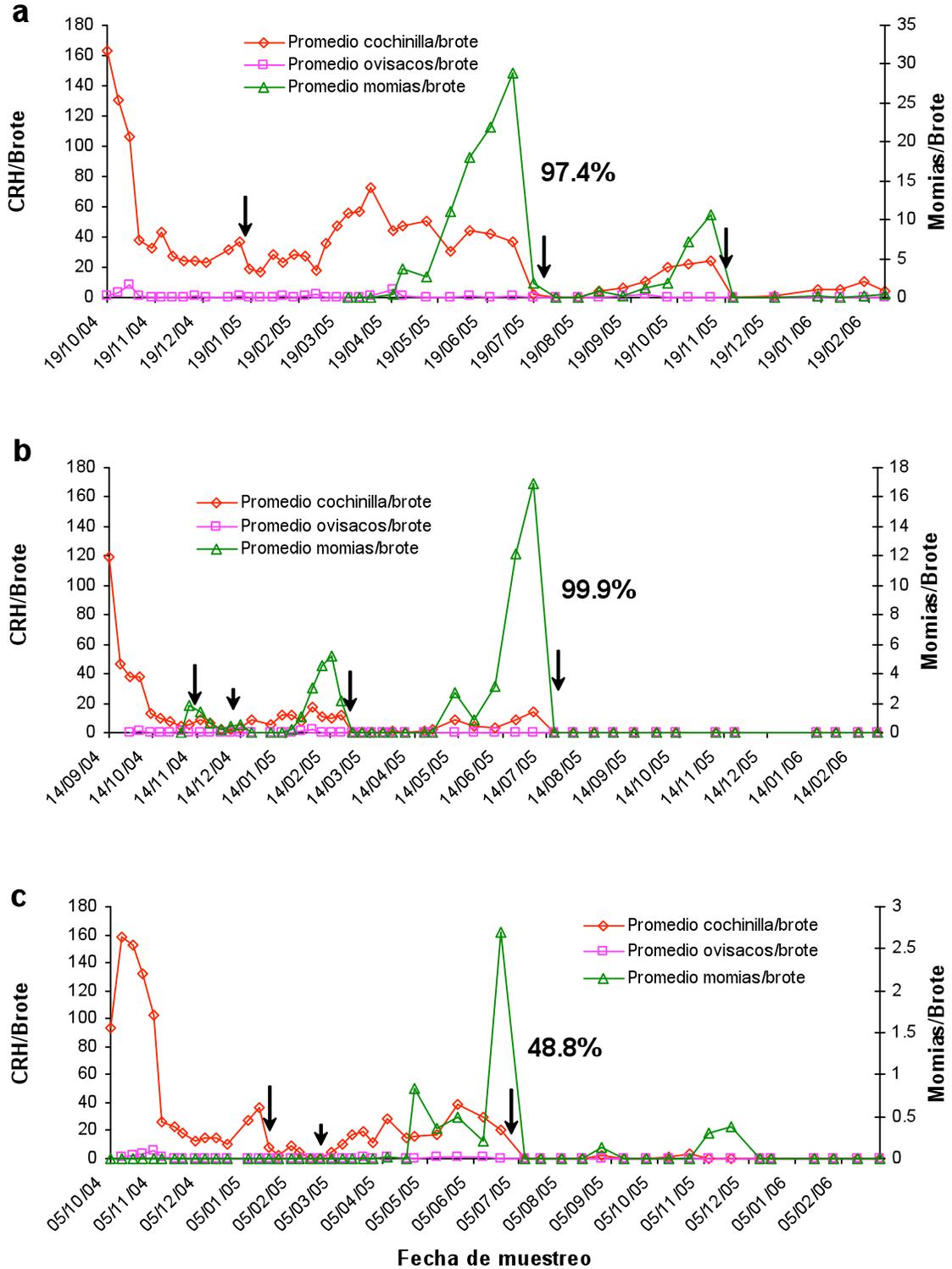


Figura 2.5. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y liberaciones del parasitoide *A. kamali* en las plantaciones de teca: a) Popotán, b) Agua Amarilla y, c) Paso del

Valle. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las fechas cortas indican liberación del parasitoide, y las flechas largas indican acciones culturales por la CONAFOR.

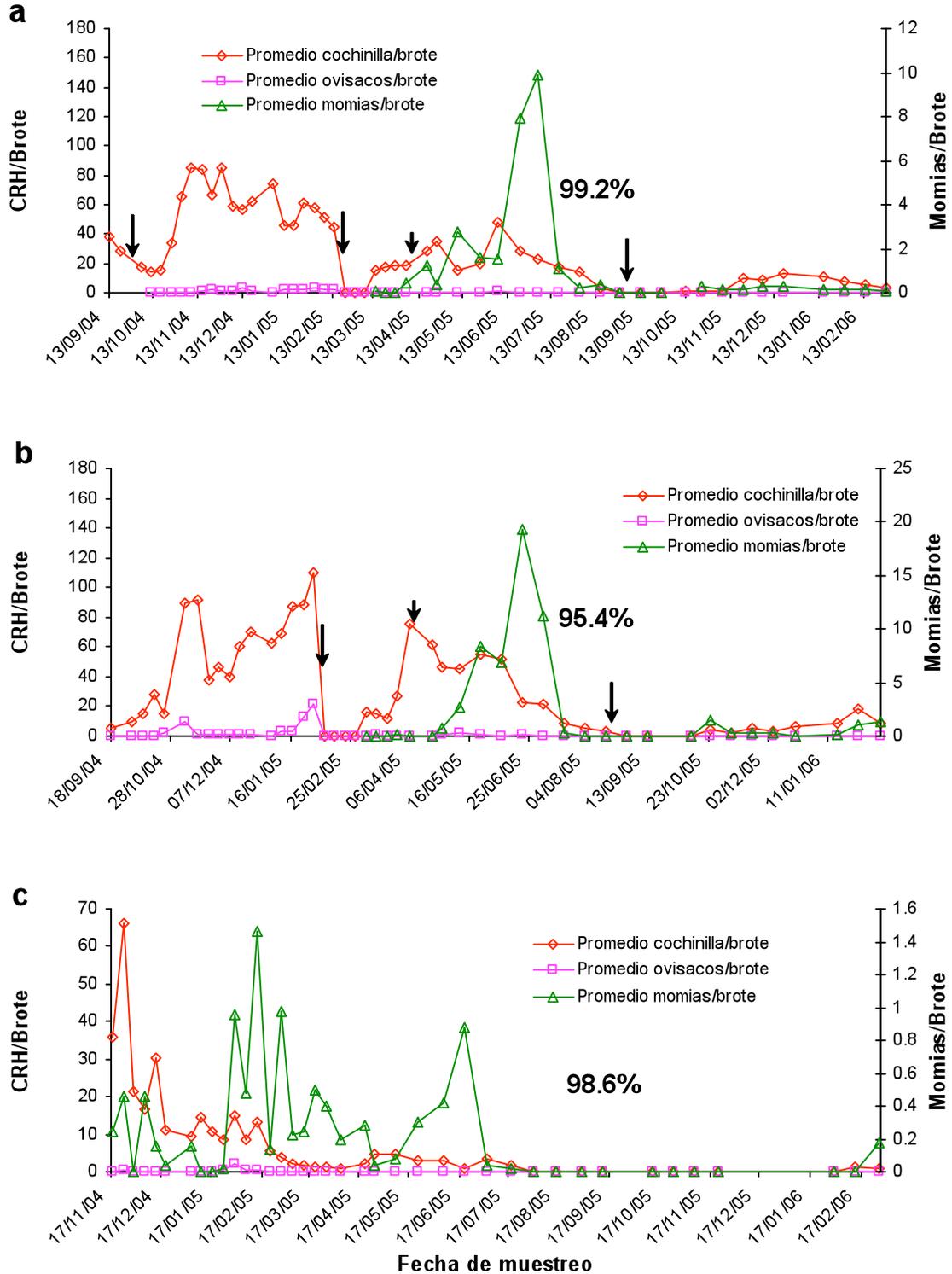


Figura 2.6. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y liberaciones del parasitoide *A. kamali* en las plantaciones de teca: a) el Habillal, b) Tecatlán y, c) Los Medina

III. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las fechas cortas indican liberación del parasitoide, y las flechas largas indican acciones culturales por la CONAFOR.

CAPÍTULO TRES

Impacto de las liberaciones de enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en plantaciones frutales de Nayarit y Jalisco

3.1. RESUMEN

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green, atacó diferentes especies frutales en Bahía de Banderas, Nayarit y Puerto Vallarta, Jalisco, México; lo que afectó la producción y el comercio de guanábana, mango, yaca, entre otras. El programa de combate se basó en la liberación del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal. En este trabajo se registró la densidad poblacional de la CRH y sus enemigos naturales introducidos, y se evaluó el impacto de las liberaciones de los agentes de control biológico en plantaciones frutales de Nayarit y Jalisco de agosto de 2004 a febrero de 2006. La máxima densidad poblacional de CRH por brote se registró en guayaba con 36.6 cochinillas, y en frutos alcanzó 56.8 cochinillas en guanábana. La densidad más alta de los enemigos naturales se presentó en guanábana con 5.8 depredadores y 11.7 momias por fruto. *C. montrouzieri* disminuyó las poblaciones de CRH en rangos de 63.7 a 99.9% en un periodo de un mes y medio a cinco meses. *A. kamali* ocasionó reducciones cercanas a 100% en brotes y frutos, excepto para guanábana en un periodo de 10 a 12 meses. *G. indica* fue importante en la disminución de las poblaciones de CRH en las plantaciones de guanábana de Jalisco. Los niveles de parasitismo por *A. kamali* variaron de 93.0 a 99.0% en brotes y de 88.0 a 95.0% en frutos. En los cultivos de naranja, ciruela y yaca, se logró un control total de la CRH.

3.2. INTRODUCCIÓN

Los cultivos frutales son valorados por sus propiedades alimenticias y medicinales; también representan una fuente importante de trabajo en regiones tropicales y subtropicales del mundo. Debido a su amplia distribución están expuestos al ataque de insectos y ácaros, además la siembra extensiva y con poca tecnología de algunas especies frutales, sumado al desequilibrio causado por prácticas agrícolas inapropiadas que el ser humano emplea para su manejo, han propiciado que algunas plagas adquieran importancia en los cultivos (Coto y Saunders, 2004).

En términos económicos, existen varios piojos harinosos que se ubican entre los insectos más dañinos, especialmente en árboles frutales (Cuadro 3.1) (Malais y Ravensberg, 1991). Los géneros *Pseudococcus*, *Phenacoccus* y *Planococcus* contienen especies de importancia agrícola, algunas con amplia distribución geográfica y rango amplio de hospederos, por lo que se consideran de las plagas más serias a nivel mundial (Bartlett, 1978).

Cuadro 3.1. Especies de piojos harinosos reportados en algunos cultivos frutales.

Piojo harinoso	Cultivo	Referencia
<i>Pseudococcus aonidum</i> Cockerell	Guanábana	Phillips <i>et al.</i> (1987)
<i>Pseudococcus longispinus</i> Targioni & Tozzeti	Guanábana	Peña y Bennett (1995)
	Cítricos	Smith y Peña (2002)
	Vid	Fu <i>et al.</i> (2005)
	Guanábana	Peña y Bennett (1995)
<i>Pseudococcus maritimus</i> Ehrhorn	Vid	Fu <i>et al.</i> (2005)
	Manzana, Pera	González (2003)
	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Pseudococcus citriculus</i> Cox	Cítricos	Smith y Peña (2002)
<i>Pseudococcus nipae</i> Maskell	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Pseudococcus lilacinus</i> Cockerell	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Pseudococcus calceolarie</i> Maskell	Cítricos	Smith y Peña (2002)
	Pera	González (2003)
<i>Pseudococcus cryptus</i> Hempel	Cítricos	Smith y Peña (2002)
<i>Pseudococcus viburni</i> Maskell	Cítricos, Manzana, Pera	González (2003)

Piojo harinoso	Cultivo	Referencia
	Vid	Fu <i>et al.</i> (2005)
<i>Pseudococcus comstoki</i> Kuwana	Cítricos	Smith y Peña (2002)
<i>Dysmicoccus brevipes</i> Cockerell	Guanábana	Peña y Bennett (1995)
	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Ferrisia virgata</i> Cockerell	Guanábana	Peña y Bennett (1995)
	Guayaba	Gould y Raga (2002)
	Mango	Waite (2002)
	Yaca	Elevitch y Manner (2006)
<i>Nipaecoccus nipae</i> Maskell	Guanábana	Peña y Bennett (1995)
	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Nipaecoccus viridis</i> Newstead	Yaca	Elevitch y Manner (2006)
	Guayaba, Cítricos, Granada, Higo, Uva, Mora, Manzana	Meyerdirk <i>et al.</i> (1988)
<i>Planococcus citri</i> Risso	Guanábana	Nakasome y Paull (1998)
	Guayaba	Gould y Raga (2002)
	Cítricos	Manner <i>et al.</i> (2006)
	Vid	Fu <i>et al.</i> (2005)
<i>Planococcus pacificus</i> Cox	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Planococcus minor</i> Maskell	Guayaba	Gould y Raga (2002)
	Durian	Ooi <i>et al.</i> (2002)
<i>Planococcus lilacinus</i> Cockerell	Guayaba	Gould y Raga (2002)
	Mango	Waite (2002)
	Durian	Ooi <i>et al.</i> (2002)
<i>Planococcus ficus</i> Signoret	Vid	Fu <i>et al.</i> (2005)
<i>Rastrococcus invadens</i> Williams	Guayaba	Gould y Raga (2002)
	Cítricos	Waite (2002)
	Mango	Waite (2002); Moore (2004)
<i>Rastrococcus iceryoides</i> Green	Guayaba	Gould y Raga (2002)
<i>Rastrococcus spinosus</i> Robinson	Mango	Waite (2002)
<i>Paracoccus marginatus</i> Williams & Granara de Willink	Papaya	Muniappan <i>et al.</i> (2006)
<i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green	Guanábana	Peña <i>et al.</i> (2002)
	Anona, Ciruela, Carambolo, Chico zapote, Cítricos	Kairo <i>et al.</i> (2000)
	Guayaba	Gould y Raga (2002)
	Vid	Fu <i>et al.</i> (2005)

Piojo harinoso	Cultivo	Referencia
	Mora	Rolstch <i>et al.</i> (2006)

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), se detectó en febrero de 2004 en el municipio de Bahía de Banderas, Nayarit (SAF, 2004), afectando plantaciones de teca (*Tectona grandis* L.), guanábana (*Annona muricata* L.), guayaba (*Psidium guajava* L.), mango (*Mangifera indica* L.), yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam.), carambola (*Averrhoa carambola* L.), ciruela (*Spondias purpurea* L.), naranja (*Citrus sinensis* L.), malezas y árboles silvestres asociados a las plantaciones. A finales del mismo año se encontró en árboles silvestres y plantaciones de guanábana en el municipio de Puerto Vallarta, Jalisco.

La Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV-SENASICA-SAGARPA) a través de los Comités Estatales de Sanidad Vegetal en Nayarit (CESAVENAY) y Jalisco (CESAVEJAL) implementaron un plan emergente de control y erradicación de la CRH en Nayarit y Jalisco, el se sustentó en la liberación del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae).

Los objetivos del presente trabajo fueron registrar la densidad poblacional de *M. hirsutus* y sus enemigos naturales en plantaciones frutales de guanábana, guayaba, naranja, carambolo, yaca, ciruela y mango, y evaluar el impacto de las liberaciones del depredador *C. montrouzieri* y los parasitoides *A. kamali* y *G. indica* sobre la CRH, en los estados de Nayarit y Jalisco.

3.3. MATERIALES Y MÉTODO

3.3.1. Área de Estudio

El trabajo se realizó en plantaciones de guanábana, guayaba, naranja, carambolo, yaca, ciruela y mango, localizadas en Bahía de Banderas, Nayarit y

Puerto Vallarta, Jalisco (Cuadro 3.2). Las evaluaciones se iniciaron en agosto de 2004 y terminaron en febrero de 2006.

Cuadro 3.2. Plantaciones frutales seleccionadas para la evaluación y cantidad liberada del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* (Cm) y los parasitoides *Anagyrus kamali* (AK) y *Gyranusoidea indica* (Gi), de junio de 2004 a febrero de 2006.

Municipio / Cultivo	Predio	ha	Cm	AK	Gi
Bahía de Banderas					
Guanábana	El Nogal	6	29,500	15,000	---
	La Cruz	5	47,000	7,100	---
Guayaba	Meda	1	11,500	8,000	600
	Agrícola Vimex	4	12,000	17,000	---
	El Habillal	3	10,500	9,000	---
Carambolo	Capomal Iguanas	3	13,250	---	---
*Guayaba-Carambolo	Popotán	0.25	13,500	250	---
Yaca	Popotán	6	17,750	5,750	---
Naranja	Capomal Iguanas	15	11,000	---	---
	Casa Blanca	9	---	8,500	---
Ciruela	Río	0.15	4,000	---	---
Mango	Popotán	5	---	---	---
	La Cruz	3	---	---	---
Puerto Vallarta					
Guanábana	Potrero del Cantón I	3	13,000	660	400
	Potrero del Cantón II	1	5,000	250	400

* Plantación con las dos especies de árboles frutales.

--- = Sin liberación

3.3.2. Obtención y Liberación de los Organismos Benéficos

El depredador *C. montrouzieri* fue producido por los laboratorios Bug Factori de Canadá y Associates Insectary de California, y el parasitoide *A. kamali* fue proporcionado por el laboratorio de la Organización Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA) establecido en Belice, perteneciente al programa de combate contra la CRH en ese país. El parasitoide *G. indica* se obtuvo en el

laboratorio del Servicio de Inspección de Sanidad Animal y Vegetal (APHIS, USDA) en Puerto Rico.

Las liberaciones de los organismos benéficos se realizaron por la mañana o por la tarde, para evitar temperaturas más altas del día que pudieran afectar de manera importante su actividad. Además, los insectos se colocaron sobre los rebrotes, troncos y frutos infestados, y se distribuyeron en diferentes puntos de las plantaciones tratando de abarcar toda la superficie.

Las cantidades de organismos benéficos liberados en las plantaciones frutales durante el periodo de agosto de 2004 a febrero de 2006, dependieron de la disponibilidad de material y el nivel de infestación existente (Cuadro 3.2). Además, las cantidades de depredadores y parasitoides presentadas incluyen aquellos liberados por personal de la Junta Local de Sanidad Vegetal en Bahía de Banderas antes del inicio de las evaluaciones, entre los meses de junio y julio de 2004.

3.3.3. Muestreo de Cochinilla Rosada y los Enemigos Naturales

Para estimar las densidades poblacionales de CRH y los agentes de control biológico se efectuaron muestreos semanales durante los primeros cinco meses de la investigación, posteriormente se realizaron cada dos semanas, debido a que se amplió el número de plantaciones frutales donde se llevó a cabo el estudio.

En todos los cultivos la unidad de muestreo fue un brote tierno de 5 cm de longitud, tomado de la parte baja del árbol, a una altura de 1.0 a 1.5 m; y el tamaño de muestra fue de 50 árboles por plantación. Los muestreos se realizaron en zigzag tratando de cubrir toda la plantación. En cada brote se registró la cantidad de ninfas de primer, segundo y tercer instar, hembras y ovisacos de la CRH, larvas y adultos del depredador *C. montrouzieri*, así como momias y adultos de los parasitoides *A. kamali* y *G. indica* (en aquellas plantaciones donde se liberó). Además, cuando se detectó la presencia de momias se recolectaron 12 brotes adicionales por predio, los cuales se trasladaron al laboratorio de diagnóstico, para conocer el porcentaje de parasitismo al comparar al comparar la cantidad total de cochinilla en el brote con la cantidad de cochinilla parasitada. En las plantaciones donde se liberó el parasitoide *G. indica* también se realizaron colectas de momias, las cuales se colocaron en

cápsulas de gelatina para permitir la emergencia de los parasitoides y conocer el porcentaje de parasitismo.

En las huertas de guanábana, carambolo, mango, yaca y ciruelo también se muestrearon 50 frutos por plantación, donde se contabilizó la cantidad de CRH y agentes de control biológico liberados. Los frutos de guanábana, carambolo y mango seleccionados midieron de 8 a 10 cm de longitud. En los frutos de guanábana sólo se registraron los organismos presentes en la mitad del fruto no expuesta al sol. En yaca se revisó un área de 15 cm de longitud por 10 cm de ancho de cada fruto. En los frutos de ciruelo con un tamaño de 2 a 3 cm de longitud se registraron todos los ejemplares presentes.

En las plantaciones de mango no se liberaron organismos benéficos debido a que fueron sujetas a la aplicación continua de productos químicos para el combate de moscas de la fruta.

3.3.4. Análisis de Resultados

Con los registros obtenidos se comparó la densidad poblacional de *M. hirsutus* y sus enemigos naturales en las diferentes plantaciones frutales. El impacto causado por cada uno de los enemigos naturales se obtuvo al comparar la densidad poblacional más alta de cochinilla rosada cuando se realizó el primer registro, antes o poco después de la liberación de los agentes de control, con la densidad poblacional registrada en las semanas posteriores a la liberación.

3.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.4.1. Densidad Poblacional de Cochinilla Rosada

La CRH infestó los huertos de guanábana, guayaba, yaca, carambolo, ciruela, naranja y mango en los municipios de Bahía de Banderas, Nayarit y Puerto Vallarta, Jalisco.

La máxima densidad poblacional en brotes se presentó en guayaba con 36.6 cochinillas por brote, mientras que en carambolo se registró la menor densidad

poblacional con 14.6 cochinillas; en el resto de los cultivos los promedios variaron entre 22.2 y 31.5 cochinillas (Figura 3.1).

En los brotes de yaca, naranja, ciruela y mango sólo se registraron altas densidades poblacionales de CRH de octubre a diciembre de 2004 y enero de 2005, posteriormente, las poblaciones disminuyeron debido a la actividad de los enemigos naturales. Asimismo, en los brotes de guayaba, carambolo y guanábana las densidades de CRH fueron altas al principio de las evaluaciones, con incrementos posteriores en febrero de 2005 en carambolo, de febrero a abril de 2005 en guanábana (excepto plantaciones de Jalisco) y de abril a junio de 2005 en guayaba.

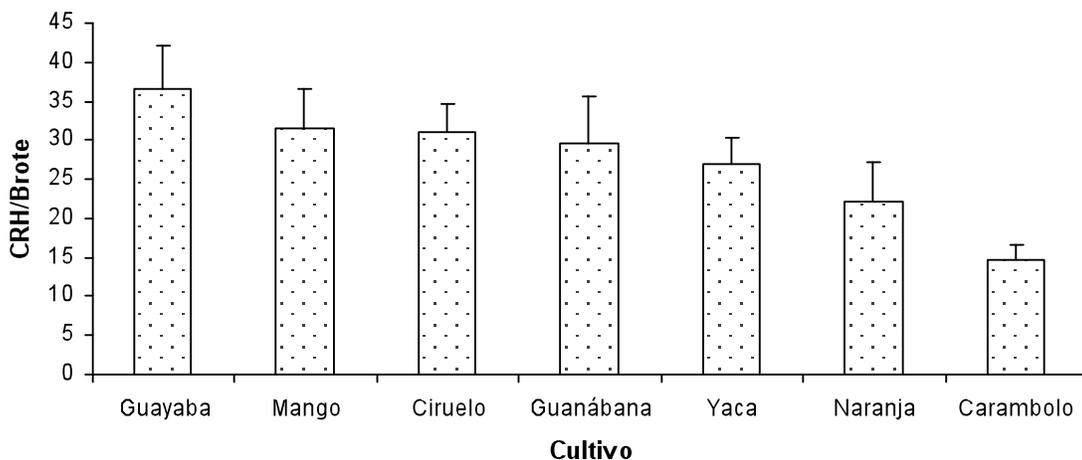


Figura 3.1. Densidad poblacional máxima de ninfas y hembras de CRH en brotes de diversas especies frutales en Bahía de Banderas, Nayarit. Las líneas verticales indican el error estándar.

En frutos, la densidad poblacional de CRH más alta se registró de febrero a junio de 2005. Los frutos de guanábana fueron los más infestados con una densidad promedio de 56.8 cochinillas por fruto, lo cual indica fuerte preferencia de la CRH por este frutal; mientras que en los otros cultivos los promedios fueron menores a 14.0 cochinillas (Figura 3.2).

Los primeros registros en Nayarit se obtuvieron seis meses después de ser detectada la plaga, cuando ya se habían realizado algunas acciones de combate como: poda de plantas, quema de material infestado, aplicación de productos químicos y en algunos sitios liberación de enemigos naturales. Estas acciones

podieron impedir el crecimiento de las poblaciones de CRH, por tanto, no se puede concluir que la densidad registrada durante las evaluaciones fuera la máxima posible en estos hospederos. Sin embargo, es importante mencionar la capacidad devastadora de esta plaga, que en altas infestaciones puede causar la muerte de los árboles (Kairo *et al.*, 2000; Cermeli *et al.*, 2002), y a pesar de que en Nayarit los árboles infestados presentaron fuerte daño en brotes con presencia de mielecilla y fumagina, no se detectaron árboles muertos por efecto de las altas poblaciones de CRH.

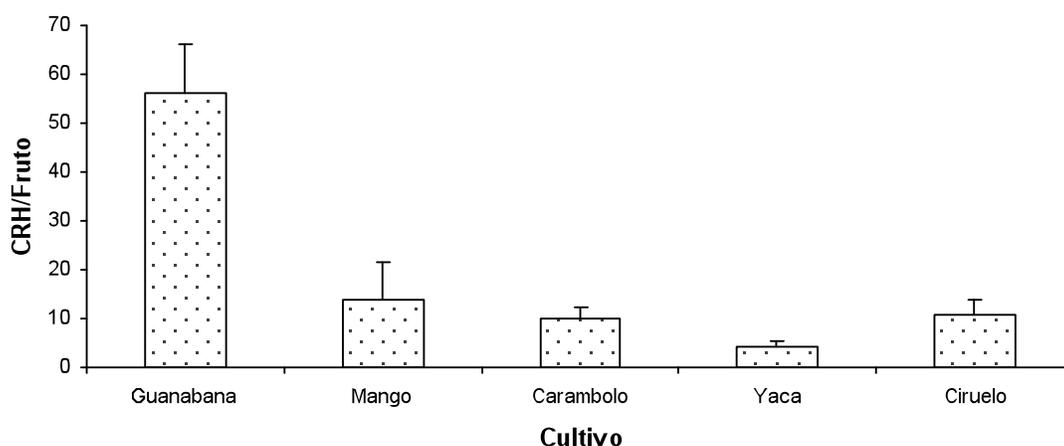


Figura 3.2. Densidad poblacional máxima de ninfas y hembras de CRH, por fruto en Bahía de Banderas, Nayarit. Las líneas verticales indican el error estándar.

Ramana y Ramesh (1996) reportan que en la India las máximas densidades poblacionales de la cochinilla rosada en plantaciones de uva (*Vitis vinifera* L.) se presentaron en el mes de marzo con 5.6 y 6.2 cochinillas por brote, mientras que en plantaciones de anona (*Annona reticulata* L.) las densidades poblacionales fueron de 3.9 y 4.6 cochinillas por fruto en el mes de junio. Sin embargo, se debe tomar en cuenta que en la India las poblaciones de la cochinilla rosada se mantienen en niveles bajos debido a la presencia de enemigos nativos eficientes, ya que gran parte del complejo de sus enemigos naturales se han reportado en ese país (Mani, 1989). Pitan *et al.* (2000) mencionan que las densidades poblacionales del piojo harinoso del mango *Rastrococcus invadens* Williams (Hemiptera: Pseudococcidae) registradas en mango fueron de 11.0 a 98.0 piojos por hoja, dos años después de la introducción

de enemigos naturales para su control en Nigeria. 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).

3.4.2. Densidad Poblacional de los Enemigos Naturales

El depredador *C. montrouzieri* presentó su mayor actividad sobre las poblaciones de CRH durante los primeros meses después de las liberaciones iniciales. En brotes de guayaba y frutos de guanábana se registró la mayor densidad del depredador con 4.3 y 5.8 individuos (larvas y adultos), respectivamente, producto de la alta infestación de CRH y el desarrollo de ovisacos, ya que en guayaba se registró 27.9 ovisacos por brote y en guanábana 28.4 ovisacos por fruto. El incremento de la población de CRH en los frutos, en particular la presencia de ovisacos, proporcionó las condiciones adecuadas para el desarrollo del depredador (Sadof, 1995), ya que como señalan Malais y Ravensberg (1991) el buen desarrollo de las hembras de *C. montrouzieri* está íntimamente relacionado con el consumo de huevos de piojos harinosos, y la escasez de éstos reduce significativamente su fecundidad. En el resto de los cultivos el número de ovisacos fue menor, lo cual ocasionó poca presencia del depredador (Cuadro 3.3).

Cuadro 3.3. Densidad poblacional máxima de los agentes de control biológico liberados en los cultivos frutales de Bahía de Banderas, Nayarit, para el control de *Maconellicoccus hirsutus*.

Cultivo	<i>Cryptolaemus montrouzieri</i>		<i>Anagyrus kamali</i>	
	Brote	Fruto	Brote	Fruto
Guayaba	4.3	*	1.44	*
Mango	*	*	*	*
Ciruela	0.12	*	3.6	5.6
Guanábana	0.22	5.8	1.3	11.7
Yaca	0.16	0.32	0.06	1.5
Naranja	0.16	*	2.08	*
Carambolo	0.22	0.32	*	2.8

* No se registro la presencia de los organismos benéficos.

Los primeros registros de *A. kamali* en las plantaciones ocurrieron entre los seis y siete meses después de las primeras liberaciones en Bahía de Banderas. Las mayores densidades de *A. kamali* se presentaron en los frutos de guanábana y ciruela con 11.7 y 5.6 momias por fruto, mientras que en brotes la mayor densidad se registró en ciruela y naranja con 3.6 y 2.1 momias. En el resto de las plantaciones las poblaciones del parasitoide fueron bajas (Cuadro 3.3). En los predios de guanábana de Jalisco se registró la presencia del parasitoide *G. indica* junto con *A. kamali*, y en los predios de Nayarit sólo en una ocasión se encontró un parasitoide adulto de *G. indica* en una plantación de guanábana.

3.4.3. Impacto de los Enemigos Naturales

Los enemigos naturales liberados disminuyeron las poblaciones de CRH de manera efectiva. En los cultivos de naranja (Figura 3.3), ciruela (Figura 3.4) y yaca (Figura 3.5) se observó un control total de la plaga después de 12 a 14 meses de iniciadas las evaluaciones. En el cultivo de guayaba, sólo en un predio se logró un control total de la plaga, en los restantes la CRH persistió hasta el final de las evaluaciones (febrero de 2006) y la reducción varió de 95.6 y 99.8% (Figuras 3.6 y 3.7). Un comportamiento similar de la CRH al registrado en guayaba se presentó en los huertos de carambolo y guanábana, es decir, sólo se logró el control total de la plaga en brotes y frutos de guanábana de los predios el Monteón I y II (Figura 3.8 y 3.9). En los brotes de carambolo la disminución final de la CRH fue de 86.5 a 90.0% (Figura 3.10), y en frutos de 50.6 a 97.2% (Figura 3.11), mientras que en guanábana las disminuciones fueron de 76.5 a 98.1% en brotes (Figura 3.12) y 25.7 a 99.9% en frutos (Figura 3.13).

Resultados positivos en el control de la CRH por la introducción de enemigos naturales se presentaron en Egipto (Bartlett, 1978), la India (Mani, 1989) y el Caribe (Sagarra y Peterkin, 1999; Kairo *et al.*, 2000). Además, las disminuciones de las poblaciones de CRH alcanzaron 90.0% en Belice (May y Zetina, 2003), 95.0% en California (Roltsch *et al.*, 2006) y 98.0% en Florida (Flores, 2005; Hodges, 2006).

En Nayarit, los cultivos de naranja, ciruela y yaca pueden considerarse hospederos secundarios de la CRH, pues fueron atacados cuando las poblaciones eran altas en los hospederos primarios como los árboles de teca (*Tectona grandis* L.) y guanábana. Esto coincide con lo reportado por Kairo *et al.* (2000) y Michaud (2002b), quienes anotan 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. Por su parte, Sagarra y Peterkin (1999) mencionan que el rango de hospederos de la CRH se reduce considerablemente en la presencia de sus enemigos naturales, restringiéndose sólo a unas cuantas especies de Malvaceae, Annonaceae y Leguminaceae.

En cambio, los cultivos de guanábana y carambola se ubican entre los hospederos primarios de la CRH. En el Caribe se presentaron infestaciones significativas de la plaga en estos hospederos, a pesar de que sus poblaciones se consideraron bajo control en la región por la actividad de los enemigos naturales (Kairo *et al.*, 2000). También se menciona dentro de los hospederos primarios en el Caribe a los cítricos, sin embargo, en el cultivo de naranja en Nayarit las poblaciones de la CRH fueron controladas totalmente. Por tanto, la diferencia en el control de la plaga en cítricos pudo ser ocasionada por las prácticas de manejo de los predios durante los trabajos de control biológico que fueron la eliminación de maleza dentro y alrededor del cultivo.

Moore (2004) reporta que el piojo *R. invadens* se consideró altamente polífago en Nigeria, con más de 38 hospederos después de su introducción, sin embargo, después de la liberación del parasitoide *Gyranusoidea tebygi* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae) las densidades poblacionales del piojo fueron reducidas y se restringió su rango de hospederos a unas cuantas especies como el mango y los cítricos.

3.4.3.1. Impacto de *Cryptolaemus montrouzieri*

El depredador *C. montrouzieri* presentó su mayor impacto sobre las poblaciones de CRH, en las diferentes plantaciones frutales, en un periodo de un

mes y medio a cinco meses después de las liberaciones iniciales, con reducciones poblacionales de 63.7 a 99.9% (Cuadro 3.4).

En la isla de Trinidad, el primer indicio del impacto de *C. montrouzieri* sobre la CRH se presentó en un periodo de un mes y medio a dos meses después de su liberación, con una disminución en la cantidad de ovisacos y adultos en plantas de *Hibiscus* spp.; sin embargo, el mayor impacto se presentó cinco meses después cuando la población de adultos disminuyó 87.2% y los ovisacos 79.4% (McComie *et al.*, 1996). Por su parte, Gautam *et al.* (1996) reportan disminuciones de 80.0 a 90.0% en un periodo de 38 días, después de la liberación de los depredadores *C. montrouzieri* y *Scymnus coccivora* Aiyar (Coleoptera: Coccinellidae). El periodo de impacto y los porcentajes de reducción de las poblaciones de CRH obtenidos en Nayarit coinciden con los reportados por estos investigadores; sin embargo, las variaciones pudieron ser ocasionadas por el número de depredadores liberados, las condiciones en que realizaron los estudios (áreas urbanas en Trinidad), y sobre todo el hospedero sobre el cual se encontraba la CRH que fue *Hibiscus* spp. Sin embargo, en los trabajos se registró una actividad importante del depredador, con reducciones significativas de CRH cuando se presentaban altas densidades poblacionales. Esto sugiere que *C. montrouzieri* puede ser usado como un bioplaguicida para el control inmediato y a corto plazo de las poblaciones de *M. hirsutus* (Meyerdirk, 1996; May y Zetina, 2003).

Cuadro 3.4. Disminución poblacional de la CRH por la actividad del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* en los cultivos frutales de Nayarit y Jalisco, de agosto de 2004 a febrero de 2006.

Cultivo	Predio	Disminución de CRH (%)	
		Brote	Fruto
Naranja	Capomal Iguanas	63.75	*
Guayaba	El Habillal	86.75	*
	Agrícola Vimex	99.9	*
	Popotán	67.63	*
	Meda	96.23	*
Guanábana	Potrero del Cantón I	68.35	90.94
	Potrero del Cantón II	90.98	93.76
	La Cruz	97.96	77.16

Ciruela	Río	87.64	*
Carambolo	Capomal Iguanas	59.06	**
	Popotán	91.9	**
Yaca	Popotán	97.99	**

* No se registro la presencia del depredador.

** Se encontró poca presencia del depredador, y no se registro su impacto.

3.4.3.2. Impacto de los parasitoides

El parasitoide *A. kamali* presentó su mayor impacto en un periodo de 10 a 12 meses después de las primeras liberaciones en Bahía de Banderas, con reducciones cercanas a 100% en brotes y frutos, excepto en los frutos de guanábana, cuya población fue disminuida en 83.9%. Kairo *et al.* (1996), mencionan 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*. La variación en el tiempo requerido para lograr el impacto registrado por los parasitoides en los distintos sitios, pudo ser ocasionada por el periodo de adaptación que presentan estos organismos cuando son introducidos a diferentes ambientes, lo cual retrasa su actividad sobre las plagas. Sin embargo, los porcentajes de impacto son similares, lo cual pone de manifiesto que este parasitoide desempeña un papel importante en el combate de la CRH.

Gyranusoidea indica contribuyó de forma importante en las disminuciones de las poblaciones de CRH en los predios de guanábana el Monteón I y II, donde se presentó un control total de la plaga. Este parasitoide se registró en las plantaciones un mes después de su liberación, en septiembre de 2005, y en los registros de octubre y noviembre la proporción de adultos registrados fue 50.0% de *A. kamali* y 50.0% de *G. indica*; sin embargo, del material colectado en ese periodo y emergido en cápsulas de gelatina se presentó el 100% de adultos de *G. indica*, y del material

colectado en enero de 2005 los parasitoides emergidos fueron 12.9% de *A. kamali* y 87.1% de *G. indica*.

A pesar de estos resultados, Meyerdirk (2006) menciona que *A. kamali* fue el parasitoide dominante en St. Kitts cuando fue liberado junto con *G. indica*. Resultados similares se registraron en California (Roltsch *et al.*, 2006) y el Caribe (Sagarra y Peterkin, 1999). Además, Michaud (2002b) menciona que *A. kamali* es el parasitoide clave para el combate de *M. hirsutus*, y *G. indica* tiene una importancia secundaria.

Muniappan *et al.* (2006) reportan que la introducción de los parasitoides *Anagyrus loecky* Noyes, *Pseudleptomastix mexicana* Noyes & Schauff y *Acerophagus papayae* Noyes & Schauff en la República de Palau para el combate del piojo harinoso *Paracoccus marginatus* Williams y Granara de Willink (Hemiptera: Pseudococcidae) fue exitoso. Las poblaciones bajaron a niveles bajos cuatro meses después las primeras liberaciones, y en un año las plantas de papaya (*Carica papaya* L.), plumeria (*Plumeria* spp.) e *Hibiscus* spp. se recuperaron y no mostraron síntomas de daño por la plaga. Antecedentes similares en el control de *P. marginatus* se han registrado en República Dominicana, Puerto Rico y Guam con 97.0% de reducción en las poblaciones un año después de la introducción de los parasitoides.

3.4.3.2.1. Porcentajes de parasitismo

Los niveles más altos de parasitismo se registraron en los meses de junio a octubre de 2005, un año después de las primeras liberaciones. En brotes, el parasitismo varió de 93.0 a 99.0% y en frutos fue de 88.0 a 95.0% (Cuadro 3.5).

Cuadro 3.5. Parasitismo de *Anagyrus kamali* sobre la CRH, registrado en los cultivos frutales de Nayarit.

Cultivo	Predio	Parasitismo (%)	
		Brote	Fruto
Naranja	Capomal Iguanas	95	*
	Casa Blanca	99	*
Guayaba	El Habillal	94	*
	Agrícola Vimex	93	*

	Popotán	99	*
	Meda	99	*
Guanábana	El Nogal	90	80
Carambolo	Capomal Iguanas	*	88
	Popotán	*	95

* No se registro la presencia del parasitoide.

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). En los años 2001 y 2002, el parasitoide *A. kamali* registró niveles de parasitismo de 28.0 a 35.0% sobre la CRH en predios de uva de forma natural en Egipto, en cambio en predios donde se realizó su liberación los niveles de parasitismo se incrementaron de 68.0 a 76.0% (Abd-Rabou, 2005).

En otros programas de control biológico de piojos harinosos también se resalta la importancia de los parasitoides encértidos. Moore (2004) reporta niveles de parasitismo por *G. tebygi* de 50.0 a 90.0% sobre *R. invadens* en Nigeria, en un periodo de tres a cuatro meses después de su introducción. Por su parte, Muniappan *et al.* (2006) registraron que el parasitismo por *A. papayae* sobre *P. marginatus* varió de 8.0 a 49.0% en la isla de Peleliu, un año después de su introducción en la República de Palau.

3.4.4. Manejo de los Cultivos

Las liberaciones de los enemigos naturales disminuyeron las poblaciones de la CRH, sin embargo, la actividad de éstos se debe complementar con prácticas culturales como: podas fitosanitarias, eliminación de maleza dentro y alrededor de los cultivos, entre otras, con el fin de mantener densidades bajas de la plaga por periodos largos. Lo anterior se comprobó al comparar el impacto del control biológico en dos plantaciones de guanábana y guayaba. En ambas plantaciones donde se

realizaron acciones culturales, la disminución de la población de la CRH en brotes y frutos fue de 99.9%, en cambio, donde no se realizaron acciones complementarias las máximas disminuciones fueron de 94.2% en guayaba y 83.7% en frutos de guanábana. Además, las altas poblaciones de la CRH estuvieron asociadas a la presencia de altas densidades de hormigas, las cuales al alimentarse de la mielecilla excretada y proteger a la CRH, interfirieron con la actividad de control de los enemigos naturales; por tanto, para mejorar el control de CRH se debe efectuar el manejo de las hormigas.

3.5. CONCLUSIONES

La cochinilla rosada del hibisco (CRH) presentó densidades poblacionales altas, variables en el tiempo y en los frutales estudiados. Las poblaciones de CRH fluctuaron de 14.6 a 36.6 cochinillas por brote, en los cultivos de mango, ciruela, yaca, naranja y carambolo en los meses de octubre y noviembre de 2004; y en guayaba y guanábana en enero y febrero de 2005. En frutos, las máximas densidades se presentaron de febrero a junio de 2005, con valores de 4.3 a 56.8 cochinilla por fruto, siendo los mayores promedios en guanábana. Asimismo, las densidades poblacionales más altas del depredador y del parasitoide se presentaron en los frutos de guanábana con promedios de 5.8 depredadores y 11.7 momias por fruto.

El depredador *C. montrouzieri* disminuyó las poblaciones de CRH en un periodo de un mes y medio a cinco meses después de las liberaciones iniciales, con reducciones poblacionales de 63.7 a 99.9%. El parasitoide *A. kamali* logró reducciones cercanas a 100% en brotes y frutos, excepto guanábana, en un periodo de ocho a diez meses. El parasitoide *G. indica* contribuyó de manera importante en la disminución de las poblaciones de la CRH en las dos plantaciones de guanábana de Jalisco, con poca presencia en Nayarit, donde *A. kamali* fue el parasitoide dominante.

Los porcentajes de parasitismo más altos se presentaron en los meses de junio a octubre de 2005 con 93.0 a 99.0% en brotes y 88.0 a 95.0% en frutos.

En los huertos de naranja, ciruela y yaca, se logró un control total de la CRH, y en los últimos muestreos ya no se registró su presencia. En el resto de los huertos la

cochinilla estuvo presente hasta el final de las evaluaciones, con reducciones de 95.6 a 99.8% en guayaba, 50.6 a 97.2% en carambolo y 25.7 a 99.9% en guanábana.

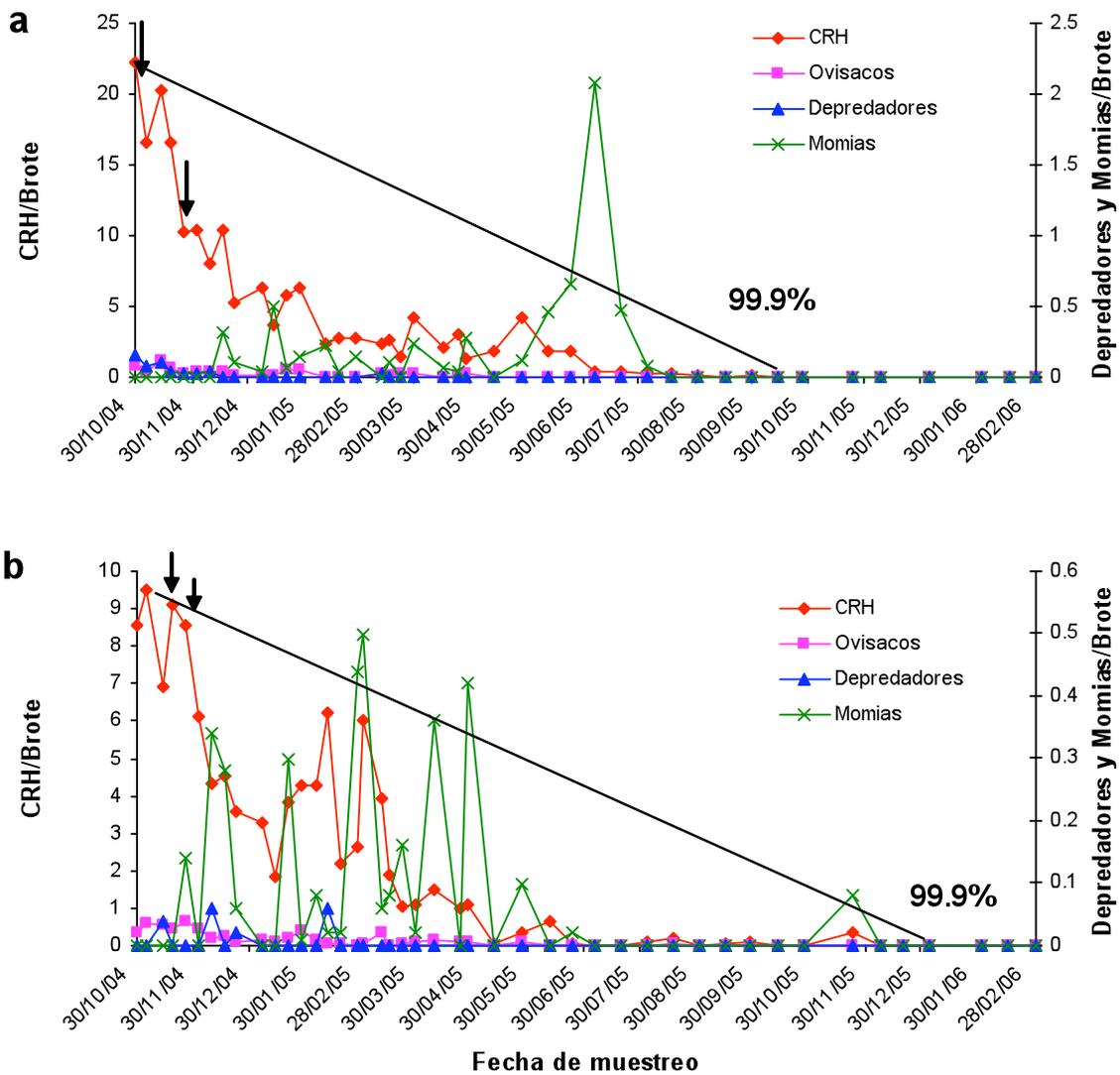


Figura 3.3. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de naranja en los predios: a) Capomal Iguanas, y b) Casa Blanca. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

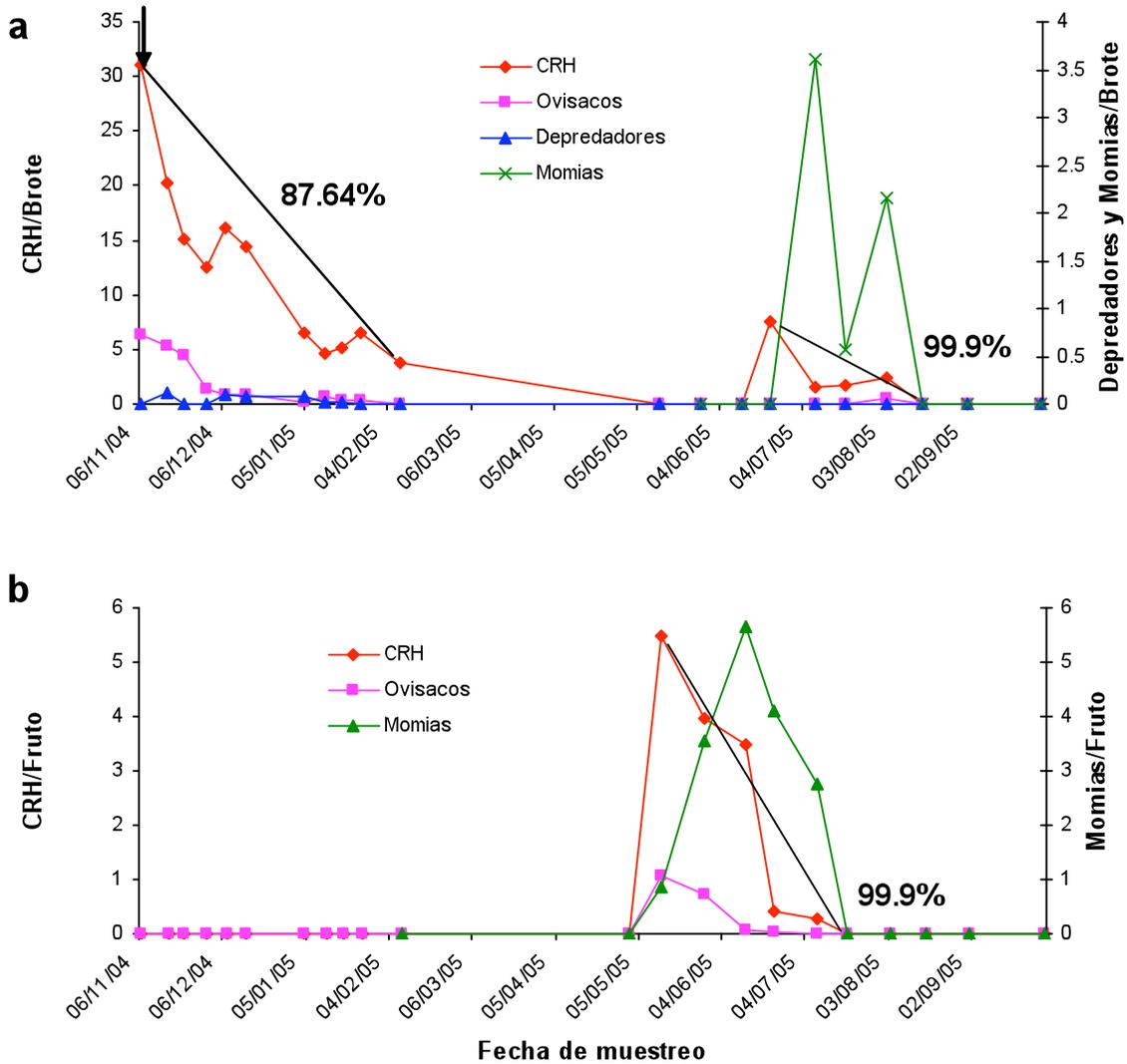


Figura 3.4. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en ciruela en el predio Río: a) Brotes, y b) Frutos. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*.

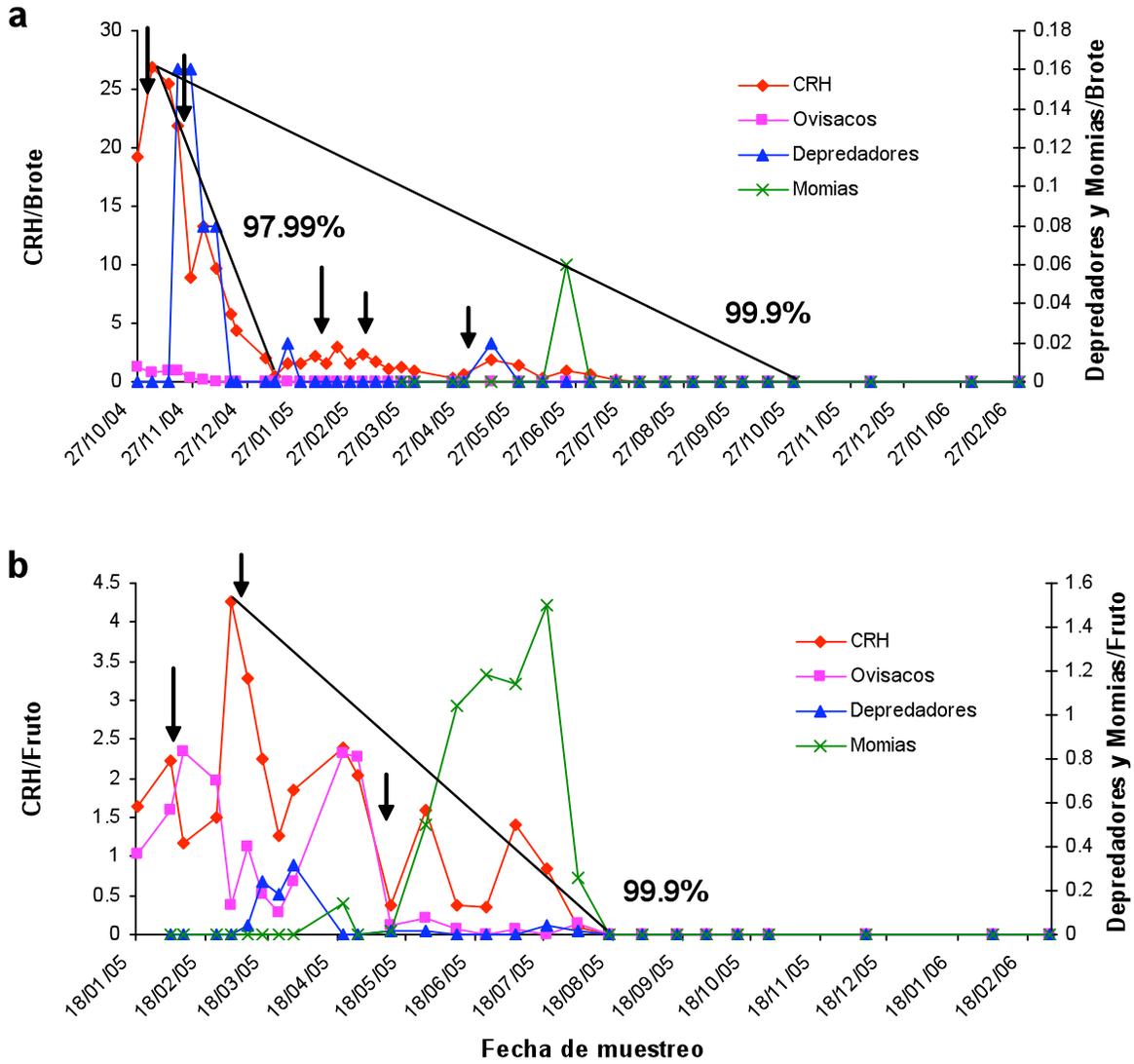


Figura 3.5. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en yaca en el predio Popotán: a) Brotes, y b) Frutos. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

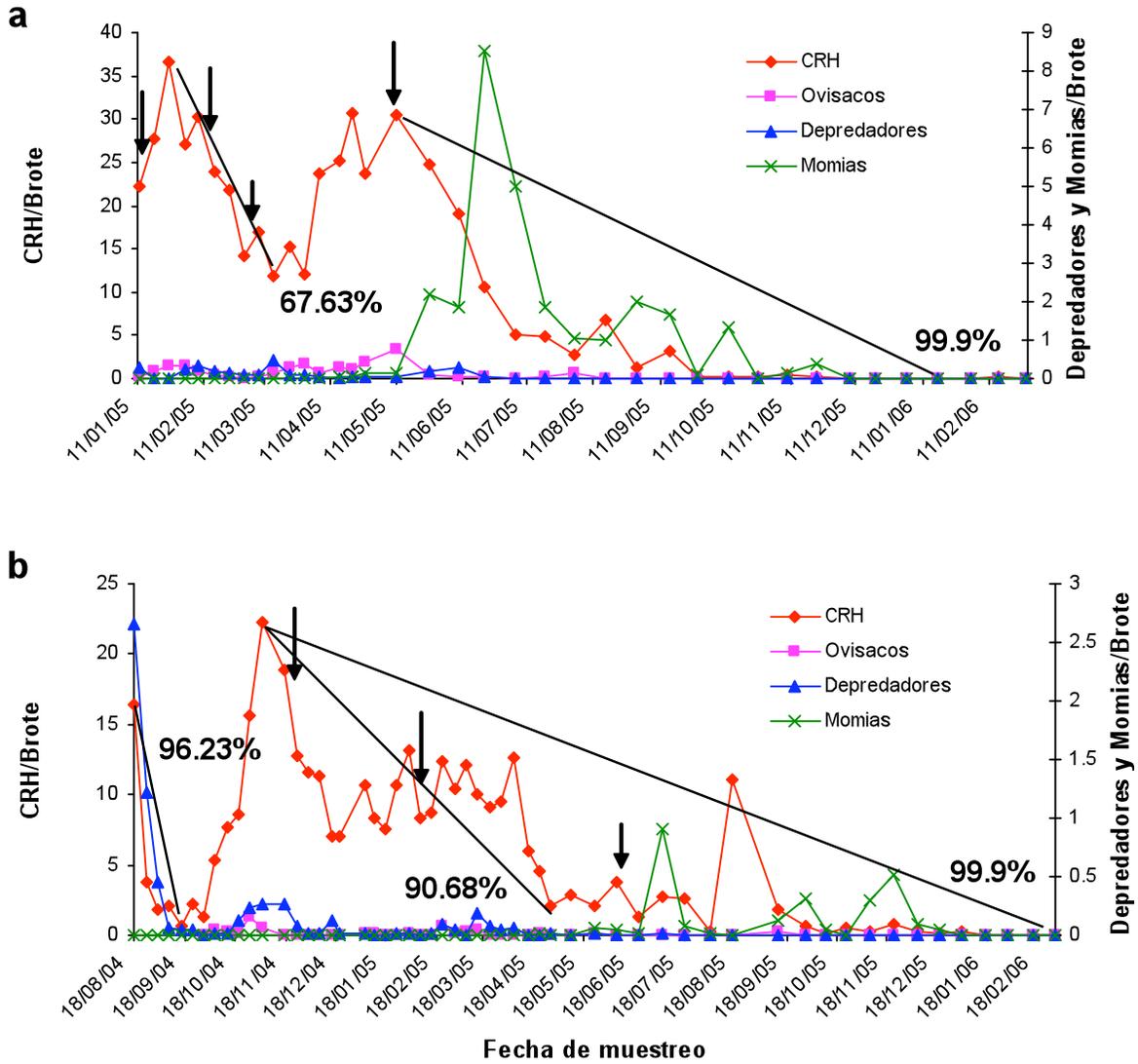


Figura 3.6. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guayaba en los predios: a) Popotán, y b) Meda. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

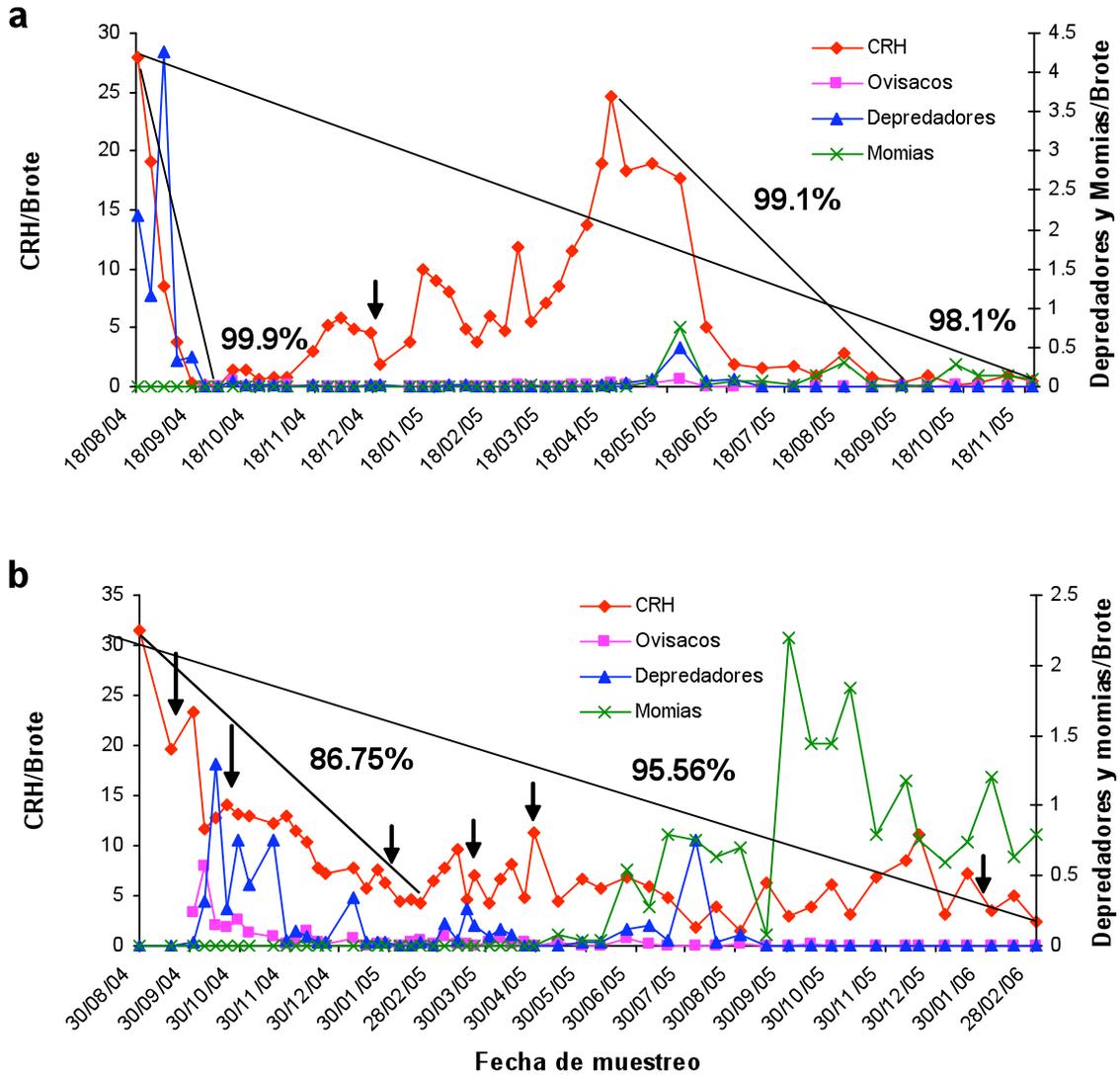


Figura 3.7. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guayaba en los predios: a) Agrícola Vimex, y b) El Habillal. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

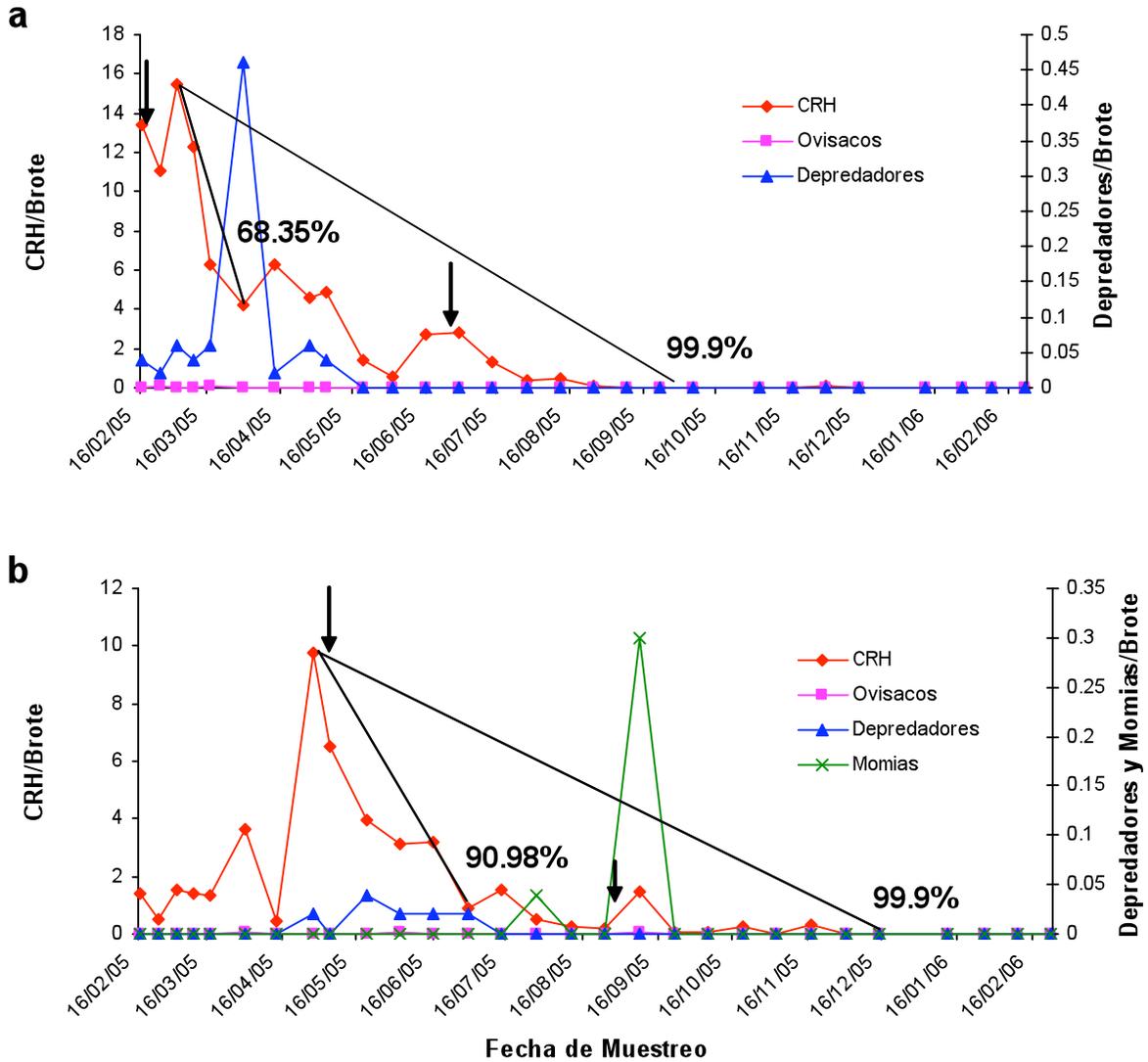


Figura 3.8. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guanábana en los predios: a) Monteón I, y b) Monteón II. Puerto Vallarta, Jalisco (2005-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

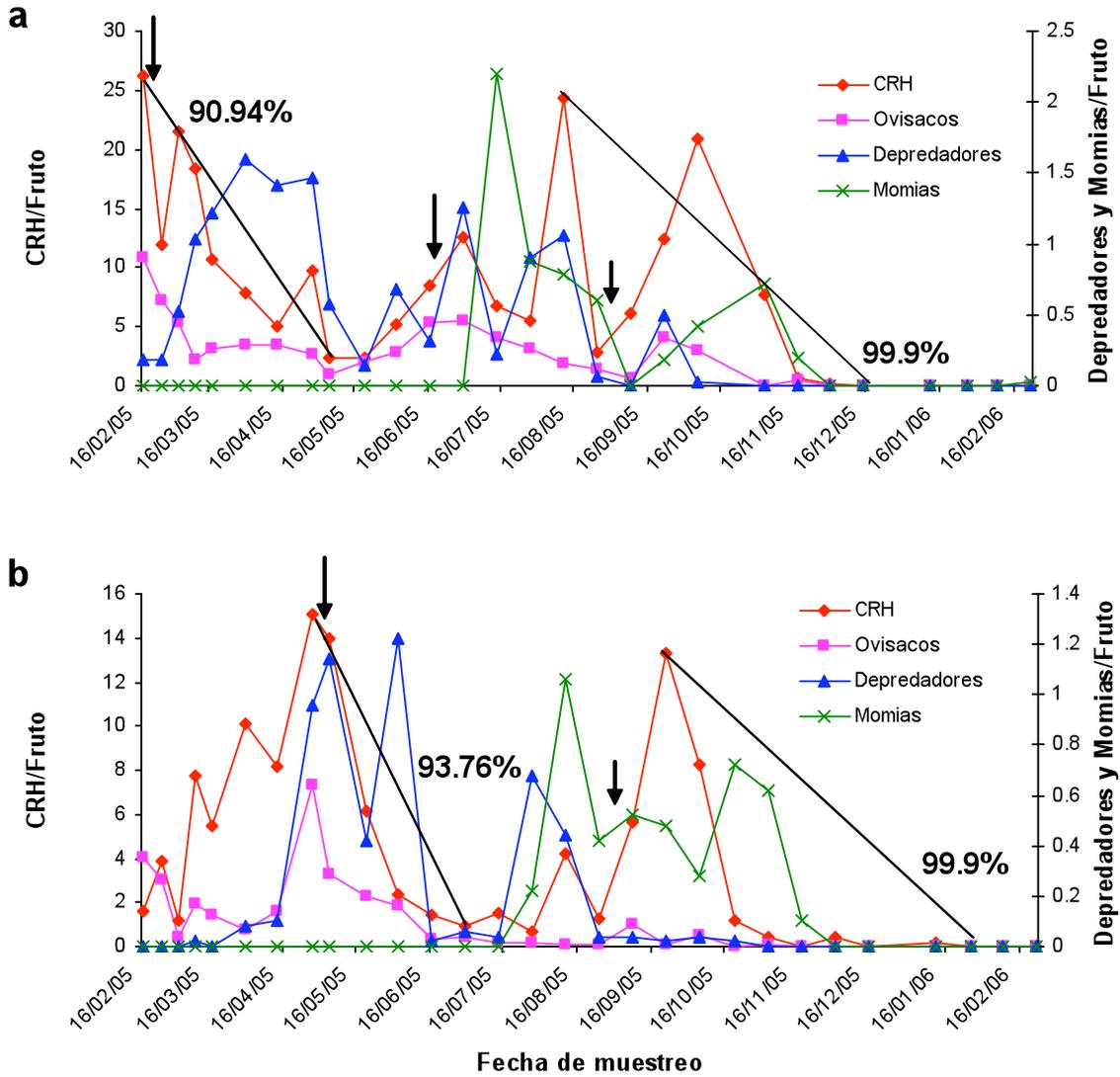


Figura 3.9. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en frutos de guanábana en los predios: a) Monteón I, y b) Monteón II. Puerto Vallarta, Jalisco (2005-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

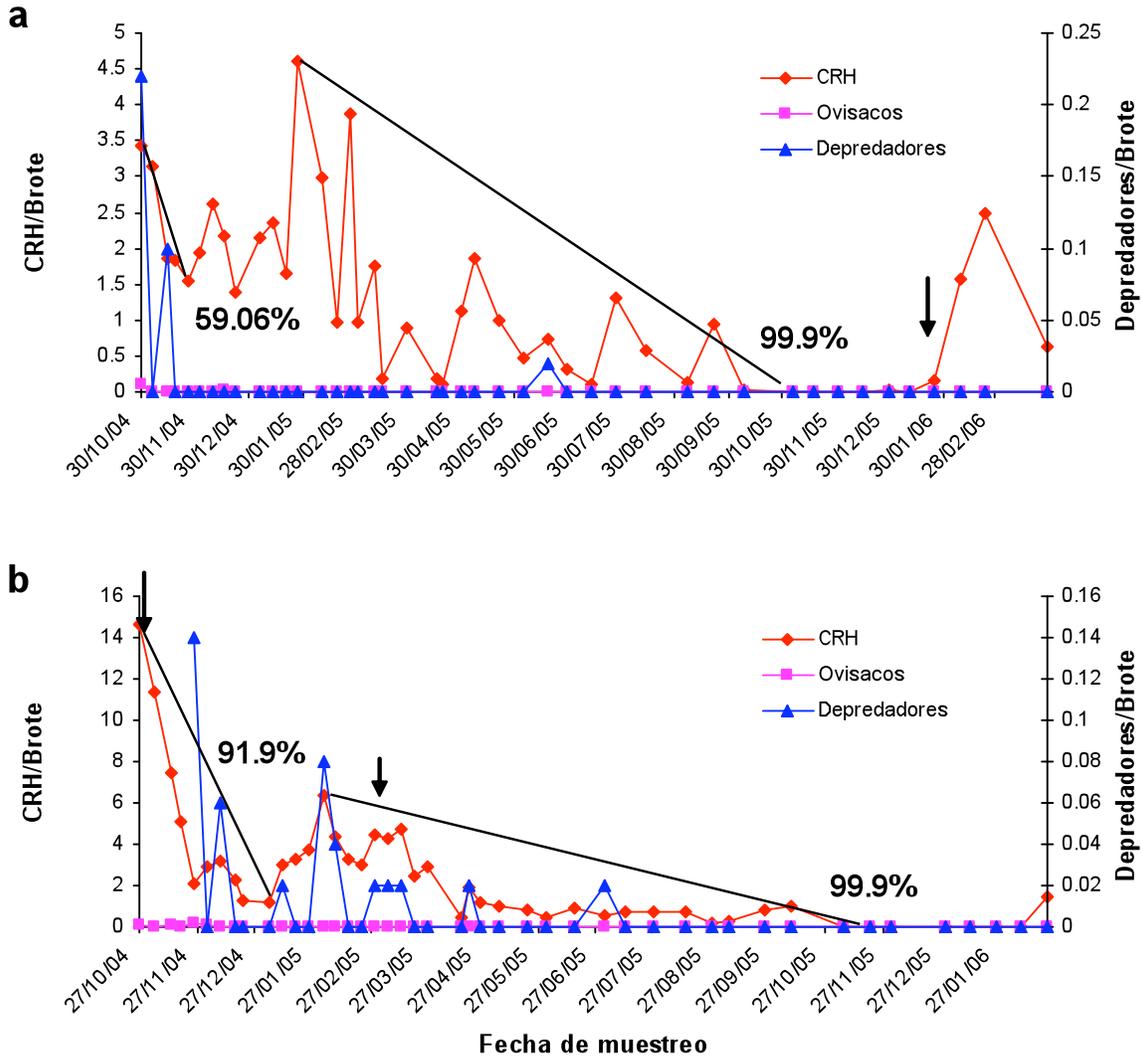


Figura 3.10. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de carambolo en los predios: a) Capomal Iguanas, y b) Popotán. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

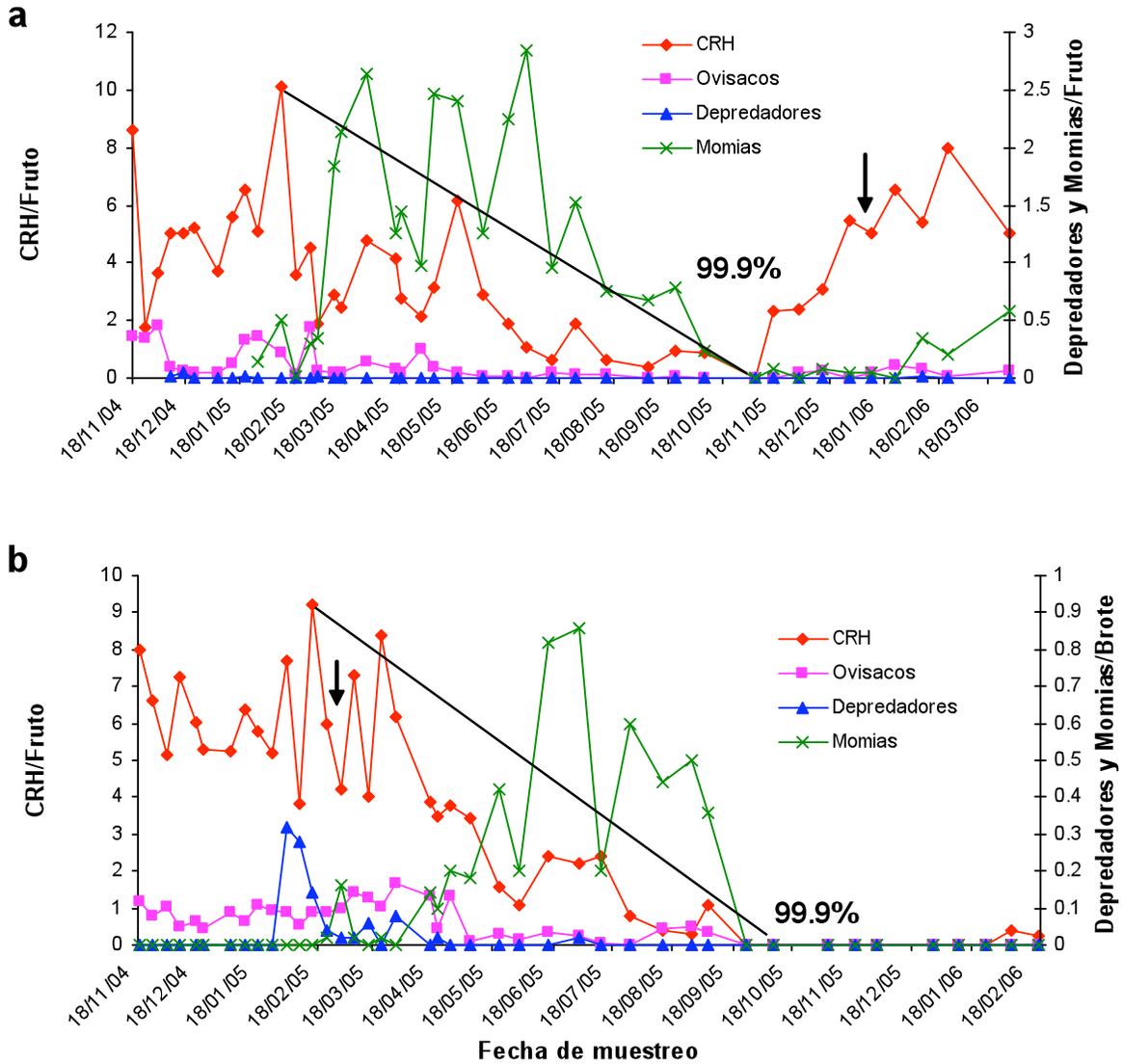


Figura 3.11. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH y los enemigos naturales en frutos de carambolo en los predios: a) Capomal Iguanas, y b) Popotán. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

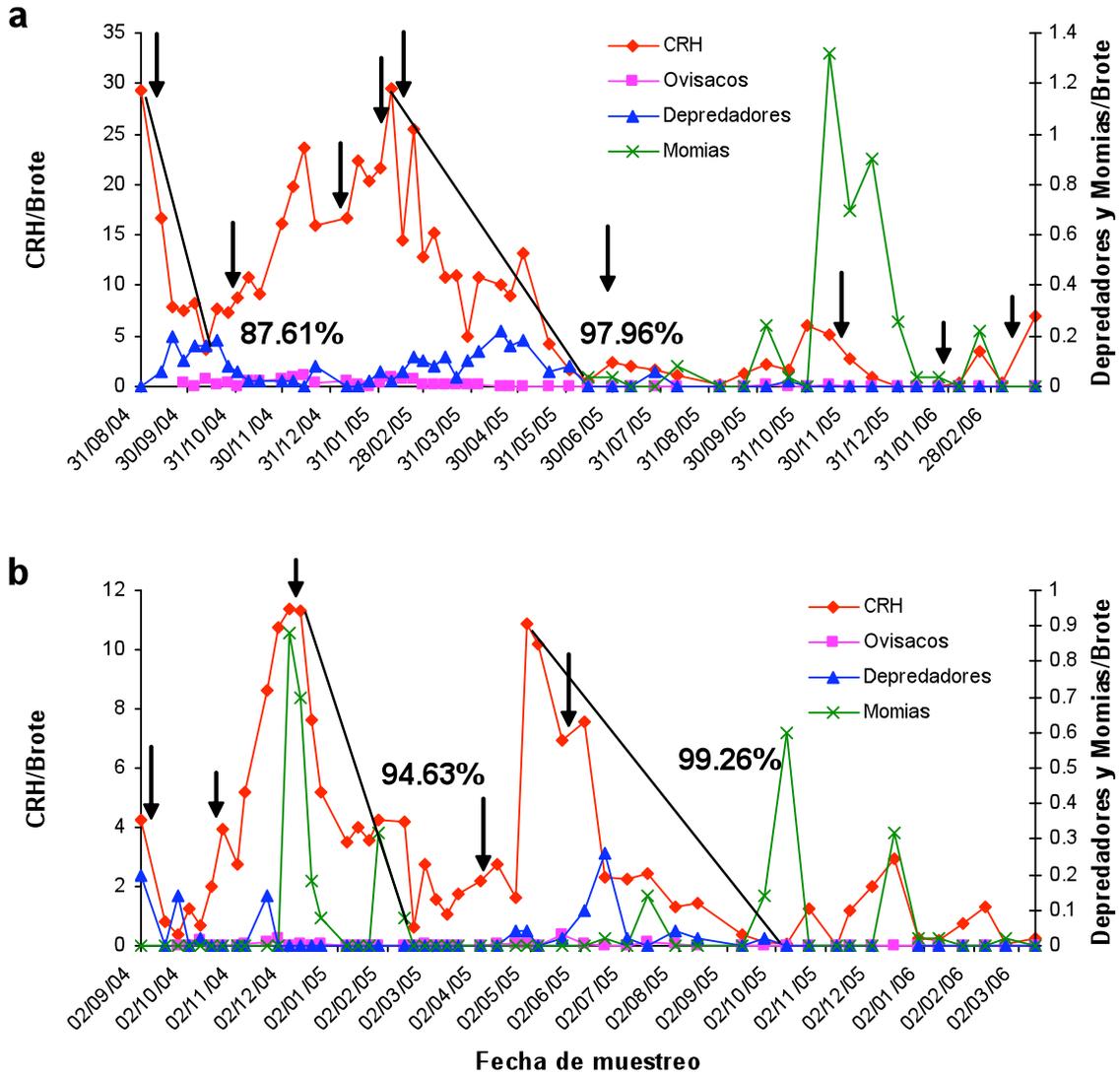


Figura 3.12. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en brotes de guanábana en los predios: a) La cruz, y b) El Nogal. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

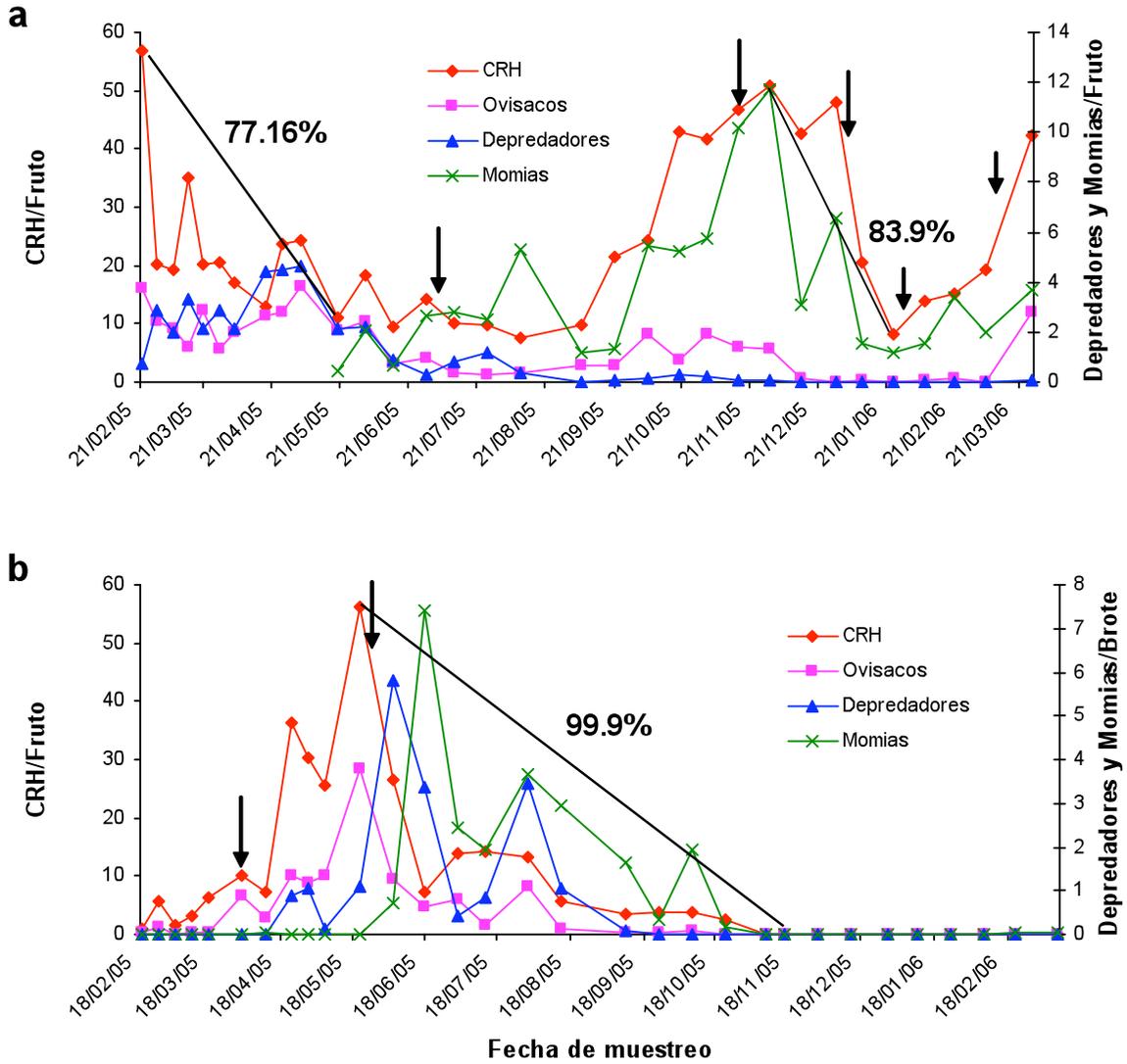


Figura 3.13. Densidad poblacional de ninfas, hembras y ovisacos de CRH, y los enemigos naturales en frutos de guanábana en los predios: a) La Cruz, y b) El Nogal. Bahía de Banderas, Nayarit (2004-2006). Las flechas largas indican liberación de *C. montrouzieri*, y las cortas liberación de *A. kamali*.

CAPÍTULO CUATRO

Parasitismo natural e inducido de *Anagyrus kamali* Moursi sobre la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en brotes de teca, en Bahía de Banderas, Nayarit

4.1. RESUMEN

El parasitoide *Anagyrus kamali* Moursi es utilizado en programas de control biológico de la cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green; sin embargo, se requieren estudios más detallados sobre su impacto en condiciones de campo. En el presente estudio se evaluó el parasitismo natural e inducido de *A. kamali* sobre CRH en brotes de teca, aislados en bolsas de tela de organza en condiciones de campo, en Bahía de Banderas, Nayarit, México. Los tratamientos fueron: 1) exclusión de enemigos naturales; 2) presencia de enemigos naturales; 3) liberación de *A. kamali*. Se registró la cantidad de ninfas, hembras adultas y ovisacos de CRH, así como el número de momias de los parasitoides, 15 y 30 días después de aplicar los tratamientos. A los 15 días hubo una disminución general de la población de CRH en los brotes, sin diferencia entre los tratamientos. A los 30 días la población aumentó 6.7 veces en el tratamiento donde se excluyó a los enemigos naturales, 5.3 veces donde hubo enemigos naturales, y disminuyó en 96.4% donde se liberó el parasitoide *A. kamali*.

4.2. INTRODUCCIÓN

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), es nativa del Sur de Asia o Australia (Roltsch *et al.*, 2000) y actualmente se distribuye en las regiones tropicales y subtropicales del mundo (Sagarra y Peterkin, 1999). Afecta a más de 200 hospederos incluidos en 70 familias (Padilla, 2000; Meyerdirk *et al.*, 2003) y ocasiona problemas económicos por el daño directo en las plantas y por su importancia cuarentenaria (Kairo *et al.*, 2000; Cermeli *et al.*, 2002). Los métodos de combate físicos y químicos han tenido un éxito

limitado en el control de CRH (Cermeli *et al.*, 2002; Persad y Khan, 2002). Sin embargo, en su hábitat nativo *M. hirsutus* es raramente una plaga y se mantiene en niveles bajos sin llegar al nivel de daño económico debido a la presencia de enemigos naturales eficientes (Goolsby *et al.*, 2002).

Anagyrus kamali Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae) es un parasitoide utilizado en programas para el control biológico de la CRH a nivel internacional. En 1934 se introdujo a Egipto, donde logró tasas de parasitismo de 80 a 100% (Bartlett, 1978). En la década de 1990, se introdujo en Granada y otras islas del Caribe junto con el parasitoide *Giransoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae), y los depredadores *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y *Scymnus coccivora* Ramakrishna Ayyar (Coleoptera: Coccinellidae) (Kairo *et al.*, 2000; Gautam, 2003), donde *A. kamali*, junto con el depredador *C. montrouzieri* se dispersaron de los sitios iniciales de liberación a otros con presencia de CRH (Sagarra y Peterkin, 1999). En las islas caribeñas de St. Kitts, St. Thomas y St. Croix, *A. kamali* redujo las poblaciones de CRH de 90 a 94%, en un período de 20 a 24 meses (Sermeño y Navarro, 2000). En Puerto Rico, la reducción de la plaga alcanzó de 88 a 95%, en donde su presencia y daños se limitaron a especies de *Hibiscus* en áreas urbanas, lo cual se atribuyó al establecimiento de *A. kamali* (Michaud y Evans, 2000; Sermeño y Navarro, 2000). En California, EUA, entre 1999 y 2004 las poblaciones de CRH se redujeron 98% mediante la liberación de tres especies de parasitoides, con niveles de parasitismo de 60 a 90%, principalmente por la actividad de *A. kamali* (Roltsch *et al.*, 2006). En Egipto, Abd-Rabou (2005) liberó *A. kamali* en plantaciones de uva y reportó niveles de parasitismo de 68 a 76%. Esto significa que *A. kamali* es un agente de control clave para el manejo de las poblaciones de *M. hirsutus*.

En Mexicali, Baja California, México, *M. hirsutus* se detectó en 1999 (Roltsch *et al.*, 2000), y en 2004 en Bahía de Banderas, Nayarit (SAF, 2004) y Puerto Vallarta, Jalisco. Con base en los resultados exitosos de programas de control biológico en otros países, el gobierno Mexicano implementó la liberación del depredador *C. montrouzieri* y los parasitoides *A. kamali* y *G. indica* para el control de la CRH en los estados de Nayarit y Jalisco.

En Bahía de Banderas, Nayarit, al inicio del establecimiento de *M. hirsutus* sus principales hospederos fueron la teca (*Tectona grandis* L.), guanábana (*Annona muricata* L.), guayaba (*Psidium guajava* L.), naranja (*Citrus sinensis* L.), carambola (*Averrhoa carambola* L.), yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam.) y mango (*Mangifera indica* L.), además de varias especies de maleza y árboles silvestres; sin embargo las mayores densidades poblacionales se registraron en los árboles de teca.

Aún cuando se ha logrado disminuir las poblaciones de CRH, resalta la falta de estudios en condiciones de campo, donde se compare la contribución relativa o el impacto de cada uno de los enemigos naturales liberados en el control de CRH (Kairo *et al.*, 2000). Por lo antes expuesto, se planteó como objetivo evaluar el parasitismo natural e inducido de *A. kamali* sobre *M. hirsutus*, en brotes de teca infestados artificialmente con CRH.

4.3. MATERIALES Y MÉTODO

4.3.1. Ubicación del Área de Estudio

El trabajo se realizó en la plantación de teca los Medina III, de seis años de edad y una superficie de siete hectareas, ubicada a 20° 45' 16" de Latitud Norte y 105° 16' 47" de Longitud Oeste, en el ejido San Vicente, municipio de Bahía de Banderas, Nayarit.

4.3.2. Preparación de las Unidades Experimentales

Debido a la importancia cuarentenaria de la CRH, las pruebas con las infestaciones artificiales se realizaron en bolsas de tela de organza para prevenir la diseminación de la plaga. Para ello se seleccionaron 40 árboles de teca y de cada uno se seleccionó un brote, con una longitud de 15 a 20 cm y hojas terminales de 5 cm, a una altura de 1.2 a 1.5 m. En cada brote se eliminaron los insectos presentes con un pincel y después se cubrieron con una bolsa de tela de organza de 50 X 60 cm, la cual se cerró al término de esta actividad. Se colectaron ovisacos de CRH en frutos de guanábana de una plantación localizada en el ejido de la Cruz de Huanacastle, municipio de Bahía de Banderas, Nayarit, a 5 km al noroeste de la

plantación de teca. Los ovisacos se revisaron en el laboratorio bajo un microscopio para eliminar huevos de insectos depredadores u otros piojos harinosos y se aislaron en cápsulas de gelatina. Cada brote de teca se infestó con tres ovisacos de CRH, los que se colocaron entre las dos hojas terminales, antes de cerrar nuevamente las bolsas de organza.

La densidad de CRH por brote se estimó mediante un conteo realizado 15 días después de la emergencia. En esta ocasión se eliminaron los brotes con mielecilla, fumagina y contaminación por otros piojos harinosos, y se seleccionaron sólo 18 brotes, en los cuales se logró establecer la CRH.

4.3.3. Tratamientos

Se aplicaron tres tratamientos nueve días después del conteo inicial (a los 35 días después de la infestación artificial), sobre ninfas de tercer instar y adultos de CRH. El primer tratamiento consistió en mantener cerradas las bolsas y registrar el crecimiento poblacional de CRH, sin la presencia de enemigos naturales que afectaran su desarrollo (exclusión de enemigos naturales (EXEN)); en el segundo tratamiento las bolsas se mantuvieron abiertas en el extremo superior, lo que permitió el libre acceso de los enemigos naturales (LAEN) presentes en la plantación (parasitismo natural) a la colonia de CRH; el tercer tratamiento consistió en introducir en las bolsas de organza con la CRH tres hembras y tres machos del parasitoide *A. kamali* (INAK), de dos días de emergidos (parasitismo inducido); las bolsas se cerraron nuevamente (parasitismo inducido). Los parasitoides se obtuvieron del laboratorio de reproducción de organismos benéficos ubicado en el municipio de Bahía de Banderas, operado por el área de control biológico de la campaña contra la CRH, Dirección General de Sanidad Vegetal, SENASICA-SAGARPA.

Se estableció un diseño experimental completamente al azar, y la unidad experimental consistió de un brote de teca infestado artificialmente con un promedio inicial de 250.1 ± 56.1 cochinillas; cada tratamiento consistió de seis repeticiones.

4.3.4. Variables Evaluadas

En cada brote de teca se registró la cantidad de ninfas, hembras adultas y ovisacos de CRH, a los 15 y 30 días después de aplicados los tratamientos. En los brotes donde se permitió el acceso de enemigos naturales y aquellos donde se liberó el parasitoide, también se cuantificó el número de momias de *A. kamali* y de otros parasitoides presentes. A los 30 días después de aplicados los tratamientos también se recolectaron las momias de los insectos parasitados y se colocaron en cápsulas de gelatina. Este material se mantuvo en el laboratorio a temperatura ambiente para colectar los adultos parasitoides emergidos, los cuales fueron conservados en alcohol al 70%. También se recolectaron los depredadores observados en los brotes infestados. Para evitar el escape de los insectos, se introdujo parte del cuerpo del muestreador en la bolsa de organza durante el conteo, a continuación se cerró perfectamente; de la misma manera se manipularon con cuidado los brotes y los insectos para no dañarlos.

4.3.5. Análisis Estadístico

Los conteos de las densidades poblacionales de CRH (ninfas y hembras) se analizaron con el procedimiento de modelos mixtos (PROC MIXED) para mediciones repetidas en el tiempo, con la estructura de covarianza ARH(1) seleccionada de acuerdo con los criterios AICC (Criterio de Información de Akaike) y BIC (Criterio de Información Bayesiano) (Littell *et al.*, 1998; SAS Institute Inc., 2004). Se utilizó la opción LSMEANS para calcular las medias por mínimos cuadrados (por tratamiento, por tiempo e interacción), y la opción SLICE para realizar pruebas de efectos simples de los tratamientos para cada fecha de muestreo; por último, se hicieron comparaciones de los tratamientos mediante contrastes con el apoyo del programa estadístico SAS 9.1 (SAS Institute Inc., 2004).

4.4. RESULTADOS y DISCUSIÓN

El parasitoide *A. kamali* disminuyó la población de CRH en los brotes de teca 30 días después de su introducción en las bolsas de campo ($F=6.17$, gl 2, 45,

p=0.0043), en cambio la población de CRH se incrementó en los brotes donde se excluyó a los enemigos naturales y en aquellos donde se permitió su acceso. También se presentó diferencia en la densidad poblacional de CRH a los 15 y 30 días (F=5.57, gl 2, 45, p=0.0069), y se observó interacción entre los tratamientos y los tres períodos de registro (F=2.38, gl 4, 45, p=0.0653).

En el conteo realizado 15 días después de la aplicación de los tratamientos se registró una disminución general de CRH (Figura 4.1). En los brotes con EXEN la población disminuyó 47.3%, y en aquellos brotes con LAEN la disminución fue de 40.9%. En cambio, la mayor reducción se registró en los brotes con INAK con 72.3%. En los tres casos, 50.0% de la reducción se atribuye a la mortalidad natural de los machos de la CRH, debido a que éstos no se alimentan y viven pocos días; además, la relación sexual es de aproximadamente 1 a 1.4 machos por cada hembra (Persad y Khan, 2002; Meyerdirk *et al.*, 2003).

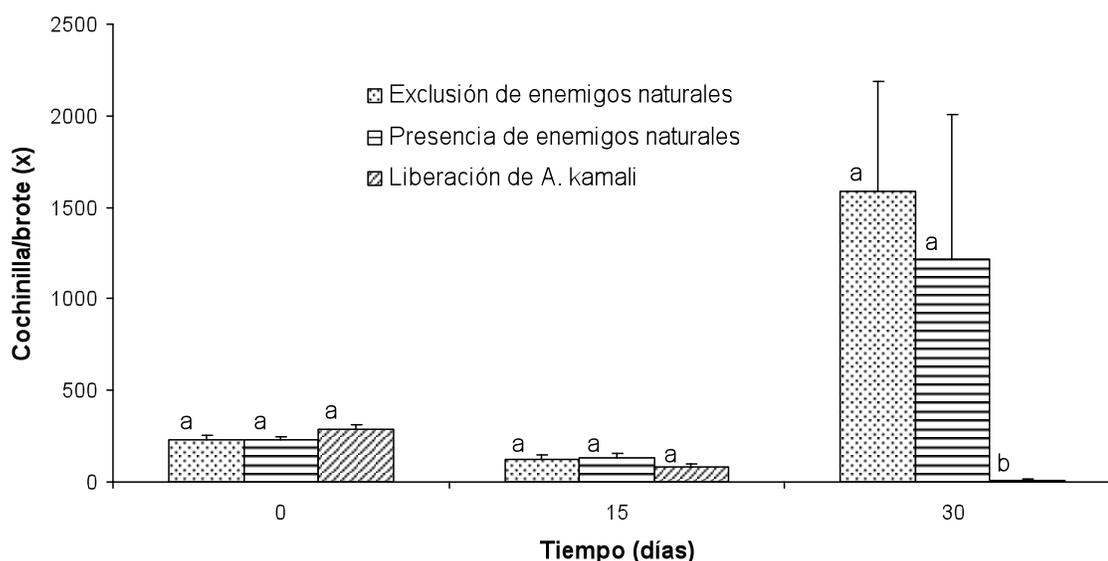


Figura 4.1. Densidad promedio de la CRH (ninfas y adultos) en brotes de teca en pruebas de exclusión de enemigos naturales y parasitismo inducido con *A. kamali*, después de aplicados los tratamientos. Las líneas verticales indican el error estándar y las letras indican la significancia estadística.

En los brotes con bolsa cerrada, con EXEN y en el tratamiento con INAK, se observó abundante mielecilla a los 15 días, la cual ocasionó un rápido desarrollo de

fumagina, que pudo interferir con el crecimiento adecuado de la CRH y la actividad de los parasitoides; sin embargo, en el segundo de estos tratamientos se registró un promedio de 11.1 momias, lo que significó que la actividad de *A. kamali* fue responsable de la disminución de la población en más de 22.0%. Esta disminución de CRH es menor que el 79.3% de reducción registrado en ramas de *Hibiscus rosa-sinensis* L. en Trinidad, ocasionado por la actividad del parasitoide *A. kamali* en un tiempo de 19 días, con la presencia del depredador *Cycloneda sanguinea* (L.) (Morais, 1998). Por otro lado, en el tratamiento con LAEN se registró un promedio de 3.6 momias por brote y se detectó la presencia del coccinélido depredador *Diomus* sp., sin embargo, el control ejercido por estos enemigos naturales contribuyó de forma incipiente a la reducción de la plaga. Parte de ello se pudo haber debido a que en estos brotes también se observó la presencia de hormigas, las cuales realizaron labores de limpieza y no permitieron la acumulación de mielecilla ni el desarrollo de fumagina, además de interferir con la actividad de los enemigos naturales.

En el conteo realizado a los 30 días se observó diferencia significativa en la densidad poblacional de CRH entre los tratamientos (Figura 4.1). La mayor población se presentó en los brotes con EXEN, y fue 6.7 veces superior que la densidad inicial, constituida por 96.8% de ninfas, 0.6% de hembras y 2.5% de ovisacos. Estos datos manifiestan la alta capacidad reproductiva y de adaptación de *M. hirsutus*, que de no presentarse algún factor que regule sus poblaciones puede afectar seriamente a las plantas. En Egipto la CRH causó daños severos sobre *Hibiscus* spp., algodón, mora y otros hospederos (Bartlett, 1978; Sagarra y Peterkin, 1999). En Puerto Rico, las infestaciones iniciales de CRH ocasionaron que 80.0% de los brotes de *Hibiscus* sp. murieran en poco tiempo (Michaud y Evans, 2000).

La misma tendencia de crecimiento de CRH se presentó en los brotes con LAEN; sin embargo, en contra de lo esperado, fue similar estadísticamente con la población del tratamiento con EXEN. La población fue 5.3 veces mayor que la densidad inicial, constituida por 99.8% de ninfas, 0.01% de hembras adultas y 0.1% de ovisacos. Por tanto, la actividad de los enemigos naturales presentes no afectó de manera significativa el crecimiento poblacional de CRH, ya que a pesar de ser menor a la registrada en el tratamiento con exclusión de enemigos naturales, no influyeron

de manera importante en su incremento. Un factor detrimental a la actividad de los enemigos naturales pudo ser la alta población de hormigas, observada en 50.0% de los brotes. Las hormigas protegen a los piojos harinosos de sus enemigos naturales, a cambio de tomar la mielecilla que excretan. Esta simbiosis interfiere en la efectividad de los enemigos naturales (Bartlett, 1978; González-Hernández *et al.*, 1999a). Bach (1991) reporta que la hormiga *Pheidole megacephala* (F.) mostró una relación mutualista con la escama *Coccus viridis* Green (Hemiptera: Coccidae), en donde las poblaciones más altas de la escama se presentaron en plantas de *Pluchea indica* (L.) que mostraban hormigas, asimismo, la tasa de mortalidad por parasitismo y otros factores fueron muy bajos. En plantaciones de piña los piojos harinosos *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) y *Dysmicoccus neobrevipes* (Beardsley) son atendidos por varias especies de hormigas, principalmente *P. megacephala*, las cuales interfieren en la actividad del parasitoide *Anagyrus ananatis* Gahan (Hymenoptera: Encyrtidae) (González-Hernández *et al.*, 1999a). En el presente trabajo, no obstante de la presencia de hormigas y de los hiperparasitoides *Signiphora* sp., *Chartocerus* sp. (Hymenoptera: Signiphoridae), *Cheiloneurus* sp., *Prochiloneurus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae) y *Aprostocetus minutus* Howard (Hymenoptera: Eulophidae), el parasitismo natural registrado fue de 64 momias por brote, 30 días después de abrir las bolsas de organza, lo cual sugiere que los parasitoides presentes en la región respondieron al incremento poblacional de CRH. También, se encontró un menor promedio de ovisacos por brote en comparación con el tratamiento donde se excluyó a los enemigos naturales, lo cual afecta el potencial reproductivo de la CRH, y pudo ser ocasionado por la actividad de los depredadores coccinélidos observados (*Diomus* sp.).

Los parasitoides observados en los brotes con LAEN durante el estudio fueron *A. kamali* y *G. indica*. En el conteo realizado a los 30 días se registró la presencia de 61.1 y 5.9% de adultos de *A. kamali* y *G. indica*, respectivamente, sin embargo del material colocado en cápsulas de gelatina la proporción de parasitoides primarios emergidos fue baja (Figura 4.2) y ya no se presentó *G. indica*. Estos resultados sugieren que la actividad de los parasitoides primarios en el control de la CRH fue afectada por la presencia de las hormigas y los hiperparasitoides nativos. Roltsch *et*

al. (2006) reportan que el impacto de los hiperparasitoides nativos sobre las especies de parasitoides primarios introducidos, particularmente *A. kamali*, fue considerable durante el segundo año del programa de control de la CRH en California, con valores de 30.0 a 60.0%, por *Marrieta* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) y en menor grado por *Chartocerus* sp., sin embargo, en los años posteriores estos valores disminuyeron debido a que el hiperparasitismo guarda una relación denso-dependiente con las densidades absolutas de CRH y de los parasitoides primarios.

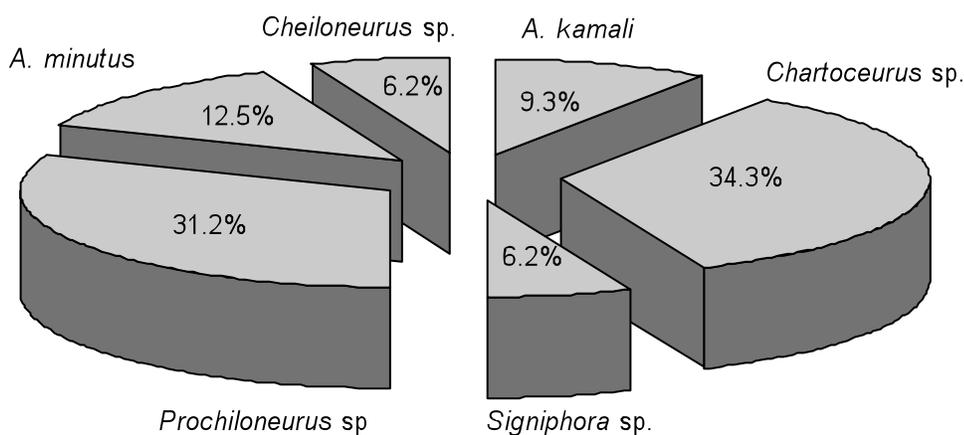


Figura 4.2. Proporción de parasitoides emergidos de las momias de CRH colectadas en los brotes de teca con libre acceso de enemigos naturales, en Bahía de Banderas, Nayarit.

La densidad poblacional más baja de CRH se presentó en los brotes con INAK, la cual fue significativamente diferente con los registros de los brotes con EXEN ($F=11.29$, gl 1, 45, $p=0.0016$). La actividad del parasitoide ocasionó una disminución de 96.5% en la población de CRH con respecto a la población inicial. A los 30 días después de aplicados los tratamientos la densidad poblacional de CRH estaba formada por 81.9% de ninfas y 18.1% de ovisacos. Sermeño y Navarro (2000) encontraron resultados similares en las islas caribeñas de St. Kitts, St. Thomas y St. Croix por la liberación de *A. kamali* al ambiente, sin embargo, en estas islas las disminuciones se registraron en un período de 20 a 24 meses. El tiempo de evaluación en el presente trabajo fue de un mes, por lo tanto la variación en el tiempo de impacto del parasitoide pudo ser influida por las condiciones en que se desarrolló

el estudio, como las bolsas de tela de organza y la población de CRH en los brotes de teca compuesta por ninfas de tercer instar y hembras en preoviposición, los cuales son los estados preferidos por el parasitoide (Sagarra y Vincent, 1999). Además, Sagarra *et al.* (2000b) indican que en condiciones de campo *A. kamali* puede parasitar un menor número de huéspedes para evitar eliminarlos y así asegurar el futuro de su descendencia, lo cual proporciona una regulación continua a largo plazo. En los brotes con INAK se registró un promedio de 76.2 momias por brote, con un máximo de 138 momias por brote. En tres de estas unidades experimentales se presentó la eliminación de la población de CRH, y en las otras tres la reducción poblacional de la plaga varió de 77.4 a 99.0%. Estos resultados coinciden con los obtenidos en Puerto Rico, el Caribe y California, donde el parasitoide *A. kamali* ocasionó disminuciones poblacionales de la CRH de 88.0 a 99.0% (Sermeño y Navarro, 2000; Roltsch *et al.*, 2006).

Aunque en el presente estudio se utilizaron bolsas de tela para aislar los brotes de teca, los resultados indican el potencial que tiene *A. kamali* como agente de control biológico de *M. hirsutus*. Además, advierte de la capacidad que tienen las hormigas de reducir la efectividad de las campañas de control biológico, al interferir en la actividad de los enemigos naturales. Por lo que es importante implementar estrategias para reducir la densidad poblacional de las hormigas, antes de realizar las liberaciones de los enemigos naturales en los programas de control biológico.

4.5. CONCLUSIONES

El parasitoide *A. kamali* reguló el crecimiento poblacional de la cochinilla rosada del hibisco en los brotes de teca cuando se introdujo a las bolsas de tela de organza en condiciones de campo. La disminución promedio de la plaga fue de 96.5%, en un periodo de 30 días.

El parasitismo natural en el tratamiento de los brotes de teca con libre acceso de los enemigos naturales fue incipiente en la regulación de la plaga, ya que no evitó su incremento, lo cual se atribuye a la interferencia de las hormigas y al impacto negativo de los hiperparasitoides.

CAPÍTULO CINCO

Enemigos naturales de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green, en Nayarit y Jalisco, México

5.1. RESUMEN

El depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y los parasitoides *Anagyrus kamali* Moursi y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal son los enemigos naturales más utilizados en programas de control biológico de la cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green, a nivel internacional; sin embargo es importante conocer el complejo de especies nativas que pueden contribuir a la regulación de CRH. Por tanto, en el presente estudio se identificaron los enemigos naturales nativos de la CRH en tres municipios del estado de Nayarit y tres de Jalisco, México; adicionalmente se estimó la abundancia de los parasitoides nativos e introducidos y los porcentajes de parasitismo. Las especies de depredadores más abundantes fueron *Azia orbigera* Mulsant, *Hyperaspis wickhami* Casey y *Ceraeochrysa* sp. Los parasitoides nativos detectados fueron *Acerophagus papayae* Noyes y Schauff y ocho especies de parasitoides secundarios, como *Aprostocetus minutus* Howard, *Signiphora* sp., *Signiphora hyalinipennis* Girault y *Chartocerus* sp. Los porcentajes de parasitismo variaron de 6.0 a 48.0% para Nayarit y 18.0 a 36.0% para Jalisco. *A. kamali* fue responsable de casi el 100% de CRH parasitada en Bahía de Banderas, Compostela, Acaponeta, Tomatlán y Cihuatlán. Mientras que *G. indica* registró 60.0% de parasitismo en Puerto Vallarta. Los porcentajes de hiperparasitismo variaron de 11.7 a 49.0% en los dos estados.

5.2. INTRODUCCIÓN

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), se distribuye en regiones tropicales y subtropicales del mundo (Sagarra y Peterkin, 1999). Afecta a más de 200 hospederos incluidos en 70 familias (Padilla, 2000; Meyerdirk *et al.*, 2003) y ocasiona problemas económicos por

el daño directo en las plantas y por su importancia cuarentenaria (Kairo *et al.*, 2000; Cermeli *et al.*, 2002). Los métodos de combate físicos y químicos tienen un éxito limitado en el control de la CRH (Cermeli *et al.*, 2002; Persad y Khan, 2002). Sin embargo, en su hábitat nativo *M. hirsutus* es raramente una plaga y se mantiene en niveles bajos sin llegar al nivel de daño económico, debido a la presencia de enemigos naturales eficientes (Goolsby *et al.*, 2002).

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. El grupo de parasitoides comprende más de 20 especies en seis familias de Hymenoptera (Kairo *et al.*, 2000; Meyerdirk *et al.*, 2003). Kairo *et al.* (2000) mencionan que las especies más importantes de parasitoides de *M. hirsutus* son *Anagyrus kamali* Moursi, *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal, *Anagyrus dactylopii* Howard, *Anagyrus aegyptiacus* Moursi, *Leptomastix phenacocci* Compere (Hymenoptera: Encyrtidae) y *Allotropa* sp. nr. *mecridae* Walker (Hymenoptera: Platygasteridae); entre los depredadores destacan *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, *Scymnus coccivora* Ayyar, *Scymnus* sp. nr. *nubilis* Mulsant, *Scymnus conformis* Jordan y *Brumus suturalis* Fabricius (Coleoptera: Coccinellidae).

Maconellicoccus hirsutus se detectó en febrero de 2004 en el municipio de Bahía de Banderas, Nayarit (SAF, 2004), afectando plantaciones de teca (*Tectona grandis* L.), guanábana (*Annona muricata* L.), guayaba (*Psidium guajava* L.) mango (*Mangifera indica* L.), yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam.), carambola (*Averrhoa carambola* L.), naranja (*Citrus sinensis* L.), diversas especies de maleza y árboles silvestres en áreas marginales. Por lo que la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV-SENASICA-SAGARPA) a través del Comité Estatal de Sanidad Vegetal en Nayarit (CESAVENAY) y la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR-SEMARNAT) iniciaron acciones de combate a través del control legal (cuarentena de la zona infestada), físico y mecánico (poda y quema de brotes infestado), químico (aplicación de insecticidas) y biológico (liberación de enemigos naturales exóticos) para contener las poblaciones de la CRH y evitar su diseminación. El control biológico se basó en liberaciones inundativas del depredador *C. montrouzieri* y el parasitoide *A. kamali*, así como de un número reducido de liberaciones del parasitoide *G. indica*. Hasta

septiembre de 2007, la cantidad de organismos benéficos liberados por la campaña de combate de la CRH fue de 6,430,000 *C. montrouzieri*, 9,468,723 *A. kamali* y 81,600 *G. indica* (Programa de Control Biológico de la CRH, DGSV, comunicación personal).

A pesar de estas acciones, a finales del mismo año se encontró CRH en áreas marginales sobre arbustos o árboles de concha (*Acacia macracantha* Humboldt y Bonpland ex), parota (*Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb.), majahua (*Hibiscus elatus* Swartz), entre otros, y en plantaciones de guanábana en el municipio de Puerto Vallarta, Jalisco. Para mediados del 2005, se detectó en plantaciones de guanábana del municipio de Compostela, Nayarit. En el 2006 se detectaron brotes de *M. hirsutus* en las zonas urbanas de los municipios Santiago Ixcuintla, Ruiz, Tuxpan, Rosamorada, Tecuala y Acaponeta, en Nayarit. En el 2007 se reportó en los municipios de Tomatlán y Cihuatlán, en Jalisco. Actualmente, además de los estados de Baja California, Nayarit y Jalisco, se reporta CRH en Oaxaca y Quintana Roo.

Los enemigos naturales introducidos, *C. montrouzieri* y *A. kamali*, lograron disminuir las poblaciones de *M. hirsutus* en la zona inicial de infestación y en otros municipios donde esta plaga se ha establecido. Sin embargo, resalta la falta de estudios que permitan conocer el complejo de enemigos naturales nativos que pueden contribuir al control permanente de la CRH o que pueden estar interactuando con los enemigos naturales introducidos. Por tanto, los objetivos del presente trabajo fueron identificar los enemigos naturales nativos de la CRH en los estados de Nayarit y Jalisco, estimar la abundancia de éstos y de los introducidos en diferentes hospederos de tres municipios de cada estado, así como conocer los porcentajes de parasitismo.

5.3. MATERIALES Y MÉTODO

5.3.1. Área de Estudio

El estudio se realizó en los municipios de Bahía de Banderas, Compostela y Acaponeta en Nayarit; Puerto Vallarta, Tomatlán y Cihuatlán en Jalisco.

5.3.2. Búsqueda de Enemigos Naturales

El primer periodo de colectas se realizó de agosto de 2004 a mayo de 2006 en los municipios de Bahía de Banderas y Puerto Vallarta.

En este periodo se realizaron visitas cada dos semanas a diferentes plantaciones de frutales como guanábana, carambolo, yaca, mango, ciruela, guayaba y naranja; forestales de teaca y plantas silvestres como parotas, majaguas, conchas, entre otras, en áreas marginales, infestadas con la CRH. En cada sitio se colectaron los insectos depredadores que se observaron alimentándose de huevos, ninfas o adultos de CRH y se conservaron en frascos con alcohol al 70%; además se colectaron en bolsas de papel brotes y frutos con momias de CRH. El material se trasladó al Laboratorio de Reproducción de Organismos Benéficos de la Cochinilla Rosada ubicado en el pueblo de Valle de Banderas, Bahía de Banderas, Nayarit, donde con un microscopio estereoscópico se revisaron las momias de CRH, aquellas que no presentaban orificio de salida se colocaron en cápsulas de gelatina para esperar la posible emergencia de adultos parasitoides, los cuales se conservaron en frascos con alcohol al 70%.

Un segundo periodo de colectas se realizó en los meses de agosto y septiembre de 2007 en los seis municipios de Nayarit y Jalisco.

Durante este periodo se contó con el apoyo de los técnicos de la Campaña contra la Cochinilla Rosada en los estados de Nayarit y Jalisco para las colectas. Los sitios de colecta se seleccionaron de acuerdo a los registros de infestación más altos proporcionados por los técnicos. En cada sitio se colectaron brotes y frutos infestados con la CRH, los cuales se colocaron en bolsas de papel y fueron trasladados en una hielera al laboratorio.

El material se revisó con un microscopio estereoscópico. En cada muestra se colectaron 100 momias de CRH y se colocaron individualmente en cápsulas de gelatina, con el objeto de conocer el porcentaje de parasitismo de las diferentes especies de parasitoides. También se colectaron 100 ninfas de tercer instar y hembras, y se colocaron individualmente en cápsulas de gelatina para conocer el porcentaje de parasitismo. Las momias restantes se separaron y colocaron en las cápsulas, para conocer la diversidad de parasitoides en la región. En las muestras

con poca presencia de momias y CRH se colectó todo el material presente, y siguiendo el procedimiento anterior se colocaron individualmente en las cápsulas de gelatina. Todos los parasitoides emergidos se conservaron en alcohol al 70%.

5.3.3. Identificación de los Enemigos Naturales

Los depredadores colectados fueron identificados por la M. en C. Guadalupe García Coapio de la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR-SEMARNAT, México, D. F.), y los parasitoides por el Dr. Alejandro González Hernández de la Universidad Autónoma de Nuevo León (San Nicolás de los Garza, Nuevo León).

5.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.4.1. Depredadores

El grupo de depredadores nativos de *M. hirsutus* detectados en los estados de Nayarit y Jalisco está compuesto por catarinitas de la familia Coccinellidae, aunque también se observó la presencia de larvas depredadoras de las familias Syrphidae y Chrysopidae (Cuadro 5.1).

Cuadro 5.1. Especies de depredadores de la CRH, *Maconellicoccus hirsutus*, en los estados de Nayarit y Jalisco, colectados de agosto 2004 a septiembre 2007.

Orden	Familia	Especie
Coleoptera	Coccinellidae	<i>Olla v-nigrum</i> Mulsant
		<i>Cicloneda sanguinea sanguinea</i> L.
		<i>Brachiacanta decora</i> Casey
		<i>Scymnus huachuca</i> Gordon
		<i>Azya orbiger</i> Mulsant
		<i>Hyperaspis wickhami</i> Casey
		<i>Diomus</i> sp.
Diptera	Syrphidae	<i>Pseudodoris</i> sp.
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysoperla</i> sp.
		<i>Ceraeochrysa</i> sp.

Los coccinélidos constituyen el grupo más diverso e importante de depredadores nativos de la CRH en Nayarit y Jalisco. Las especies que contribuyeron a la regulación de las poblaciones de *M. hirsutus*, debido a su abundancia fueron *Azia orbigera* Mulsant e *Hyperaspis wickhami* Casey (Coleoptera: Coccinellidae), sin embargo también se observó una alta población de larvas de *Ceraeochrysa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae).

En la familia Coccinellidae se ubican los depredadores más importantes de los piojos harinosos, donde destaca *C. montrouzieri*, que se ha utilizado en programas de control biológico de pseudocócidos en diferentes regiones del mundo (Bartlett, 1978). Mani (1989) y Meyerdirk *et al.* (2003) reportan más de 17 especies de coccinélidos depredadores de *M. hirsutus* en la India y Egipto. Sin embargo, el número de especies reportadas en el continente Americano es bajo, debido tal vez a que se han realizado pocos estudios sobre los enemigos naturales nativos, o al poco tiempo que tiene esta plaga de estar presente. Kairo *et al.* (1996) y Morais, (1998) mencionan que en Trinidad se encontró a *Cycloneda sanguinea* L., alimentándose de CRH; por su parte Michaud y Evans, (2000) reportan a *Cycloneda sanguinea limbifer* Casey, *Coelophora inaequalis* (F.), *Diomus* sp., *Scymnus* sp., *Zilus eleutherae* Casey (Coleoptera: Coccinellidae) en Puerto Rico; y en Venezuela Gómez (2007) reporta a *Scymnus* sp. en poblaciones de CRH.

En África, los coccinélidos nativos desempeñaron un papel importante en el control del piojo harinoso de la yuca *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero (Hemiptera: Pseudococcidae), introducido a principios de la década de 1970 (Fabres y Matile-Ferrero, 1980; Biassangama *et al.*, 1989; Obame y Békon, 2005), y del piojo harinoso del mango *Rastrococcus invadens* Williams (Hemiptera: Pseudococcidae), introducido en la década de 1980 (Matokot *et al.*, 1992; Pitan *et al.*, 2000). Las especies de *Hyperaspis* Chrevrolat y *Exochomus* Redtenbacher fueron las más abundantes (Gutiérrez *et al.*, 1988); *Exochomus flaviventris* Mader (Coleoptera: Coccinellidae) afectó la dinámica poblacional de las dos especies de pseudocócidos (Iziquel y Le Rü, 1989; Motokot *et al.*, 1992). En Brasil, Bento *et al.* (2000) reportan a los depredadores *Hyperaspis* sp., *Nephus* sp., y *Diomus* sp. atacando poblaciones

del piojo harinoso *Phenacoccus herreni* Cox y Williams (Hemiptera: Pseudococcidae).

Los depredadores nativos de las familias Syrphidae y Chrysopidae pueden desempeñar un papel limitado en la regulación de las poblaciones de *M. hirsutus*, sin embargo, el tener una fuente de alimentación alterna a sus presas habituales puede ayudar a incrementar sus poblaciones y ocasionar un mayor impacto en la regulación de sus presas naturales. *Chrysoperla* sp. se encontró alimentándose de CRH en Trinidad (Kairo *et al.*, 1996) y Venezuela (Gómez, 2007).

Mani (1989) y Meyerdirk *et al.* (2003) reportan tres especies de crisópidos y cuatro especies de moscas de las familias Drosophilidae y Cecidomyiidae depredando a la CRH en la India, Egipto y Nueva Guinea. En Australia, Goolsby *et al.* (2002) encontraron a *Cacoxenus perspicaz* (Diptera: Drosophilidae) y *Metaeomera* sp. (Lepidoptera: Noctuidae). Kairo *et al.* (1996) y Morais (1998) reportan a los depredadores *Polistes lanio* Fabricius y *Polistes versicolor* Olivier (Hymenoptera: Vespidae) atacando a la CRH en Trinidad.

En África, se encontró depredadores nativos de las familias Syrphidae y Chrysopidae, entre otras, alimentándose de los piojos harinosos *P. manihoti* (Fabres y Matile-Ferrero, 1980; Biassangama *et al.*, 1989) y *R. invadens* (Matokot *et al.*, 1992; Pitan *et al.*, 2000).

En los programas de control biológico de piojos harinosos en África se reporta un mayor complejo de depredadores de *P. manihoti* comparado con *R. invadens*. Esto puede relacionarse con el tiempo de introducción de las dos especies y por lo tanto con el tiempo de interacción de los depredadores nativos con ellas. Algo similar podría ocurrir con la CRH en México, donde los depredadores nativos tienen poco tiempo de contacto con la plaga, por lo que en algunos años es de esperarse que el complejo de depredadores nativos asociados a la CRH se incremente. En este sentido sería importante realizar estudios detallados sobre los enemigos naturales de la CRH y conocer su potencial en la regulación de las poblaciones, asimismo, estudiar los enemigos nativos en otros estados de la República Mexicana donde la CRH tiene poco tiempo de haber ingresado.

5.4.2. Parasitoides

El grupo de parasitoides nativos asociados con *M. hirsutus* en los estados de Nayarit y Jalisco está compuesto por individuos de las familias Encyrtidae, Eulophidae, Aphelinidae y Signiphoridae (Cuadro 5.2). También se colectaron los parasitoides exóticos *A. kamali* y *G. indica*, introducidos para el combate de la CRH.

Cuadro 5.2. Especies de parasitoides asociados con la CRH, *Maconellicoccus hirsutus*, en Nayarit y Jalisco.

Orden	Familia	Especie
Hymenoptera	Encyrtidae	<i>Acerophagus papayae</i> Noyes y Schauff
		<i>Prochiloneurus</i> nr. <i>dactylopii</i> Howard
		<i>Prochiloneurus</i> nr. <i>modestus</i> Timberlake
		<i>Cheiloneurus</i> sp.
	Eulophidae	<i>Aprostocetus minutus</i> Howard
	Signiphoridae	<i>Signiphora hyalinipennis</i> Girault
		<i>Signiphora</i> sp.
		<i>Chartocerus</i> sp.
	Aphelinidae	<i>Marrieta</i> nr. <i>mexicana</i> Howard

El mayor número de especies parasitoides de la CRH detectados pertenecen a la familia Encyrtidae, sin embargo sólo se encontró un parasitoide primario, las otras especies se reportan como parasitoides secundarios o hiperparasitoides. En la familia Signiphoridae se ubicaron tres especies; mientras que de las familias Eulophidae y Aphelinidae se encontró una especie de cada una, todas se reportan como parasitoides secundarios.

5.4.2.1. Encyrtidae

El parasitoide *Acerophagus papayae* Noyes y Schauff (Hymenoptera: Encyrtidae) fue colectado en los municipios de Bahía de Banderas y Acaponeta, en Nayarit. Rosen (1969) menciona que todas las especies del género *Acerophagus* E. Smith son parasitoides primarios de piojos harinosos, y en Puerto Rico Michaud y Evans (2000) reportan la presencia de *Acerophagus nubilipennis* Dozier (Hymenoptera: Encyrtidae) asociado a la CRH.

Acerophagus papayae fue colectado por investigadores mexicanos (González-Hernández *et al.*, 1999) y personal del USDA (United Status Department of Agriculture) en México en 1999, parasitando al piojo harinoso del papayo *Paracoccus marginatus* Williams y Granara de Willink (Hemiptera: Pseudococcidae) (Walker *et al.*, 2003), y se ha empleado en programas de control biológico de este piojo harinoso en algunos países como República Dominicana, República de Palau, entre otros (Muniappan *et al.*, 2006).

Las especies de los géneros *Prochiloneurus* Silvestri y *Cheiloneurus* Westwood son parasitoides secundarios de encirtidos que atacan piojos harinosos. *Prochiloneurus* sp. y *Cheiloneurus inimicus* Compere (Hymenoptera: Encyrtidae) se han encontrado en Venezuela (Gómez, 2007) y Puerto Rico (Michaud y Evans, 2000), respectivamente, asociados con la CRH. La especie *Prochiloneurus* nr. *dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) encontrada en Nayarit y Jalisco, fue reportada por Muniappan *et al.* (2006) en la República de Palau, con niveles bajos de hiperparasitismo sobre los parasitoides *Anagyrus loecki* Noyes, *Pseudleptomastix mexicana* Noyes y Schauff y *A. papayae*, introducidos para el combate de *P. marginatus*; así como por Ceballos y Martínez (2004) en Cuba asociado a piojos harinosos del café.

Por otro lado, Meyerdirk *et al.* (1988) reportan a *Prochiloneurus* sp. en momias de *Nipaecoccus viridis* Newstead (Hemiptera: Pseudococcidae) parasitadas por *Anagyrus indicus* Shafee, Alam & Agarwal (Hymenoptera: Encyrtidae) en el valle del río Jordan. En Hawai se encontró a los piojos harinosos *Dysmicoccus brevipes* Cockerell y *Dysmicoccus neobrevipes* Beardsley (Hemiptera: Pseudococcidae) parasitadas por *Anagyrus ananatis* Gahan (Hymenoptera: Encyrtidae) hiperparasitado por *Prochiloneurus* sp. (González-Hernández *et al.*, 1999b), y en Brasil se obtuvo a *Prochiloneurus* sp de momias de *P. herreni* parasitadas por *Apoanagyrus* (= *Epidinocarsis*) *diversicornis* Howard, *Aenasius vexans* Kerrich y *Acerophagus coccois* Smith (Hymenoptera: Encyrtidae) (Bento *et al.*, 2000).

En África los hiperparasitoides *Prochiloneurus aegyptiacus* Merced, *Prochiloneurus pulchellus* Silvestre y *Cheiloneurus cyanonotus* Waterston (Hymenoptera: Encyrtidae) afectan las poblaciones de los parasitoides primarios

Gyranusoidea tebygi Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae) (Agricola y Fischer, 1991; Matokot *et al.*, 1992) y *Epidinocarsis lopezi* De Santis (Hymenoptera: Encyrtidae) (Iziquel y Le Rü, 1989; Biassangama *et al.*, 1989), que fueron introducidos para el combate de *R. invadens* y *P. manihoti*, respectivamente. Además, *E. lopezi* también es hiperparasitado por *Prochiloneurus bolivari* Mercet (Hymenoptera: Encyrtidae) (Iziquel y Le Rü, 1989; Obame y Békon, 2005).

5.4.2.2. Eulophidae

Aprostocetus minutus Howard (Hymenoptera: Eulophidae) es un parasitoide secundario ampliamente distribuido. Ataca parasitoides de las familias Encyrtidae y Aphelinidae que parasitan cóccidos y pseudocóccidos; algunas veces se ha reportado atacando individuos de Aphidiinae y Pteromalidae que parasitan áfidos (Burks, 1943; LaSalle, 1993).

En el programa de combate de la CRH en Puerto Rico, *A. minutus* se encontró después de la liberación de los parasitoides *A. kamali* y *G. indica* (Michaud y Evans (2000).

5.4.2.3. Signiphoridae

Las especies del género *Chartocerus* Motschulsky son comúnmente parasitoides secundarios de las familias Encyrtidae y Aphelinidae (y quizás otras familias) que atacan Pseudococcidae, Coccidae, Psyllidae y Aphididae; mientras que dentro del género *Signiphora* Ashmead se encuentran especies hiperparasitoides y otras que son consideradas parasitoides primarios de Pseudococcidae, Coccidae, Psyllidae, Diaspididae, Asterolecaniidae, Tachinidae y Drosophilidae (Woolley, 1988).

Signiphora hyalinipennis Girault (Hymenoptera: Signiphoridae) se ubica dentro del grupo Bifasciata, del cual se conoce poco acerca de su biología (Woolley, 1988).

Signiphora sp. se presentó en Venezuela asociada con la CRH en plantas de *Hibiscus* sp., junto con los parasitoides *A. kamali* y *Allotropa* sp. (Gómez, 2007). *Chartocerus* sp., fue reportado en Brasil después de la introducción de *A. diversicornis*, *A. vexans* y *A. coccois* en el programa de control biológico de *P.*

herreni (Bento *et al.*, 2000); y en California atacando al parasitoide *A. kamali* (Roltsch *et al.*, 2006).

Las especies *Chartocerus hyalipennis* Hayat y *Chartocerus subaeneus* Forster (Hymenoptera: Signiphoridae) atacan a los parasitoides *G. tebygi* y *E. lopezi* en África (Biassangama *et al.*, 1989; Matokot *et al.*, 1992; Pitan *et al.*, 2000). Además, Walton y Pringle (2004) reportan la presencia de *C. subaeneus* asociado con enemigos naturales del piojo harinoso *Planococcus ficus* Signoret (Hemiptera: Pseudococcidae).

5.4.2.4. Aphelinidae

Las especies del género *Marrieta* Motschulsky se reportan, en su mayoría, como parasitoides secundarios de hemípteros de importancia económica, incluyendo las familias Diaspididae y Coccidae, entre otras (Hayat, 1986; Myartseva *et al.*, 2001).

Marrieta mexicana Howard (Hymenoptera: Aphelinidae) es un parasitoide secundario que ataca encírtidos que parasitan escamas y algunos géneros de piojos harinosos como *Puto* Signoret y *Pseudococcus* Westwood (Hayat, 1986; Myartseva *et al.*, 2001). Sin embargo, Bernal *et al.* (2001) reportan a *M. mexicana* como un parasitoide de *Coccus pseudomagnoliarum* (Kuwana) (Hemiptera: Coccidae).

Las especies *Marrieta javensis* Howard y *Marrieta leopardina* Motsch (Hymenoptera: Aphelinidae) atacan a los parasitoides *G. tebygi* y *E. lopezi* en África (Iziquel y Le Rü, 1989; Biassangama *et al.*, 1989; Agricola y Fischer, 1991). Por su parte, Roltsch *et al.* (2006) señalan que *Marrieta* sp. es el hiperparasitoide principal de *A. kamali* en California.

5.4.3. Distribución y Abundancia de los Parasitoides

En Nayarit y Jalisco se detectaron ocho especies de parasitoides asociados con la CRH, además de los parasitoides exóticos introducidos.

En los municipios de Bahía de Banderas, Compostela, Acaponeta, Nayarit, y Tomatlán y Cihuatlán, Jalisco, el parasitoide *A. kamali*, liberado por la campaña para

el combate de la CRH, fue el más abundante; en cambio en Puerto Vallarta, Jalisco, se encontró una mayor población de *G. indica* en los dos periodos de muestreo.

La presencia de *G. indica* en poblaciones mayores en Puerto Vallarta con respecto al parasitoide *A. kamali*, y su menor densidad en los otros municipios de Nayarit donde se ha liberado, puede estar relacionada con las zonas donde se realizaron las colectas y su contacto con los insecticidas. En la mayoría de los sitios de colecta en Nayarit las poblaciones de CRH y sus parasitoides están expuestas al contacto con insecticidas, aplicados directamente para el combate de *M. hirsutus* o por contacto accidental cuando se realizan las aplicaciones aéreas por la campaña de moscas de la fruta; en cambio, en Puerto Vallarta la superficie plantada con mango es menor, por lo que se reduce la aplicación de productos químicos y por consiguiente los organismos benéficos tienen menor contacto con ellos, además, la mayoría de las colectas se realizaron en plantaciones de guanábana y en una reserva ecológica donde no se aplican productos químicos.

Los parasitoides secundarios *P. nr. dactylopii*, *P. nr. modestus*, *Cheiloneurus* sp., *A. minutus*, *S. hyalinipennis*, *Signiphora* sp., y *Chartocerus* sp., se presentaron en Bahía de Banderas (en los dos periodos de colecta), Puerto Vallarta (en el primer periodo) y Cihuatlán. El parasitoide primario *A. papayae* se encontró en material colectado en Bahía de Banderas y Acaponeta, mientras que el hiperparasitoide *M. nr. mexicana* se detectó en Cihuatlán.

Aprostocetus minutus fue el parasitoide secundario más abundante en Bahía de Banderas en el primer período (2004-2006) con 26.7% (Figura 5.1), y en el segundo período (agosto-septiembre 2007) se registró una mayor densidad de *S. hyalinipennis* y *Signiphora* sp., con 6.1% (Figura 5.2). En Puerto Vallarta la población de *Chartocerus* sp. fue la más alta con 20.2% en el primer período (Figura 5.3), mientras que en el segundo ya no se registró, y las especies *S. hyalinipennis* y *Signiphora* sp. incrementaron sus densidades en 22.4% (Figura 5.4). En Cihuatlán el parasitoide *A. minutus* fue el más abundante con 27.6% (Figura 5.5).

En Compostela se presentaron los hiperparasitoides *P. nr. dactylopii*, *P. nr. modestus*, *Cheiloneurus* sp., *A. minutus*, *S. hyalinipennis* y *Signiphora* sp., y las dos

especies exóticas introducidas. La abundancia de hiperparasitoides fue baja, con 4.0% para cada grupo presente (signifóridos, encírtidos y eulófidis) (Figura 5.6).

En Acaponeta y Tomatlán se registró la menor cantidad de parasitoides asociados con la CRH. Además de *A. kamali*, en Acaponeta se registró *A. papayae* y *Chartocerus* sp. (Figura 5.7); mientras que en Tomatlán se presentó *G. indica*, *S. hyalinipennis* y *Signiphora* sp. (Figura 5.8). En este último municipio no se habían realizado liberaciones de *G. indica*, por lo que se asume que este parasitoide se introdujo accidentalmente en material vegetal infestado con la CRH.

Michaud y Evans (2000) señalan que además de los parasitoides *A. kamali* y *G. indica*, introducidos para el combate de la CRH en Puerto Rico, se presentaron los hiperparasitoides *A. minutus* y *C. inimus* con el 3.0 y 9.0% de la población de enemigos naturales detectados, respectivamente. Rolstch *et al.* (2006) detectaron a *Marrieta* sp., y *Chartocerus* sp. en California, EUA, afectando las poblaciones de *A. kamali*.

5.4.3.1. Porcentajes de parasitismo

Los porcentajes de parasitismo obtenidos en los seis municipios fueron bajos, con valores de 6.0 a 48.0% para Nayarit y 18.0 a 36.0% para Jalisco (Cuadro 5.3). En ambos casos, el parasitoide *A. kamali* fue responsable de cerca del 100% de la población parasitada de CRH en los municipios de Bahía de Banderas, Compostela, Acaponeta, Tomatlán y Cihuatlán. *G. indica* parasitó sólo 2.0% de la población registrada en Bahía de Banderas y 60.0% en Puerto Vallarta.

Cuadro 5.3. Parasitismo de *Maconellicoccus hirsutus* en los municipios de Nayarit y Jalisco, registrados en agosto y septiembre de 2007.

Municipio	Parasitismo (%)
Bahía de Banderas	13 – 48
Compostela	26 – 29
Acaponeta	6
Puerto Vallarta	18
Tomatlán	36
Cihuatlán	23

Los resultados anteriores indican que *A. kamali* es el parasitoide principal en la regulación de la CRH en Nayarit y Jalisco, mientras que *G. indica* presentó un menor impacto. Esto coincide con lo reportado por Michaud (2002b), quien menciona que *A. kamali* ha sido el parasitoide clave para el combate de *M. hirsutus*, mientras que *G. indica* tiene una importancia secundaria. Asimismo, en los programas de control biológico de *M. hirsutus* en el Caribe y California, EUA, donde se han liberado las dos especies de parasitoides, *A. kamali* ha sido el parasitoide dominante responsable del control de la plaga (Sagarra y Peterkin, 1999; Roltsch *et al.*, 2006; Meyerdirk, 2006). Sin embargo, se debe tomar en cuenta que en el Programa de Control Biológico de la CRH en Nayarit y Jalisco se ha liberado una cantidad mayor de *A. kamali* en comparación con *G. indica*, por lo cual aún no se conoce el verdadero potencial de esta especie en el combate de *M. hirsutus*.

5.4.4. Impacto de los Parasitoides Secundarios

Los porcentajes de hiperparasitismo registrados en Nayarit y Jalisco, en agosto y septiembre de 2007, variaron de 11.7 a 49.0% (Cuadro 5.4).

Cuadro 5.4. Hiperparasitismo en los municipios de Nayarit y Jalisco, registrados de agosto a septiembre de 2007.

Municipio	Hiperparasitismo (%)
Bahía de Banderas	11.7
Compostela	12.0
Acaponeta	12.9
Puerto Vallarta	24.7
Tomatlán	10.5
Cihuatlán	49.2

En los tres municipios de Nayarit estos porcentajes fueron bajos, con valores de 11.7 a 12.9%. En Bahía de Banderas los hiperparasitoides *S. hyalinipennis*, *Signiphora* sp., y *A. minutus* fueron los más abundantes; en Acaponeta el único hiperparasitoide obtenido de momias de *A. kamali* fue *Chartocerus* sp.; mientras que en Compostela se registraron poblaciones similares de los tres grupos de hiperparasitoides presentes (signifóridos, encértidos y eulófidos). En cambio, en los

tres municipios de Jalisco los porcentajes de hiperparasitismo fueron mayores, con valores de 10.5 a 49.2%. En Tomatlán y Puerto Vallarta *S. hyalinipennis* y *Signiphora* sp. fueron las especies más abundantes; mientras que en Cihuatlán lo fue *A. minutus*.

En el programa de control biológico de la CRH en California, EUA, Roltsch *et al.* (2006) reportan 30.0 a 60.0% de hiperparasitismo sobre *A. kamali* un año después de su introducción y aunque se presentó *Chartocerus* sp., el principal hiperparasitoide fue *Marrieta* sp.

En el control biológico de *R. invadens* y *P. manihoti* en África los porcentajes de hiperparasitismos variaron de 67.0 a 100% sobre *G. tebygi* y *E. lopezi* (Matokot *et al.*, 1989; Iziquel y Le Rü, 1989); y a pesar de que los hiperparasitoides fueron responsables de 50.0 a 60.0% de la mortalidad de *G. tebygi*, aparentemente no se afectó su eficiencia en el control del piojo harinoso (Matolok *et al.*, 1989). Sin embargo, Iziquel y Le Rü (1989) y Bento *et al.* (2000) mencionan que es muy difícil determinar el efecto real de los hiperparasitoides en la eficiencia de los parasitoides primarios.

En el presente estudio los porcentajes de hiperparasitismo se estimaron a partir de la densidad poblacional de los parasitoides emergidos en las cápsulas de gelatina, lo cual es una aproximación de la actividad real de los hiperparasitoides en el campo. Aunque no se realizó un estudio detallado para determinar el impacto real del complejo de hiperparasitoides sobre la actividad de *A. kamali*, la presencia de éstos pudo haber afectado la adaptación inicial del parasitoide primario, además de que el incremento en las poblaciones de los hiperparasitoides obligaría a aumentar las cantidades de parasitoides liberados, con lo cual se incrementarían los costos del programa, además puede retrasar el periodo de control de la plaga, con lo cual ésta tiene más posibilidades de dispersarse a nuevas áreas.

5.5. CONCLUSIONES

El complejo de enemigos naturales nativos de la cochinilla rosada en Nayarit y Jalisco está compuesto por depredadores de las familias Coccinellidae, Syrphidae y

Chrysopidae. Las especies más abundantes y que pueden estar contribuyendo en la regulación de las poblaciones de la CRH son los depredadores *A. orbiger*, *H. wikhami* y *Ceraeochrysa* sp. Con respecto al parasitismo se encontró al parasitoide primario *A. papayae* y un complejo de parasitoides secundarios que pueden estar afectando las poblaciones de los parasitoides exóticos introducidos para el control de *M. hirsutus*, entre los que destacan *A. minutus*, *Signiphora* sp., *S. hyalinipennis* y *Chartocerus* sp, además de *M. nr. mexicana*, *P. nr. dactylopii*, *P. nr. modestus* y *Cheiloneurus* sp.

Los porcentajes de parasitismo fluctuaron de 6.0 a 48.0%. El parasitoide *A. kamali* fue responsable de casi el 100% de la población de CRH parasitada, mientras que *G. indica* registró porcentajes de parasitismo importantes (60.0%) sólo en Puerto Vallarta. Asimismo, los porcentajes de hiperparasitismo registrados variaron de 11.7 a 49.0%.

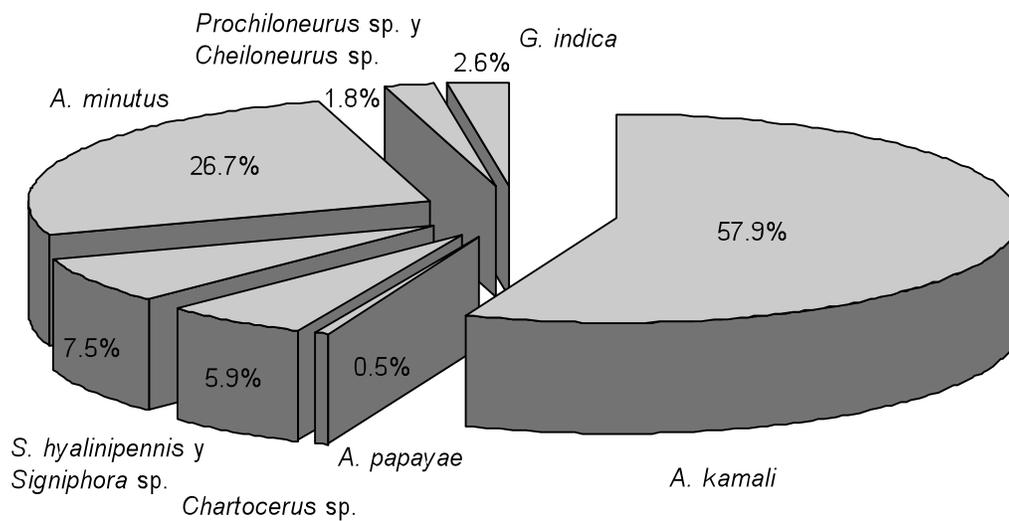


Figura 5.1. Parasitoides asociados con la CRH en Bahía de Banderas, Nayarit, de octubre de 2005 a mayo de 2006.

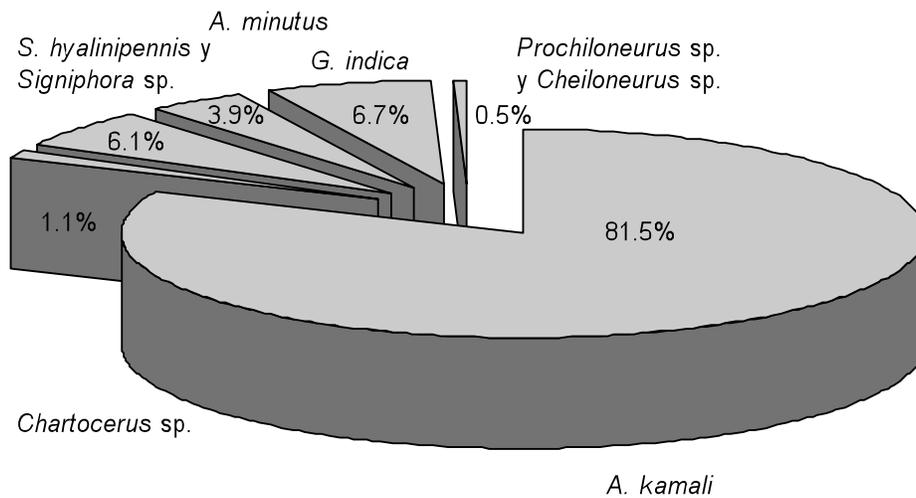


Figura 5.2. Parasitoides asociados con la CRH en Bahía de Banderas, Nayarit, de agosto a septiembre de 2007.

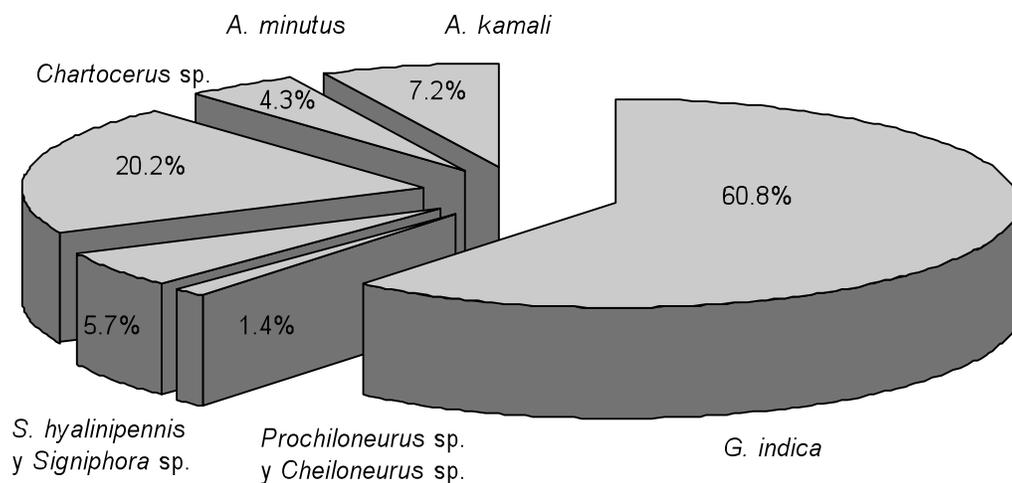


Figura 5.3. Parasitoides asociados con la CRH en Puerto Vallarta, Jalisco, de octubre de 2005 a mayo de 2006.

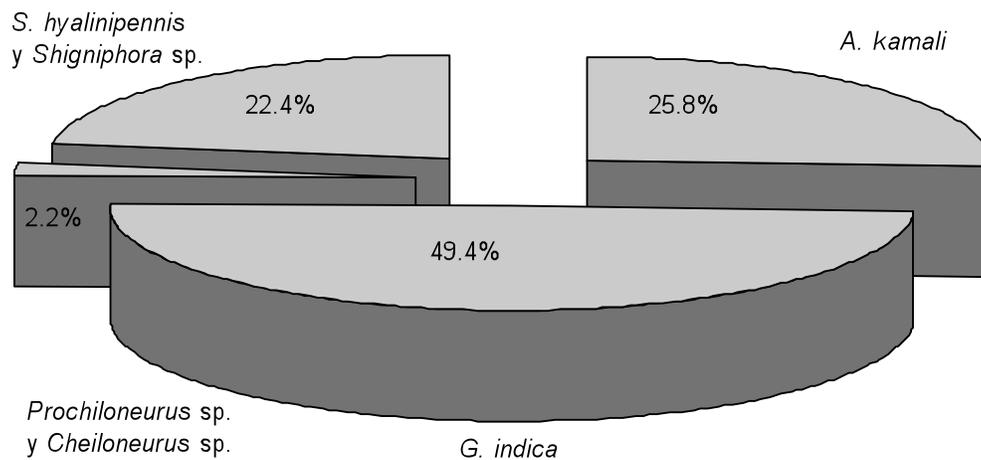


Figura 5.4. Parasitoides asociados con la CRH en Puerto Vallarta, Jalisco, de agosto a septiembre de 2007.

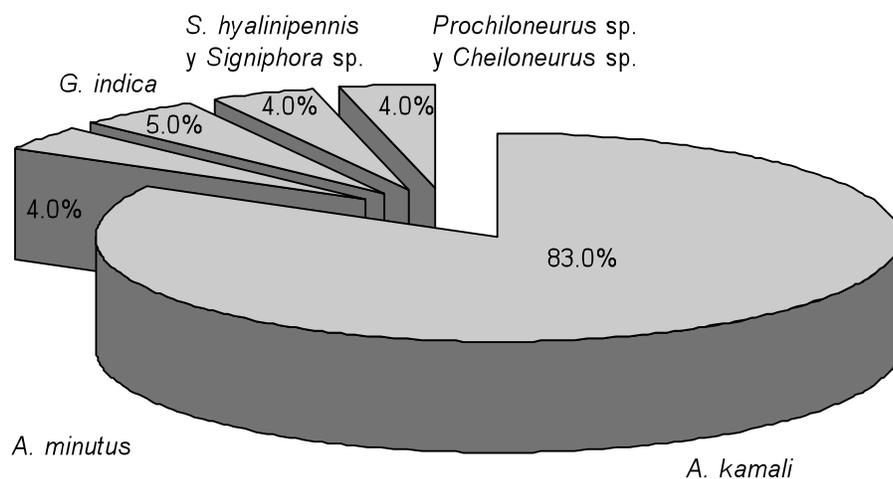


Figura 5.5. Parasitoides asociados con la CRH en Compostela, Nayarit, de agosto a septiembre de 2007.

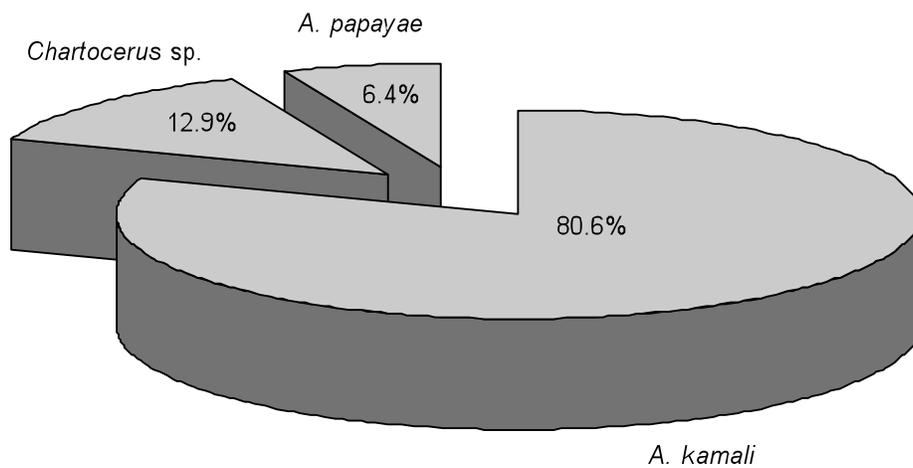


Figura 5.6. Parasitoides asociados con la CRH en Acaponeta, Nayarit, de agosto a septiembre de 2007.

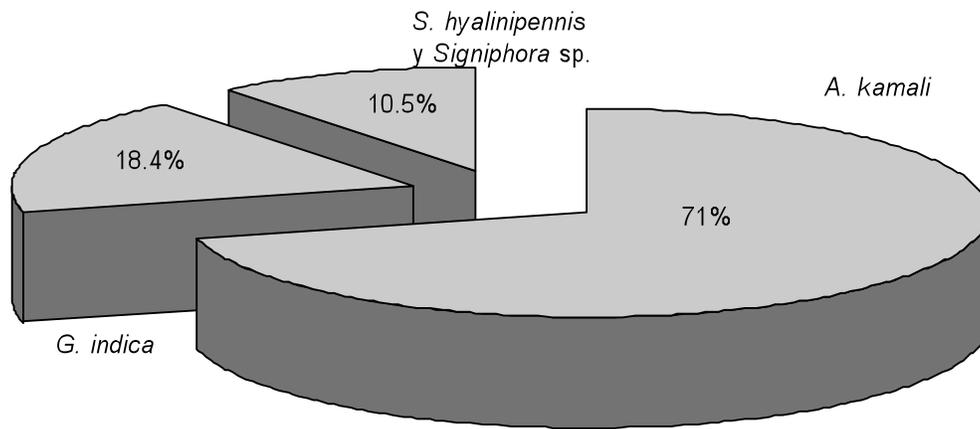


Figura 5.7. Parasitoides asociados con la CRH en Tomatlán, Jalisco, de agosto a septiembre de 2007.

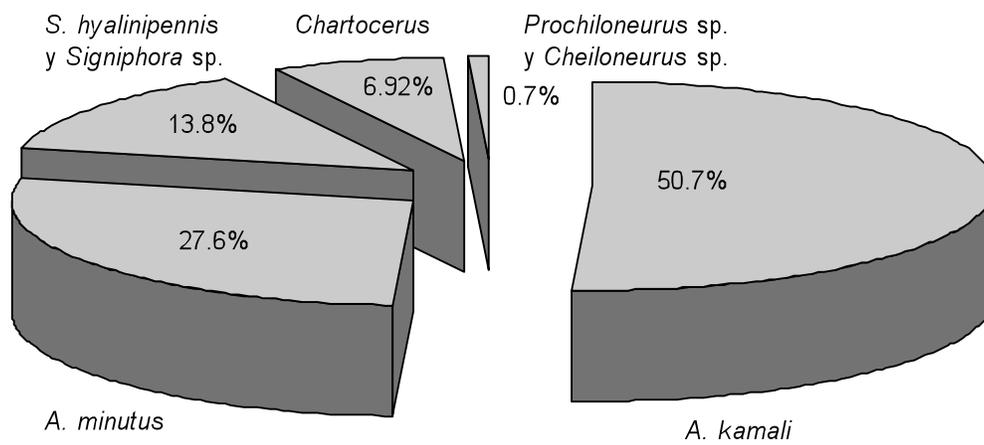


Figura 5.8. Parasitoides asociados con la CRH en Cihuatlán, Jalisco, de agosto a septiembre de 2007.

CONCLUSIONES GENERALES

La cochinilla rosada del hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green, afectó plantaciones forestales (teca) y frutales (guanábana, guayaba, yaca, mango, naranja, carambolo y ciruelo) en Nayarit y Jalisco. Sin embargo, el programa de control biológico implementado por el gobierno mexicano fue exitoso en Bahía de Banderas, Nayarit, y Puerto Vallarta, Jalisco. Las poblaciones de la CRH disminuyeron drásticamente en todos los hospederos de la región y se restringió su presencia, en bajas densidades poblacionales, a algunos hospederos preferenciales como teca, guanabana y guayaba, así como en algunas especies silvestres presentes en las zonas marginales del área agrícola.

La actividad combinada del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y el parasitoide *Anagyrus kamali* Moursi, proporcionó un excelente control de las poblaciones de CRH. El depredador presentó un mayor impacto cuando se desarrollaron altas densidades poblacionales de la CRH, mientras que el parasitoide fue más efectivo cuando las densidades poblacionales de la plaga fueron bajas, principalmente después de la actividad del depredador.

Se considera que el parasitoide *A. kamali* es el enemigo natural clave para la regulación de las poblaciones de CRH a largo plazo, su actividad en los brotes de teca en los experimentos de exclusión, logró disminuir 96.5% la población de CRH en un periodo de 30 días.

Las especies más abundantes de enemigos nativos fueron los depredadores *Azia orbiger* Mulsant, *Hyperaspis wickhami* Casey y *Ceraeochrysa* sp. Entre los parasitoides se encontró al parasitoide primario *Acerophagus papayae* Noyes y Schauff, y un complejo de parasitoides secundarios que pueden estar afectando las poblaciones de los parasitoides exóticos introducidos para el control de *M. hirsutus*, entre los que destacan *Aprostocetus minutus* Howard, *Signiphora* sp., *Signiphora hyalinipennis* Girault y *Chartocerus* sp.

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.
- Agricola, U., and H. U. Fischer. 1991. Hyperparasitism in two newly introduced parasitoids, *Epidinocarsis lopezi* and *Gyranusoidea tebygi* (Hymenoptera: Encyrtidae) after their establishment in Togo. Bulletin of Entomological Research 81: 127-132.
- Akalach, M., E. Fernandez-García, and D. Moore. 1992. Interaction between *Rastrococcus invadens* (Hemiptera: Pseudococcidae) and two natural enemies. Entomophaga 37(1): 99-106.
- Arguedas, M., P. Chaverri, y J. M. Verjans. 2004. Problemas fitosanitarios de la teca en Costa Rica. Recursos Naturales y Ambiente (Costa Rica) 41: 130-135.
- Arredondo, B. H. C. 1999a. Control biológico de la mosca prieta de los cítricos *Aleurocanthus woglumi* Ashby. Ficha Técnica CB-18. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. Dirección General de Sanidad Vegetal. SAGARPA, Tecomán, Colima, México.
- Arredondo, B. H. C. 1999b. *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae). Ficha Técnica CB-21. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. Dirección General de Sanidad Vegetal. SAGARPA, Tecomán, Colima, México.
- Atuahene, S. K. N. 1976. Incidence of *Apate* spp. on young forest plantation species in Ghana. Ghana Forestry Journal 2: 29-35.
- Bach, E. C. 1991. Direct and indirect interactions between ants (*Pheidole megacephala*), scales (*Coccus viridis*) and plants (*Pluchea indica*). Oecologia 87: 233-239.
- Badii, M. H., L. O. Tejada, A. E. Flores, C. E. López, E. R. Cancino y H. Quiróz. 2000. 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.

- Baksha, M. W. 1990. Some major forest insect pests of Bangladesh and their control. Bulletin Forest Entomology. Series No. 1. Forest Research Institute Chittagong. 19 p.
- Balch, R. E. 1958. Control of forest insects. Annual Review of Entomology 3: 449-468.
- Balooni, K. 2000. Programas de inversión en plantaciones de teca: perspectiva desde la India. Unasyva 51(201): 22-28.
- 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.
- Bento, J. M. S., G. J. de Moraes, A. P. Matos, and A. C. Bellotti. 2000. Classical biological control of the mealybug *Phenacoccus herreni* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Northeastern Brazil. Environmental Entomology 29(2): 355-359.
- Bernal, J. S., R. F. Luck, J. G. Morse, and M. S. Drury. 2001. Seasonal and scale size relationships between citricola scale (Hemiptera: Coccidae) and its parasitoid complex (Hymenoptera: Chalcidoidea) on San Joaquin Valley citrus. Biological Control 20(3): 210-221.
- Biassangama, A., B. Le Rü, Y. Iziquel, A. kiyindou y A. S. Bimangou. 1989. L'entomocénose inféodée à la cochenille du manioc, *Phenacoccus manihoti* (Hemiptera: Pseudococcidae), au congo, cinq ans après l'introduction d'*Epidinocarsis lopezi* (Hymenoptera: Encyrtidae). Annales de la Société Entomologique de France 25(3): 315-320.
- Bravo, M. H. 2004. Control biológico en el contexto del MIP. pp: 166-177. *In*: Meza, G. L., N. E. López L., J. Méndez L., E. Mondaca C., y G. Vejar C. (eds.). Memoria del XV Curso Nacional de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Sinaloa, México.
- Briscoe, C. 1995. Silvicultura y manejo de teca, melina y pochote. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Informe Técnico No. 270. Costa Rica. 44 p.
- Buckley, R., and P. Gullian. 1991. More aggressive ant species (Hymenoptera: Formicidae) provide better protection for soft scales and mealybug (Hemiptera: Coccidae, Pseudococcidae). Biotropica 23(3): 282-286.

- Burks, B. D. 1943. The North American parasitic wasp of the genus *Tetrastichus* – A contribution to biological control of insect pests. *Proceedings of the United States National Museum* 93: 505-608.
- Ceballos, V. M., y M. A. Martínez. 2004. Parasitoids of mealybugs on Coffee in Cuba. *Biocontrol News and Information*. Vol. 25. No. 3. Consulta: 21 de septiembre de 2008. En línea: http://www.pestscience.com/Bni25_3/Gennews.htm
- Cermeli, M., P. Morales V., F. Godoy, R. Romero y O. Cárdenas. 2002. Presencia de la cochinilla rosada de la cayena *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae) en Venezuela. *Entomotrópica* 17(1): 103-105.
- Charles, J. G., and D. J. Allan. 2002. An ecological perspective to host-specificity testing of biocontrol agents. *New Zealand Plant Protection* 55: 37-41.
- Chávez, E., y W. Fonseca. 1991. Teca (*Tectona grandis* L.) especie de árbol de uso múltiple en América Central. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Informe Técnico No 179. Costa Rica. 49 p.
- Collier, T., and R. VanSteenwyk. 1994. A critical evaluation of augmentative biological control. *Biological Control* 31(2): 245-256.
- Coto, D., y J. L. Saunders. 2004. Insectos plagas de cultivos perennes con énfasis en frutales en América Central. Serie Técnica. Manual Técnico 52. CATIE. Costa Rica. 400 p.
- Crowder, D. W. 2007. Impact of release rates on the effectiveness of augmentative biological control agents. 11 p. *Journal of Insect Science* 7:15. Consulta: 19 de diciembre de 2007. En línea: www.insectscience.org/7.15
- Dabral, S. L., and P. W. Amin. 1975. Poor fruit formation in teak in Chanda forest of Maharastra. *Indian Forester* 101(10): 616-620.
- Dhanarajan, G. 1976. Some observations on the teak collar ring borer *Endoclita gmelina* (Lepidoptera: Hepialidae) in northwestern Malaysia. *Malaysian Forester* 39(4): 214-223.
- Elevitch, C. R., and H. I. Manner. 2006. *Artocarpus heterophyllus* (jackfruit). 17 p. In: Elevitch, C. R. (ed.). *Species Profiles for Pacific Island Agroforestry*. Permanent Agriculture Resources (PAR), Holualoa, Hawaii. Consulta: 13 de abril de 2008. En línea: www.traditionaltree.org

- Eluwa, M. C. 1979. Biology of *Lixus camerunus* Kolbe (Coleoptera: Curculionidae): a major pest of the edible veronias (Compositae) in Nigeria. *Revue de Zoologie Africaine* 93(1): 223-240.
- Etienne, J. 1999. Controle biologique de la cochenille de l'hibiscus, en Guadeloupe. Folleto. Institut Nacional de la Recherche Agronomique (INRA). Guadeloupe. 12 p.
- Erkilic, L., and H. Demirbas. 2007. Biological control of citrus insect pests in Turkey. *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources* 2, No. 056. CABI Publishing. 6 p. Consulta: 13 de septiembre de 2008. En línea: <http://www.cababstractsplus.org/cabreviews>
- Fabres, G., and D. Matile-Ferrero. 1980. Les entomophages inféodés à la cochenille du manioc, *Phenacoccus manihoti* (Hemiptera: Pseudococcidae) en République Populaire du Congo. Les composantes de lentomocénose et leurs interrelations. *Annales de la Société Entomologique de France* 16(4): 509-515.
- Ferron, P., and J. P. Deguine. 2005. Crop protection, biological control, habitat management and integrated farming. *Agronomy for Sustainable Development* 25: 17-24.
- 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.
- Fu, C. A. A., H. González H, y K. M. Daane. 2005. Los piojos harinosos de la Vid. Libro técnico 9. SAGARPA. INIFAP. México. 212 p.
- Garza, G. E. 1996. Reseña histórica del control biológico y programas que se desarrollan en México. pp: 1-12. *In: Memoria del II Curso de Actualización en Control Biológico*. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. Colima, México.
- Gautam, R. D. 1996. Multiplication and use of exotic coccinellids. Technical Manual. St. Austin, Trinidad. Caribbean Agricultural and Development Institute (CARDI). Technical Bulletin Series TB9626-TO3.

- Gautam, R. D. 2003. Classical biological control of pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in the Caribbean. *Plant Protection Bulletin* 55: 1-8.
- Gautam, R. D., W. De Chi, M. Lessey, R. Ali and P. Phagoo. 1996. A note on the economics of chemical control versus biological control of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green). pp: 37-43. *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.
- Gautam, R. D., W. De Chi, and M. Lessey. 1998. Preliminary studies on inoculative releases of Australian beetle, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant and another Indian ladybird, *Scymnus coccivora* Aiyar against pink mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) at Point Fortin. pp: 25-29. *In*: Persad, C., and D. Johnston (Eds.). Management Strategies for the Control of the Hibiscus Mealybug. Proceedings of the 1st Seminar on the Hibiscus Mealybug. Centeno, Trinidad and Tobago.
- Gautam, R. D., R. N. Pilgrim., and V. E. Stewart. 2000. The pink mealybug. Protocols for the Protection of Agricultural Production and Trade. The Systems Approach (SA). The Caribbean Agricultural Research and Development Institute (CARDI). Trinidad. 53 p.
- 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. Consulta: 22 de septiembre de 2008. En línea: <http://investigación.unefm.edu.ve/memorias2007/memoriasunefm2007/4.Cs.AgroyMarOrales.pdf>
- González, A. G., C. Font, y E. Miranda. 2002. *Planococcus minor* (Maskell), vector del virus estriado del plátano (BSV). *Fitosanidad* 6(2): 47-48.
- González, R. H. 2003. Manejo cuarentenario de chanchitos blancos de pomáceas en Chile (Hemiptera: Pseudococcidae). *Revista Fruticola* 24(3): 89-98.
- González-Hernández, H., M. W. Johnson, and N. J. Reimer. 1999a. Impact of *Pheidole megacephala* (F.) (Hymenoptera: Formicidae) on the biological control of *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Homoptera: Pseudococcidae). *Biological Control* 15: 145-152.

- González-Hernández, H., N. J. Reimer, and M. W. Johnson. 1999b. Survey of the natural enemies of *Dysmicoccus* mealybugs on pineapple in Hawaii. *BioControl* 44: 47-58.
- González-Hernández, H., J. A. Villanueva-Jiménez, y D. R. Miller. 1999. Parasitoides del piojo harinoso de la papaya *Paracoccus marginatus* Williams and Granara de Willink (Homoptera: Pseudococcidae) en México, pp. 142-143. *In: Memorias del XXII Congreso Nacional de Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Noviembre de 1999, Montecillo, Edo. de México, México.
- 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.
- Goolsby, J. A., A. A. Kirk, and D. E. Meyerdirk. 2002. Seasonal phenology and natural enemies of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Australia. *Florida Entomologist* 85(3): 494-498.
- Gould, W. P., and A. Raga. 2002. Pests of guava. pp: 295-313. *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.
- Gutierrez, A. P., P. Neuenschwander, F. Schulthess, H. R. Herren, J. U. Baumgaertner, B. Wermelinger, B. Löhr, and C. K. Ellis. 1988. Analysis of biological control of cassava pests in Africa. II. Cassava mealybug *Phenacoccus manihoti*. *Journal of Applied Ecology* 25: 921-940.
- Hayat, M. 1986. Notes on some species of *Marrieta* (Hymenoptera: Aphelinidae), with a key to world species. *Colemania* 2: 1-18.
- Heidari, M., and M. J. W. Copland. 1992. Host finding by *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccidellidae) a predator of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). *Entomophaga* 37(4): 621-625.
- Hodges, G. 2006. Pest Alert. Pink Hibiscus Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green. Consulta: 15 de enero de 2008. En línea: <http://www.doacs.state.fl.us/pi/enpp/ento/phm.html>

- Hutacharern, C. 1990. Forest insect pests in Thailand. pp: 75-79. *In*: Hutacharern, C., K. G. MacDicken, M. H. Ivory, and K. S. S. Nair (eds.). Pests and diseases of forest plantations Proceedings of the IUFRO Workshop. RAPA Publication 1990/9. FAO, Bangkok.
- IMP of Alaska. 2003. Technical Bulletin. Biological Control Series: *Cryptolaemus montrouzieri*. Consulta: 15 de agosto de 2005. En línea: <http://impofalaska.homestead.com/files/Cryptolaemus.html>
- Iziquel, Y., and B. Le Rü. 1989. Influence de l'hyperparasitismo sur les populations d'un hymenoptère Encyrtidae, *Epidinocarsis lopezi*, parasitoide de la cochenille du manioc *Phenacoccus manihoti* introduit au Congo. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 52: 239-247.
- 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* Moursi (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., G. V. Pollard, D. D. Peterkin, and V. F. López. 2000. Biological control of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Caribbean. *Integrated Pest Management Reviews* 5: 241-254.
- LaSalle, L. 1993. North American genera of Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae). *Journal of Natural History* 28: 109-236.
- Le Rü, B., P. Silvie, and B. Papierok. 1985. L'Entomophthorale *Neozygites fumosa* pathogene de la cochenille du manioc, *Phenacoccus manihoti* (Homoptera: Pseudococcidae), en République Populaire du Congo. *Entomophaga* 30(1): 23-29.

- Le Rü, B., Y. Iziquel, A. Biassangama, and A. Kiyindou. 1991. Variations d'abondance et facteurs de regulation de la cochenille du manioc *Phenacoccus manihoti* (Homoptera: Pseudococcidae) cinq ans après l'introduction d'*Epinocarsis lopezi* (Hymenoptera: Encyrtidae) parasitoïde néotropical au Congo en 1982. *Entomophaga* 36(4): 499-511.
- 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.
- Littell, R. C., P. R. Henry, and C. B. Ammerman. 1998. Statistical analysis of repeated measures data using SAS procedures. *Journal of Animal Science* 76: 1216-1231.
- Luckmann, W. H., and R. L. Metcalf. 1975. The pest-management concept. pp: 3-35. *In*: Metcalf R. L., and W. H. Luckmann (eds.). Introduction to Insect Pest Management. John Wiley & Sons, Inc. New York, EUA.
- 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.
- Maldonado G. y D. Louppe. 2000. Desafíos para la teca en Côte d'Ivoire. *Unasyva* 51(201): 36-44.
- Mani, M. 1989. A review of the pink mealybug – *Maconellicoccus hirsutus* (Green). *Insect Science and its Application* 10(2): 157-167.
- Manner, H. I., R. S. Buker, V. E. Smith, D. Ward, and C. R. Elevitch. 2006. *Citrus* (citrus) and *Fortunella* (Kumquat). 35 p. *In*: Elevitch, C. R. (ed.). Species Profiles for Pacific Island Agroforestry. Permanent Agriculture Resources (PAR), Holualoa, Hawaii. Consulta: 13 de abril de 2008. En línea: www.traditionaltree.org
- Mathew, G. 1990. Biology and Ecology of the teak trunk borer *Cosus cadambae* Moore and its possible control. Report 68. Kerala Forest Research Institute. Kerala, India. 41 p.
- Matokot, L., G. Reyd, P. Malonga, and B. Le Rü. 1992. Dynamique des populations de *Rastrococcus invadens* (Hemiptera: Pseudococcidae) au Congo; influence de l'introduction accidentelle du parasitoïde asiatique *Gyranusoidea tebygi* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Entomophaga* 37(1): 123-140.

- 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: 23 octubre de 2005. En línea: <http://www.nappo.org/Reports/Rep03/Am-Rept03-e.pdf>
- McComie, D. L. 1996. Status of the hibiscus (Pink) mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Green) programme in Trinidad. pp: 12-18. *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.
- McComie, D. L., S. Gosine and P. Siew. 1996. Preliminary field assessment of the impact of the Australian ladybird *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant on hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Green) populations in Trinidad. pp: 54-69. *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.
- 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.
- Meyerdirk, D. E. 2006. Biological control of the pink hibiscus mealybug in the Caribbean, Belize, Bahamas and United States. pp: 4-14. *In*: González, H. H., y F. García V. (eds.). Simposio Internacional de Control Biológico de la Cochinilla Rosada del Hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Sociedad Mexicana de Control Biológico. Sinaloa, México.
- Meyerdirk, D. E., S. Khasimuddin, and M. Bashir. 1988. Importation, colonization and establishment of *Anagyrus indicus* (Hymenoptera: Encyrtidae) on *Nipaecoccus viridis* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Jordan. *Entomophaga* 33(2): 229-237.
- Meyerdirk D. E., R. Warkentin, B. Attavian, E. Gersabeck, A. Francis, M. Adams, and G. Francis. 2003. Manual del proyecto para el control biológico de la cochinilla rosada del hibisco. Traducción al español por el IICA en acuerdo con el USDA. USDA-IICA. San José, Costa Rica.
- Michaud, J. P. 2002a. Classical biological control: A critical review of recent programs against citrus pests in Florida. *Annals of the Entomological Society of America* 95(5): 531-540.

- Michaud, J. P. 2002b. 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.
- Michaud, J. P., and G. A. Evans. 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., C. W. McCoy, and S. H. Futch. 2002. Ladybeetles as biological control agents in citrus. 4 p. University of Florida. Document HS-873. Consulta: 29 de julio de 2005. En línea: <http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/HS/HS13800.pdf>
- Milán, V. O., E. Rijo C., y E. Massó V. 2005. Introducción, cuarentena y desarrollo de *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant) en Cuba. *Fitosanidad* 9(3): 69-76.
- Mills, N. 2005. Classical biological control of codling moth: the California experience. pp: 126-131. *In*: M.S. Hoddle (compiler). Second International Symposium on Biological Control of Arthropods, Davos, Switzerland, September 12-16. USDA Forest Service Pub. FHTET-2005-08, VOL. 1.
- Moore, D. 2004. Biological control of *Rastrococcus invadens*. *Biocontrol News and Information* 25 (1): 17N-27N.
- Morais, M. 1998. Releases of the parasitic wasp *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae) in the field to control pink mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae) and preliminary results on efficacy. pp: 44-49. *In*: Management Strategies for the Control of the Hibiscus Mealybug. Persad C. and D. Johnston (eds.). Proceedings of the 1st Seminar on the Hibiscus Mealybug. Centeno, Trinidad and Tobago.
- 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.
- Murali, B. R. K., L. Geetha L., and S. Uthamasamy. 1999. Comparative biology and predatory potential of Australian ladybird beetle (*Cryptolaemus montrouzieri*) on *Planococcus citri* y *Dactylopius tomentosus*. *Indian Journal of Agricultural Sciences* 69(8): 605-606.

- Murali, B. R. K., T. R. Srinivasan, K. Muthumeena, S. Muthulakshmi, and N. R. Mahadevan. 2002. Life-table of Australian ladybird beetle (*Cryptolaemus montrouzieri*) feeding on mealybugs (*Maconellicoccus hirsutus* and *Dactylopius tomentosus*). *Indian Journal of Agricultural Sciences* 72(1): 54-56.
- Myartseva, S. N., and E. Ruíz-Cancino. 2001. Mexican species of parasitoid wasp of the genus *Marietta* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Florida Entomologist* 84(2): 293-297.
- Nair, K. S. S. 2001. Pest outbreaks in tropical forest plantations: Is there a greater risk for exotic tree species. Center for International Forestry Research (CIFOR). SMK Grafika Desa Putera, Indonesia. 74 p.
- Nair, K. S. S., and Sumardi. 2000. Insect pests and diseases of major plantation species. pp: 15-38. *In: Insect pests and diseases in Indonesian forests: An assessment of the major threats, research efforts and literature.* Center for International Forestry Research (CIFOR). SMK Grafika Desa Putera, Indonesia.
- Nakasone, H. Y., and R. E. Paull. 1998. *Tropical fruits.* CABI International. New York, USA. 365 p.
- Noyes, J. S., and Hayat M. 1994. Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini (Hymenoptera: Encyrtidae) with a world review of the Encyrtidae used in classical biological control and an index of encyrtid parasitoids of mealybugs. CAB International on Behalf of the Natural History Museum, London UK. 560 p.
- Obame, D., and A. K. Békon. 2005. Etude de l'entomofaune associée à la cochenille du manioc *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero, en Côte d'Ivoire. *Tropicicultura* 23(3): 136-140.
- Obrycki, J. J., and T. J. Kring. 1998. Predaceous coccinellidae in biological control. *Annual Review of Entomology* 43: 295-321.
- Ooi, P. A. C., A. Winotai, and J. E. Peña. 2002. Pests of minor tropical fruits. pp: 315-330. *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.
- Orr, D. B., and C. P. Suh. 2000. Parasitoids and predators. pp: 3-34. *In: Rechcigl, J. E., and N. A. Rechcigl (eds.). Biological and Biotechnological Control of Insect Pest.* Lewis Publishers. Washington. D.C.

- Padilla, M. R. 2000. Bioecología de la cochinilla rosada y su riesgo de ingreso en Honduras. *Manejo Integrado de Plagas* 57: 10-22.
- Pandey D., y C. Brown. 2000. La teca: Una visión global. *Unasyuva* 51(201): 3-13.
- Pearce, K. G., and S. Hanapi. 1984. *Acherontia lachesis* – a new pest of teak (*Tectona grandis*) in Malaysia. *Malaysian Forester* 47: 80-81.
- Pell, J. K., J. Eilenberg, A. E. Hajek, and D. C. Steinkraus. 2001. Biology, ecology and pest management potential of Entomophthorales. pp: 71 – 153. *In*: Butt, T. M., C. Jackson, and N. Magan (eds.). *Fungi as biocontrol agents*. CABI Publishing. Wallingford, UK.
- Peña, J. E., and F. D. Bennett. 1995. Arthropods associated with *Annona* spp. in the neotropics. *Florida Entomologist* 78: 329-349.
- Peña, J. E., H. Nadel, M. Barbosa-Pereira, and D. Smith. 2002. Pollinators and pest of *Annona* species. pp: 197-221. *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.
- Perales, G. M. A., y H. C. Arredondo B. 1998. Generalidades de *Chrysoperla* con énfasis en *C. rufilabris* Burmeister (Neuroptera: Chrysopidae). Ficha Técnica CB-10. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. Colima, México.
- Persad, A., and A. Khan. 2000. The effect of five insecticides on *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homoptera: Pseudococcidae) and its natural enemies *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae), and *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant and *Scymnus coccivora* Aiyar (Coleoptera: Coccinellidae). *International Pest Control* 42(5): 170-173.
- 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.
- 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.

- 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.
- Pioro, B. 2006. Mealybug invades Grand Cayman. Caymanian Compass, Cayman FreePress. 22 June, 2006. Consulta: 15 de enero de 2008. En línea: <http://www.caycompass.com/cgi-in/CFPnews.cgi?ID=1014261#commnts>
- Pitan, O. O. R., T. A. Akinlosotu, and J. A. Odebiyi. 2000. Impact of *Gyranusoidea tebygi* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae) on the mango mealybug *Rastrococcus invadens* Williams (Homoptera: Pseudococcidae) in Nigeria. *Biocontrol Science and Technology* 10(3): 245-254.
- Phillips, P., R. Bekey, and G. Goodall. 1987. Argentine ant management in cherimoyas. *California Agriculture* 41: 8-9.
- Ramana, M. G., and T. Ramesh B. 1996. Seasonal fluctuation of mealybug population on custard apple and grape. *Journal Research ANGRAU* 24(2): 87-91.
- Ramesh, B. T., and K. M. Azam. 1987. Biology of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coccinellidae: Coleoptera) in relation with temperature. *Entomophaga* 32(4): 381-386.
- Roltsch, W. J., D. E. Meyerdirk, and R. Warkentin. 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.
- Roltsch, W. J., D. E. Meyerdirk, R. Warkentin, E. R. Address, and K. Carrera. 2006. Classical biological control of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), in southern California. *Biological Control* 37: 155-166.
- Rosen, D. 1969. A systematic study of the genus *Acerophagus* E. Smith with descriptions of new species (Hymenoptera: Encyrtidae). *Hilgardia* 40(2): 41-72.
- Sadof, C. 1995. Know your friends: Mealybug destroyer. *Midwest Biological Control News*, II (5). Consulta: 7 de noviembre de 2005. En línea: <http://www.entomology.wisc.edu/mbcn/mbcn205.html>

- SAF. 2002. La cochinilla rosada (CR) en Florida (EU). Noticias sobre brotes de plagas del Sistema de Alerta Fitosanitaria de la NAPPO, 20 de junio de 2002. Consulta: 15 de enero de 2008. En línea: <http://www.pestalert.org/viewArchNewsStory.cfm?nid=193>
- 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: 14 de septiembre de 2005. En línea: <http://www.pestalert.org/viewArchNewsStory.cfm?nid=297>
- SAGARPA-SENASICA. 2004. Minuta de la décima primera reunión plenaria. Subcomisión de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. Sala de Juntas, Dirección General de Sanidad Vegetal. México.
- Sagarra, L. A. 1999. Biology and behaviour of the parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi (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* Moursi (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. 2000a. Immune response of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), to oviposition of the parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae). *Journal of Insect Physiology* 46: 647-653.
- Sagarra, L. A., C. Vincent, N. F. Peters, and R. K. Stewart. 2000b. Effect of host density, temperature, and photoperiod on the fitness of *Anagyrus kamali*, a parasitoid of the hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 96: 141-147.
- Sagarra, L. A., C. Vincent., and R. K. Stewart. 2001a. Suitability of nine mealybug species (Hemiptera: Pseudococcidae) as hosts for the parasitoid *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Florida Entomologist* 84(1): 112-116.

- Sagarra, L. A., C. Vincent., and R. K. Stewart. 2001b. Body size as an indicator of parasitoid quality in male and female *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Bulletin of Entomological Research* 91: 363-367.
- SAS Institute. 2004. SAS/ STAT® 9.1 User's Guide. SAS Institute Inc. Cary, N.C. 5121 p.
- 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.
- Smith, H. S. 1919. On some phases of insect control by the biological method. *Journal of Economic Entomology* 12: 288-292.
- Smith, D., and J. E. Peña. (2002). Tropical citrus pests. pp: 57-101. *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.
- Souissi, R. 1999. The influence of the host plant of the cassava mealybug *Phenacoccus manihoti* on the plant and host preferences of its parasitoid *Apoanagyrus lopezi*. *Biological Control* 15: 64-70.
- Steinhaus, E. A. 1949. *Principles of insect pathology*. Mc Graw-Hill Book Company, INC. New York. 757 p.
- Stern, V. M., R. F. Smith, R. Vanden Bosh, and K. S. Hagen. 1959. The integrated control concept. *Hilgardia* 29: 81-101.
- Trujillo, A. J. 1990. Control biológico de plagas agrícolas para México. pp: 49-52. *In*: Montes, R. J. (ed.). *Control biológico de plagas y enfermedades*. Programa de Tecnología Apropriada (Praxis). Guadalajara, México.
- USDA-APHIS. 1998. Pink hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Green). International Institute of Tropical Forestry. Río Piedras, Puerto Rico. 14 p.

- Vaclav, E., and J. Skoupy. 1972. Growing of teak (*Tectona grandis* L. f.) in Bangladesh. *Silvaecultura Tropica et Subtropica* 2: 11-28.
- Van Driesche, R. G., and T. S. Bellow, Jr. 1996. *Biological control*. Chapman and Hall. New York. 539 p.
- 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.
- Varma, R. V., T. V. Sajeev, and V. V. Sudheendrakumar. 2007. Pest susceptibility of *Tectona grandis* under intensive management practices in India. *Journal of Tropical Forest Science* 19(1): 46-49.
- Vázquez, A. M. C. 1980. Forest protection at the forest experiment station "El Tormento". *Ciencia Forestal* 5: 49-58.
- Waite, G. K. 2002. Pest and pollinators of mango. pp: 103-129. *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.
- Walker, A., M. Hoy, and D. Meyerdirk, 2003. Papaya mealybug, *Paracoccus marginatus* Williams and Granara de Willink (Insecta: Hemiptera: Pseudococcidae). University of Florida. Document EENY-302. Consulta: 22 de septiembre de 2008. En línea: <http://edis.ifas.efl.edu/pdf/IN/IN57900.pdf>
- Walton, V. M., and K. L. Pringle. 2004. Vine mealybug, *Planococcus ficus* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae), a key pest in South African vineyards. A review. *South African Journal of Enology and Viticulture* 25(2): 54-62.
- 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.
- Weaver P. 1993. *Tectona grandis* L. f. Teak. Department of Agriculture, Service, Southern Forest Experiment Station. SO-ITF-SM-64. New Orleans, U.S.A. 18 p.
- Williams, D. J., and G. W. Watson. 1988. The Mealybug (Pseudococcidae). Part 2. The Scale Insects of the Tropical South Pacific Region. CAB International Institute of Entomology. Wallingford. 260 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.
- Woolley, J. B. 1988. Phylogeny and classification of the Signiphoridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). Systematic Entomology 13: 465-501.
- 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, M. S. Serrano, R. A. Franqui, J. E. Oliver, J. A. Klun, J. R. Aldrich, D. E. Meyerdirk, and S. L. Lapointe. 2004. Sex pheromone of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*, contains an unusual cyclobutanoid monoterpene. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 101(26): 9601-9606.