



**EDUCACIÓN**  
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



Instituto Tecnológico de La Cuenca del Papaloapan

**TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO**  
**INSTITUTO TECNOLÓGICO DE LA CUENCA DEL PAPALOAPAN**

**CONTROL BIOLÓGICO DEL GUSANO COGOLLERO**  
**(*Spodoptera frugiperda*) MEDIANTE EL USO DEL**  
**PARASITOIDE *Telenomus remus***

**Tesis que presenta:**

**JEANTY ANNE VELÈNE**

**Como requisito parcial para obtener el título de:**

**INGENIERÍA EN AGRONOMÍA**

**Tuxtepec, Oaxaca.**  
**Agosto de 2019**

Av. Tecnológico No. 21, San Bartolo Tuxtepec, Oax.  
Tel. 01 (287) 8753926, 8754015, e-mail: dir\_cpapaloapan@tecnm.mx  
[www.tecnm.mx](http://www.tecnm.mx) | [www.itcuencap.edu.mx](http://www.itcuencap.edu.mx)





San Bartolo, San Juan Bautista Tuxtepec, Oaxaca, a 20 de septiembre de 2019

**ASUNTO:** Dictamen de tesis aprobada

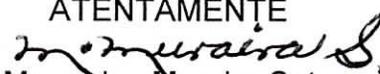
**ING. ANTELMO PRADO LEAL**

**JEFE DEL DEPARTAMENTO DE INGENIERIAS**

**P R E S E N T E**

El comité de revisión de tesis del C. Jeanty Anne Velène asignado por la Academia del Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan de San Bartolo, San Juan Bautista, Tuxtepec, Oaxaca, integrado por los C.C. Mercedes Muraira Soto, Vicente Villar Zarate y Sergio Rodríguez Roy, habiéndose reunido a fin de evaluar la tesis titulada "Control biológico del gusano cogollero (*spodoptera frugiperda*) mediante el uso del parasitoide *Telenomus remus*", que se presenta como requisito parcial para obtener el título de Ingeniero en Agronomía, de acuerdo con las normas de elaboración de tesis de licenciatura y posgrado vigentes en el instituto; dictamino su **AUTORIZACIÓN** para ser presentado en el Examen Profesional correspondiente.

  
Vicente Villar Zarate  
SECRETARIO

ATENTAMENTE  
  
Mercedes Muraira Soto  
DIRECTOR

  
Sergio Rodríguez Roy  
VOCAL





INSTITUTO TECNOLÓGICO DE  
LA CUENCA DEL PAPALOAPAN



Colegio de  
Postgraduados

COLEGIO DE POSTGRADUADOS  
CAMPUS MONTECILLO.

CONTROL BIOLÓGICO DEL GUSANO COGOLLERO (*Spodoptera frugiperda*)  
MEDIANTE EL USO DEL PARASITOIDE *Telenomus remus*

JEANTY ANNE VELÈNE

No. de control: 15810002

ASESOR INTERNO:  
M. A. E. MERCEDES MURAIRA SOTO

ASESOR EXTERNO:  
Dr. J. REFUGIO LOMELI FLORES

PERIODO DE REALIZACIÓN:

FEBRERO – JULIO 2019

SAN BARTOLO, TUXTEPEC, OAX. AGOSTO DEL 2019

El presente trabajo de tesis, de la C. ANNE VELÈNE JEANTY, denominado Control biológico del gusano cogollero (*spodoptera frugiperda*) mediante el uso del parasitoide *Telenomus remus*, que se desarrolló en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, fue revisado y aprobado por el:

DIRECTORA INTERNA DE TESIS

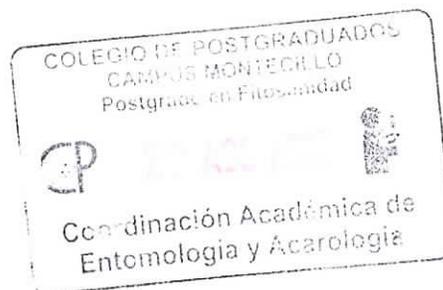


M. A. E. MERCEDES MURAIRA SOTO



DIRECTOR EXTERNO DE TESIS

DR. J. REFUGIO LOMELÍ FLORES



CO-DIRECTORA EXTERNA DE TESIS

ING. JANNET JARALEÑO TENIENTE

AGOSTO DEL 2019

La presente tesis, del C. ANNE VELÈNE JEANTY, denominada control biológico del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) mediante el uso del parasitoide *Telenomus remus*, que se desarrolló en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, fue revisado y aprobado para su impresión por el Honorable jurado integrado por:

DIRECTORA

M. A. E. MERCEDES MURAIRA SOTO



SECRETARIO

ING. VICENTE VILLAR ZARATE



VOCAL

ING. SERGIO RODRÍGUEZ ROY



AGOSTO DEL 2019

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Colegio de Postgraduados campus Montecillo por haberme facilitado la estadía durante la cual desarrollé este proyecto.

Al Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan que me permitió conocer a varias personas y vivir muchas experiencias mientras me formaba como profesionista de una carrera que me apasiona.

A los gobiernos de Haití y de México por los programas de financiamiento que emanaron de sus acuerdos y que permitieron la realización de mis estudios de Ingeniería.

A todos los profesores que tuve a lo largo de mi vida (La Ruche, CFOJ, ITCP...), de alguna manera soy en gran parte el producto de la educación y formación recibidas de ellos.

A todo el equipo del Laboratorio de Control Biológico que facilitó mi integración y me apoyaba cada que lo necesitaba. En especial a Jannet Teniente y al Dr. J. Refugio Lomelí Flores que me orientaron en el desarrollo de este trabajo y la elaboración de la tesis.

A la M. A. E. Mercedes Muraira Soto, como asesora, por haber estado al pendiente de mi estadía y ayudar en la revisión de la tesis.

A los biólogos Mario Mancilla Moreno y María Alejandra Guadalupe Rendón Rojas, por haberme acompañado en la realización de muchos trámites relacionados con mis estudios y por su apoyo en general.

## **DEDICATORIA**

Primero a Dios por regalarme siempre determinación, paciencia y una sonrisa en todos los momentos de la vida, y por permitirme cumplir siempre todo lo que me he propuesto.

A mi amor eterno, mi padre Jean Venor Jeanty† por haber inculcado a mí y a muchas otras personas la importancia de la educación y una buena formación; por la vida que me dio y su carácter que heredé. Este trabajo es tuyo, tú que siempre supiste sacar lo mejor de mí.

A mi querida madre, Marie Violène Lagrenade que me ha enseñado valentía, fe y confianza en mí misma; que siempre estuvo allí en cada paso que he dado guiándome y siendo una amiga.

A mis hermanos en especial Max Warens Jeanty por ser el hermano ideal con su apoyo incondicional, por darme el ejemplo de responsabilidad, determinación y valor familiar y Carl Billy Jeanty por permitirme aprender de él a pesar de ser mi hermano menor.

A Jovensky Jeune por ser la mejor compañía, mi alma gemela.

A mis amigos por coincidir en esta vida.

## CONTENIDO

	Página
AGRADECIMIENTOS .....	vi
DEDICATORIA .....	vii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT.....	xvi
1. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1. OBJETIVOS.....	4
1.1.1. Objetivo general .....	4
1.1.2. Objetivos específicos .....	4
1.2. HIPÓTESIS.....	5
2. MARCO TEÓRICO .....	6
2.1. EL GUSANO COGOLLERO <i>Spodoptera frugiperda</i> .....	6
2.1.1. Distribución geográfica .....	6
2.1.2. Taxonomía de <i>Spodoptera frugiperda</i> .....	6
2.1.3. Ciclo de vida.....	8

2.1.4. Principales daños en cultivos.....	8
2.1.5. Importancia económica.....	10
2.1.6. Tácticas de control.....	10
2.1.7. Parasitoides de <i>Spodoptera frugiperda</i> .....	12
2.1.8. <i>Trichogramma</i> en el control de <i>Spodoptera frugiperda</i> .....	12
2.2. <i>Telenomus remus</i> (NIXON) (HYMENOPTERA: PLATYGASTRIDAE)	14
2.2.1. Origen.....	14
2.2.2. Taxonomía.....	14
2.2.3. Importancia.....	15
2.2.4. Biología y ecología.....	15
2.2.5. Ciclo de vida.....	16
2.2.6. Especies parasitadas por <i>Telenomus remus</i> .....	18
2.2.7. Historial de <i>Telenomus remus</i> como agente de control biológico.....	19
2.2.8. Propuestas para liberaciones de <i>Telenomus remus</i> .....	21
2.3. CRÍA DE <i>Telenomus remus</i> .....	22
2.3.1. Antecedentes.....	22
2.3.2. Factores abióticos en la cría.....	22

2.3.3. Huéspedes para cría .....	23
2.3.4. Métodos de cría.....	24
2.3.5. Alternativas para producción masiva .....	25
3. MATERIALES Y MÉTODOS .....	28
3.1. MATERIAL BIOLÓGICO .....	29
3.1.1. Cría de <i>Spodoptera frugiperda</i> .....	30
3.1.2. Cría de <i>Telenomus remus</i> .....	32
3.2. EXPERIMENTO .....	33
3.2.1. Refrigeración de masas de huevos de <i>Spodoptera frugiperda</i> .	33
3.2.2. Exposición de masas de <i>Spodoptera frugiperda</i> a adultos de <i>Telenomus remus</i> .....	33
3.2.3. Conteo de los niveles de parasitismo y emergencia .....	34
3.2.4. Determinación de longevidad de adultos de <i>T. remus</i> .....	36
3.3. ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	37
4. RESULTADOS .....	38
4.1. RELACIÓN ENTRE PORCENTAJE DE PARASITISMO Y DÍAS DE ALMACENAMIENTO EN FRÍO DE HUEVOS DE <i>S. frugiperda</i> .....	38

4.2. RELACIÓN ENTRE PORCENTAJE DE EMERGENCIA Y DÍAS DE ALMACENAMIENTO EN FRÍO DE HUEVOS DE <i>S. frugiperda</i> .....	39
4.3. RELACIÓN ENTRE LONGEVIDAD DE ADULTOS DE <i>Telenomus remus</i> Y DÍAS DE ALMACENAMIENTO EN FRÍO DE HUEVOS DE <i>Spodopetra frugiperda</i> .....	41
5. DISCUSIÓN.....	43
6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	46
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	47

## ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Especies de lepidópteros huéspedes de <i>Telenomus remus</i> ... 18	
Cuadro 2. Componentes de la dieta larvaria de <i>S. frugiperda</i> . .... 31	

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Ciclo de vida de <i>Telenomus remus</i> .....	17
Figura 2. Ubicación del área de estudio.....	28
Figura 3. Cámara de cría utilizada para la producción de <i>S. frugiperda</i> . ....	32
Figura 4. Sexado de adultos de <i>Telenomus remus</i> .....	34
Figura 5. Unidades experimentales de confinación de <i>Telenomus remus</i> a las masas.....	35
Figura 6. (A) Parasitismo y (B) emergencia de adultos de <i>Telenomus remus</i> . .	36
Figura 7. Promedio de porcentaje de parasitismo. ....	39
Figura 8. Promedio de porcentaje de emergencia de <i>T. remus</i> a diferentes días de refrigeración.....	40
Figura 9. Longevidad de adultos de <i>Telenomus remus</i> .....	41
Figura 10. Identificación de huevos parasitados (A), huevos no parasitados (B) y huevos deshidratados (C).....	45

## RESUMEN

*Telenomus remus* es un parasitoide conocido principalmente por atacar plagas de la orden Lepidoptera. Originario de Sarawak y Nueva Guinea, se introdujo a América por primera vez en Barbados en 1971-1972 para controlar varias especies de *Spodoptera* en cultivos de cereales. Este parasitoide ha sido evaluado en laboratorio y en campo para controlar el gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*, una de las plagas más importantes de las gramíneas. Investigadores de diferentes países confirmaron su eficiencia para controlar dicha plaga donde reportaron niveles de parasitismo de hasta un 100%. Sin embargo, aún existen muchas incógnitas de sus parámetros biológicos bajo distintas condiciones, que no se han resuelto para poder implementar la producción masiva de *T. remus* como agente de control biológico. En este trabajo se evaluó el efecto del almacenamiento en frío de huevos de *S. frugiperda*, como huésped, sobre los niveles de parasitismo, emergencia y longevidad de adultos de *T. remus*. Se evaluaron 10 tratamientos correspondiendo a los días de refrigeración (0, 1, 2, 3, 4, 6, 8, 10, 12 y 14 días) en una cámara de  $10 \pm 2$  °C. El análisis de varianza que se hizo con una confiabilidad del 95% indicó que el tiempo de refrigeración de los huevos no influyó en los

niveles de parasitismo ( $p=0.395$ ); sin embargo, influyó en los niveles de emergencia ( $p < 0.001$ ) y la longevidad de adultos de *T. remus*. Se demostró la viabilidad de huevos de hasta 14 días de refrigeración para parasitismo; pero, debido a la disminución del porcentaje de emergencia se recomienda su refrigeración hasta por ocho días.

## ABSTRACT

*Telenomus remus* is a parasitoid known for his performance against lepidopteran pests. Native to Sarawak and Nueva Guinea, it was introduced to America for the first time in Barbados in 1971-1972 to control the cereals crops pest *Spodoptera spp.* This parasitoid has been evaluated at both laboratory and field conditions to control fall armyworm *Spodoptera frugiperda*, one of the graminea's major pests. Researchers from different countries confirmed his efficiency to control this pest where they reported parasitism levels up to 100%. However, there are still many incognitos about its biological parameters, under different conditions to resolve, with the perspective to implement mass production of *T. remus* as a biological control agent. In this research, the effect of cold storage of *S. frugiperda* eggs as host on the parasitism, emergency levels and longevity of *T. remus* adults was evaluated. Ten treatments were evaluated corresponding to the days of cold storage (0, 1, 2, 3, 4, 6, 8, 10, 12 and 14 days) in a room at  $10 \pm 2$  ° C. The analysis of variance that was made with a reliability of 95% indicated that storage time of the eggs did not influence the parasitism levels ( $p = 0.395$ ) but the emergency levels ( $p < 0.001$ ) and

the longevity of *T. remus* adults. Eggs viability of up to 14 days of refrigeration for parasitism was demonstrated; however, due to the decrease in the percentage of emergency it is recommended to refrigerate them for up to 8 days.

## 1. INTRODUCCIÓN

El gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), es una plaga que ocasiona daños y pérdidas en diversos cultivos. Esta plaga pone continuamente en riesgo la productividad sobre todo en regiones tropicales y subtropicales, donde los daños son superiores al 60%, principalmente en gramíneas (Andrews, 1988). Recientemente se detectó en casi toda el África subsahariana, India, el Sudeste asiático y el sur de China (FAO, 2019).

Los insecticidas son el método de control más utilizado para controlar *S. frugiperda* (Morales, 2001) los cuales pueden tener efectos indeseables tanto ambientales como biológicos y de salud pública (Bahena, 2012). Por lo tanto, la implementación de programas de control biológico constituye una excelente alternativa para evitar el uso irracional de plaguicidas (Ferrer, 2001; Figueiredo *et al.*, 1999).

Investigaciones dirigidas hacia la identificación de distintos agentes de control biológico han reportado diversos enemigos naturales de la plaga. En México, se registraron: 87 parásitos y parasitoides y 88 depredadores asociados (Bahena *et al.*, 2016). *Trichogramma pretiosum* Riley es el parasitoide que más ha sido utilizado para el control de *S. frugiperda* en el país (Bahena y Cortez, 2016).

Otro parasitoide ovíparo que también ha mostrado altos porcentajes de parasitismo en laboratorio y en campo, es *Telenomus remus* Nixon. Este parasitoide se introdujo a México en 1979 por la Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos (Gutiérrez *et al.*, 2012), y ha logrado un control del gusano cogollero de un 78% hasta un 100% cuando se liberan entre 5000 a 8000 parasitoides por hectárea (Cave, 2000). *T. remus* es especialmente valioso por su acción efectiva sobre huevos de esta plaga y otras especies del mismo género. Algunas especies del género *Spodoptera* ovipositan en capas superpuestas, y *T. remus* es capaz de parasitar la masa entera de huevos, aun los que se encuentran localizados en las capas inferiores (Figueiredo *et al.*, 1999; Bueno *et al.*, 2008). Esta es una característica que generalmente no presentan otros parasitoides de huevo. El parasitoide ha demostrado tener excelente potencial como agente de control biológico de *S. frugiperda*, al ser evaluado en sistemas como maíz-frijol- calabaza y en monocultivo de maíz (Gutiérrez *et al.*, 2012).

Actualmente, *T. remus* se produce con fines comerciales y experimentales en siete países latinoamericanos. Empresas privadas en Venezuela y Colombia la producen para venta. Instituciones públicas en Honduras, República Dominicana, Perú, Bolivia y Cuba la producen a menor escala para liberaciones experimentales (Cave, 2000).

Sin embargo, se necesitan todavía estudios que son cruciales para la implementación de cualquier programa de control biológico exitoso (Figueiredo *etal.*, 1999). Priorizar los estudios de los parámetros biológicos es un punto clave que podría conducir al éxito del uso de parasitoides para controlar algunas de las plagas más importantes como es el gusano cogollero (Fuentes, 1994).

Es así que varias investigaciones se han realizado para conocer los parámetros biológicos de *T. remus* criado bajo condiciones de laboratorio teniendo en perspectiva su producción masiva. Este trabajo tuvo como objetivo evaluar el efecto del almacenamiento en frio de huevos de *S. frugiperda* sobre los niveles de parasitismo, emergencia, y longevidad de adultos de *T. remus*.

## 1.1. OBJETIVOS

### 1.1.1. Objetivo general

- Determinar la viabilidad de huevos refrigerados de *Spodoptera frugiperda* para utilizarse en la cría de *Telenomus remus*.

### 1.1.2. Objetivos específicos

- Comparar los parámetros poblacionales de parasitismo y emergencia de *Telenomus remus* en función de los diferentes días de refrigeración de huevos de *Spodoptera frugiperda*.
- Registrar la longevidad de adultos de *Telenomus remus* en función de los diferentes días de refrigeración de huevos de *Spodoptera frugiperda*.

## 1.2. HIPÓTESIS

- Los huevos refrigerados del gusano cogollero son viables para la cría de *Telenomus remus*.
- El número de días de refrigeración de los huevos de *Spodoptera frugiperda* influirá en los parámetros poblacionales básicos de *Telenomus remus*.

## **2. MARCO TEÓRICO**

### **2.1. EL GUSANO COGOLLERO *Spodoptera frugiperda***

#### **2.1.1. Distribución geográfica**

El gusano cogollero, oruga cogollera o militar tardía es una especie nativa de las regiones tropicales del hemisferio occidental. El poder de adaptación a diferentes condiciones ha permitido que la distribución geográfica del gusano cogollero sea amplia (Andrews, 1988). Se distribuye desde el sureste de Canadá hasta Chile y Argentina, incluyendo todas las islas del Caribe (Casmuz, 2010).

#### **2.1.2. Taxonomía de *Spodoptera frugiperda***

Clasificación de *S. frugiperda* según ITIS (Integrated Taxonomic Information System, 2010):

**Reino:** Animal.

**Sub-reino:** Bilateria.

**Infra-reino:** Protostomia.

**Superphylum:** Ecdysozoa.

**Phylum:** Arthropoda.

**Subphylum:** Hexapoda.

**Clase:** Insecta.

**Subclase:** Pterygota.

**Infraclasse:** Neoptera.

**Superorden:** Holometabola.

**Orden:** Lepidoptera.

**Superfamilia:** Noctuoidea.

**Familia:** Noctuidae.

**Subfamilia:** Noctuinae.

**Tribu:** Prodeniini.

**Género:** *Spodoptera*.

**Especie:** *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797).

### **2.1.3. Ciclo de vida**

Los adultos son mariposas de hábito nocturno o polillas de 17-18 mm de envergadura alar con un tamaño de 40 - 45 mm de longitud. Las larvas varían de castaño oscuro a verde claro, con dos puntos negros en cada anillo abdominal y dos bandas laterales, una blanca y otra oscura. La cabeza puede ser negra o rojiza y presenta una “Y” invertida, lo que las diferencia de otras especies. Las hembras colocan sus huevos en masas de 50-100 en el envés de las hojas inferiores en las plantas colonizadas, con preferencia en gramíneas tanto silvestres como cultivadas. Cada una puede ovipositar entre 800 y 1000 huevos. Luego del nacimiento las larvas, de color claro y cabeza negra, comienzan a alimentarse de tejidos vegetales y gradualmente se van dispersando. A los 20-25 días alcanzan su máximo desarrollo y al completarlo se entierran en el suelo, donde se transformarán en pupas y a los 10-12 días emergerá el insecto adulto (Aragón, 2002).

### **2.1.4. Principales daños en cultivos**

Se conocen dos biotipos de la plaga, el de maíz y el de arroz (Pashley *et al.*, 1995). Entre los dos se alimentan de un gran número de especies vegetales cultivadas, 186 hospederos repartidos en 42 familias según las

cifras de Casmuz (2010). En la familia de las poáceas, se encuentran principalmente en maíz, sorgo, arroz y pastos, siendo endémica en los dos primeros. Se han reportado también causando daños en algodón y soya. (Bueno *et al.*, 2011; Nagoshi *et al.*, 2009).

Jaramillo y colaboradores (1989) describen los daños directos en la planta de la siguiente manera: en el caso del maíz, las larvas actúan como trozadores cortando las plantas recién germinadas o como cogollero cuando las larvas penetran verticalmente en el cogollo donde permanecen ocultas, causando perforaciones características en las hojas y un crecimiento anormal o muerte de la plántula. Existen diferencias en la gravedad del daño ocasionado a la planta, desde leve hasta su destrucción total, según las condiciones climáticas de la zona y el manejo del cultivo. Cabe resaltar que el gusano cogollero prefiere plantas jóvenes para su oviposición, dichas plantas presentan menor tolerancia frente a los ataques del gusano.

### **2.1.5. Importancia económica**

Económicamente, esta plaga ha afectado considerablemente a los productores al reducir el rendimiento de los cultivos y aumentando los costos de producción. En maíz tecnificado se considera que un 5.6% de los costos corresponden a su control químico (URPA, citado por García *et al.*, 1999). En México *S. frugiperda* es la plaga principal del maíz y puede reducir la producción de este grano en un 45% (Blanco *et al.*, 2014). Su introducción a África en 2016 ha provocado pérdidas entre el 20 y 50% del maíz cultivado (Early *et al.*, 2018). Existen temporadas donde las poblaciones del insecto no se consideran importantes, mientras que en otras se requieren controles continuos, a menudo inclusive sin éxito por la presencia de altas poblaciones y tolerancia o resistencia del insecto a los productos químicos empleados (Zenner de Polanía y Borrero, 1994; Zenner de Polanía *et al.*, 2006). Sarmiento y Casanova (1975) encontraron como límite de control cuando el 20% de las plantas resultan afectadas.

### **2.1.6. Tácticas de control**

Diversas medidas se han tomado para tratar de controlar el gusano cogollero, desde el uso de feromonas a través de trampas, constituyendo una solución agroecológica hasta el establecimiento de plantas

transgénicas con toxinas incorporadas que proporciona la industria genética. No obstante, los productores a través del mundo que se han enfrentado a este problema, han mostrado su preferencia por el uso de insecticidas, generalmente por ser más accesibles, de fácil uso, y de respuesta rápida; aunque muchas veces no se respeten las dosis y frecuencias de aplicación. El uso incorrecto de químicos puede, aparte de volver ineficiente el control de insectos, causar brotes de plagas secundarias, la selección de insectos resistentes y pérdida del balance ecológico, por mencionar algunos (Nakano 1986). Además, el uso de insecticidas para controlar plagas es una solución a corto plazo (Desneuxetal, 2007; Stark y Banks 2003) ya que después de cada ciclo de producción se presenta nuevamente la plaga atacando los cultivos y a veces con una población mayor que la del ciclo anterior.

Por lo tanto, como lo proponen Pedigo y colaboradores (1986) para un mejor manejo de los cultivos en campo, la adopción de estrategias de control por insectos además del uso de insecticidas es crucial para el éxito de un buen manejo integrado de plagas. Una de las tácticas más prometedoras es el control biológico con la liberación de parasitoides de huevos de *S. frugiperda* (Parra *et al.*, 1987).

### **2.1.7. Parasitoides de *Spodoptera frugiperda***

Para *S. frugiperda* se han mencionado más de 100 especies de parasitoides, y de éstas en México se tienen registradas más de 40; entre los géneros y especies que más frecuentemente se han detectado en el país se encuentran *Trichogramma* (Trichogrammatidae); *Chelonus*, *Apanteles*, *Cotesia marginiventris* y *Meteorus laphygmae* (Braconidae); *Euplectrus* (Eulophidae); *Ophion*, *Pristomerus spinator* (F) y *Campoletis* (Ichneumonidae) (Bahena *et al.*, 2002, 2010).

### **2.1.8. *Trichogramma* en el control de *Spodoptera frugiperda***

La familia Trichogrammatidae abarca varias especies que constituyen enemigos naturales para *S. frugiperda*. Varios autores en distintos países han reportado a especímenes parasitando de forma natural a la plaga. En estudios realizados en Brasil se identificaron parasitoides ovípagos del cogollero del maíz, la predominancia de *Trichogramma pretiosum* (93.79% de los huevos parasitados) fue reportado por Beserra y colaboradores (2002), en Piracicaba, Estado de São Paulo, seguido de *T. atopovirilia* (2.07%). En el norte de Australia, Davies y Zalucki (2008) informaron que el 97 % de las muestras de huevos parasitados colectados fueron parasitados por *Trichogramma*. En Venezuela, también se reportó

parasitismo de *S. frugiperda* por *T. atopovirilia* (Morales *et al.*, 2007; Ríos y Terán, 2003). Aunque *T. atopovirilia* se ha encontrado en menor proporción, es más agresiva y presenta mayor especificidad que *T. pretiosum* (Beserra y Parra, 2004). En México, incluso varias especies de *Trichogramma* se encuentran actualmente disponibles comercialmente para controlar *S. frugiperda*.

Sin embargo, aunque *Trichogramma* sp sea el parasitoide de mayor uso para controlar a *S. frugiperda*, presentan el inconveniente de que son capaces de parasitar solamente la capa externa de huevos (Beserra *et al.*, 2002) sin alcanzar las capas internas por su menor tamaño comparando su anatomía a la de *T. remus* (Oliveira, 2005). Esto reduce considerablemente su eficiencia como agente de control biológico, lo que le confiere a *T. remus* cierta ventaja al no sufrir de esta limitación al momento de parasitar. Además, *T. remus* se destaca también por su especificidad (Hernández, 1996).

## **2.2. *TELENOMUS REMUS* (NIXON) (HYMENOPTERA: PLATYGASTRIDAE)**

### **2.2.1. Origen**

*Telenomus remus* es una avispa, parasitoide de huevos de especies del orden Lepidóptera. Es originario de Sarawak y Nueva Guinea, donde se encuentra naturalmente (Rothschild, 1970).

### **2.2.2. Taxonomía**

Clasificación de *T. remus* según CABI (2018):

**Reino:** Metazoa.

**Phylum:** Arthropoda.

**Subphylum:** Uniramia.

**Clase:** Insecta.

**Orden:** Hymenoptera.

**Familia:** Platygastriidae.

**Género:** *Telenomus*.

**Especie:** *Telenomus remus*.

### **2.2.3. Importancia**

*T. remus* es una de las 500 especies descritas del género *Telenomus*, donde todas son parasitoides que atacan especialmente Lepidópteros y Hemípteros. Varios regulan de forma natural algunas especies de plagas y otros pocos han sido utilizados en programas de control biológico clásico (Bin y Johnson, 1982a).

### **2.2.4. Biología y ecología**

El aduto de *T. remus* mide 0.5-0.6 mm de largo. El cuerpo es negro brillante. Fémures y tibias son negros en las hembras y marrón pálido en machos. La extensión de las alas es alrededor de tres veces más largas que anchas y sus márgenes son subparalelos (Cave, 2000).

El desarrollo biológico de *T. remus* fue estudiado por Gerling (1972), Gómez de Picho (1987) y Hernández y Díaz (1995,1996). La hembra oviposita un solo huevo en el interior del embrión del huésped. El superparasitismo fue observado en laboratorio, pero la mortalidad por la competencia entre larvas y/o insuficiencia de nutrientes en el huevo del huésped permite que solo una larva de *T. remus* complete su desarrollo.

Según Dass y Parshad (1983) solo los huevos de 72 horas de edad son parasitados.

### **2.2.5. Ciclo de vida**

La duración de la etapa de huevo de *T. remus* varia de 10 horas a 30°C (Hernández y Díaz, 1996) a 18-24 horas a 15.5°C (Gómez de Picho, 1987).

La larva de *T. remus* tiene dos instares. El primer instar no está segmentado. Tiene un par de mandíbulas que se mueven verticalmente y dos espinas caudales, una corta y otra larga y curva. Las mandíbulas y las espinas caudales pueden ser utilizadas para macerar y mover los tejidos del huésped; también pueden ser utilizadas para matar otras larvas de parasitoides al interior del huésped. El segundo instar es claramente segmentado y no tiene espina caudal; las mandíbulas son cortas, derechas y rectas. Este instar asimila los nutrientes del huésped hasta que sean totalmente consumidos. Después de completar su alimentación y su desarrollo larval, la larva de *T. remus* exuda un meconio mientras entra en etapa prepupal. La duración de la etapa larval varía de 4 días a 30°C (Hernández y Díaz, 1996) a 7 días a 15.5°C (Gómez de Picho, 1987).

La pupación ocurre a dentro del huevo del huésped. Inicialmente la pupa es opaca blanca con ojos ligeramente rojizos. Gradualmente el cuerpo se vuelve gris y después negro. La duración de la etapa pupal varía de 4.6 días a 30°C (Hernández y Díaz, 1996) a 15 días a 15.5°C (Gómez de Picho, 1987). Gautam (1986a) reporta que el tiempo total de desarrollo desde la ovoposición hasta la emergencia de adultos varía de 13.7 días a 23°C a 7 días a 34°C y que la humedad relativa del ambiente no tiene influencia sobre la tasa de desarrollo. Cuando el desarrollo del *T. remus* se completa, el adulto excava un pequeño hueco en el corión del huevo del huésped por el cual emerge (Figura 1). En general, los machos emergen 24 horas antes que las hembras por tener un instar larval más que ellas. El apareamiento ocurre inmediatamente o muy pronto después que emerjan las hembras de los huevos del huésped (Schwartz y Gerling, 1974). Según Lewis y Nordlund (1984) las hembras son atraídas por sustancias químicas como

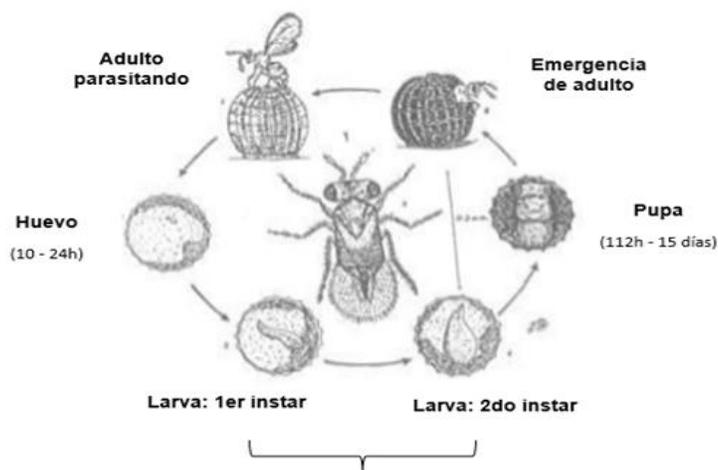


Figura 1. Ciclo de vida de *Telenomus remus*.

(Z)-9-tetradecen-1-ol acetato y (Z)-9-dodecen-1-ol acetato presente en los huevos de *S. frugiperda*. Producen alrededor de 270 huevos durante su vida reproductiva (Morales *et al.*, 2000) lo que le da el privilegio de cierta preferencia para ser usado en programas de control biológico.

### 2.2.6. Especies parasitadas por *Telenomus remus*

*T. remus* es conocido sobre todo como un agente de control del género *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). Parasita a varias especies de plagas de este género (Pomari-Fernandes *et al.*, 2012) pero también se le ha observado atacándose a diversas especies de otros géneros del orden Lepidoptera (Cuadro 1).

Cuadro 1. Especies de lepidópteros huéspedes de *Telenomus remus*.

Familia	Especie	Referencia
Noctuidae	<i>Achaea janata</i> (L.)	Sankaran, 1974.
	<i>Agrotis biconica</i> Kollar	Gautam, 1986b.
	<i>Agrotis ipsilon</i> (Hufnagel)	Gautam, 1986b.
	<i>Anicla infecta</i> (Ochsenheimer)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Anticarsia gemmatalis</i> Hübner	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Argyrogramma signata</i> (F.)	Joshi <i>et al.</i> , 1989.
	<i>Autographa nigrisigna</i> (Walker)	Dass y Parshad, 1984.
	<i>Condica vides</i> (Guenée)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Elaphria chalcedonia</i> (Hübner)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Elaphria festivooides</i> (Guenée)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Feltia subterranea</i> (F.)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Grammodes stolidia</i> (F.)	Gautam, 1987a.
	<i>Helicoverpa armigera</i> (Hübner)	Bughio <i>et al.</i> , 1994.
	<i>Helicoverpa zea</i> (Boddie)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.

## Continuación del Cuadro 1.

	<i>Neoerastria apicosa</i> (Haworth)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Mythimna loreyi</i> (Duponchel)	Dass y Parshad, 1984.
	<i>Mythimna unipuncta</i> (Haworth)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Spodoptera albula</i> Walker	Cave y Acosta (en la prensa).
	<i>Spodoptera dolichos</i> (F.)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Spodoptera eridania</i> (Stoll)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Spodoptera exigua</i> (Hübner)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>E. Smith Spodoptera frugiperda</i> (J)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Spodoptera latifascia</i> (Walker)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Spodoptera littoralis</i> (Boisduval)	Gerling, 1972.
	<i>Spodoptera litura</i> (F.)	Joshi y Rao, 1980.
	<i>Spodoptera mauritia</i> (Boisduval)	Gautam, 1987a.
	<i>Trichoplusia ni</i> (Hübner)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
Pyralidae	<i>Nomophila noctuella</i> (Denis & Schiffermüller)	Wojcik <i>et al.</i> , 1976.
	<i>Corcyra cephalonica</i> Stainton	Kumar <i>et al.</i> , 1986.
Arctiidae	<i>Cretonotos gangis</i> (L.)	Bughio <i>et al.</i> , 1994.

**2.2.7. Historial de *Telenomus remus* como agente de control biológico**

El primer uso de *T. remus* en el control biológico clásico al parecer ocurrió en 1963 cuando el parasitoide se introdujo de Papua Nueva Guinea a India (Sankaran, 1974). Se introdujo al nuevo mundo en 1971-1972 en Barbados donde reportaron niveles de control arriba del 60% en cultivos de cereales, reduciendo principalmente las poblaciones de *Spodoptera spp.* (Alam, 1979).

*Telenomus* fue introducido en varios países tropicales para el control biológico del cogollero del maíz, *S. frugiperda* (Yaseen *et al.*, 1981).

Proporcionado por el instituto internacional de control biológico (IBCI) en Inglaterra para el control de la plaga en los Estados Unidos, el Caribe, América Central y Suramérica (Yassen *et al.*, 1981; Bennett, 1994) *T. remus*, se estableció exitosamente en Barbados (Alam, 1979; Wojcik *et al.*, 1976) con un nivel de parasitismo que varía de 47-90% (CIBC, 1980; Bennett 1994) y en Venezuela (Hernández *et al.*, 1989; Hernández y Díaz, 1995; 1996) con un nivel de parasitismo de 60-100% (González y Zocco, 1996; Ferrer, 2001). Kenis y colaboradores (2019), también reportaron a especies identificados por métodos morfológicos y genéticos como *T. remus* que han estado atacando huevos de *S. frugiperda* en al menos cinco países en Oeste, Este y Sudáfrica.

Waddill y Whitcomb (1982) reportaron que las liberaciones de este parasitoide en el estado de la Florida mostraron un bajo porcentaje (4,5%) de parasitismo en contra de los huevos de *S. frugiperda*. Sin embargo, en Andhra Pradesh, India, Joshi y colaboradores (1982) indicaron que *T. remus* redujo drásticamente las poblaciones del defoliador del tabaco, *S. litura*.

El éxito de las liberaciones en campo de *T. remus*, depende de diferentes variables, como el huésped, las condiciones climáticas, el número de insectos liberados, la densidad de la plaga, las especies de parasitoides o

cepas utilizadas, el tiempo y número de liberaciones, el método de distribución del parasitoide y la fenología de la planta tiene influencia en los adultos de *T. remus* (Hassan, 1994).

#### **2.2.8. Propuestas para liberaciones de *Telenomus remus***

Pinto y Parra (2002) confirman que varios factores pueden interferir en el éxito de una liberación de parasitoides en campo, y la cantidad liberada es una de las más importantes. Varios investigadores han hecho propuestas con base en la cantidad de *T. remus* a liberar para controlar *S. frugiperda*. Figueiredo y colaboradores (2002) recomiendan la liberación de 25 hembras del parasitoide por metro cuadrado utilizando dos masas de huevos de *S. frugiperda*. Vasconcelos y colaboradores (2008) evaluaron diferentes estrategias de liberación en el cultivo de maíz e indicaron que dos liberaciones de 15, 000 parasitoides por hectárea cada una en semanas consecutivas, podría ser la mejor estrategia. Liberaciones en estas cantidades implican una producción masiva de *T. remus* e independientemente de su capacidad reproductiva, el éxito de tal producción depende mucho de las condiciones de cría.

## **2.3. CRÍA DE TELENOMUS REMUS**

### **2.3.1. Antecedentes**

La capacidad de *T. remus* para parasitar huevos de especies de Lepidoptera bajo condiciones de laboratorio fue estudiada por Wojcik *et al.* (1976) quienes reportaron un parasitismo del 80 al 100% en los huevos de *S. frugiperda*. mientras que Rojas y García (1995) reportaron valores del 91.8% en los huevos de *S. frugiperda*.

### **2.3.2. Factores abióticos en la cría**

Los parámetros biológicos de los parasitoides son generalmente influenciados por las características del medio ambiente tales como humedad, luz y sobre todo temperatura (Noldus, 1989). Sin embargo, en el caso de *T. remus* la temperatura es el factor abiótico más importante para su cría. Gupta y Pawar (1985) obtuvieron niveles de parasitismo mayores a 90% cuando la humedad relativa (HR) era mayor a 50% a temperaturas de 25-41°C. Gautam (1986a) afirma que el parasitismo es mayor a 27°C y 75% RH.

### 2.3.3. Huéspedes para cría

Según algunos estudios sobre la capacidad reproductiva de *T. remus*, al usar huevos de *S. frugiperda* como hospedero, cada hembra de *T. remus* produce aproximativamente 270 individuos (Morales *et al.*, 2000) demostrando el gran potencial con el uso de este hospedero en un sistema de cría en control biológico aplicado (Cave, 2000). Sin embargo, los parasitoides pueden ser criados en huéspedes que no sean su huésped natural mientras que sean adecuados para propiciar un desarrollo aceptable de los insectos (Parra, 1997). En este contexto, *T. remus* ha sido reproducido en laboratorio en huevos de *S. littoralis* Boisduval (Lepidoptera: Noctuidae) (Gerling, 1972), *S. litura* F. (Gautam, 1986a), *Agrotis biconica* Kollar (Noctuidae) (Gautam y Gupta 1994), *S. frugiperda* y otros lepidópteros (Wojcik *et al.*, 1976). *Corcyra cephalonica* (Stainton, 1865) (Lepidoptera: Pyralidae) ha sido muy importante en China en la producción de otros parasitoides de huevos como *Trichogramma spp.* (Bernardi *et al.*, 2000); también ha sido utilizado para la cría de *T. remus*. (Pomari-Fernandes *et al.*, 2015; Pomari-Fernandes *et al.*, 2016; Queiroz *et al.*, 2017).

A pesar del éxito obtenido al criar el parasitoide en hospederos que no sean su huésped natural, hay que tener en cuenta las posibles

consecuencias que esto podría conllevar. Según Colbert (1985) la cría continua de los parasitoides en huéspedes facticios puede causar la pérdida de su habilidad de reconocer y escoger un huésped y por lo tanto reduce su eficiencia sobre la especie de plaga a controlar.

#### **2.3.4. Métodos de cría**

La multiplicación y la cría de *T. remus* en laboratorio han sido estudiadas por un gran número de investigadores por casi 20 años. En la India, huevos de *S. litura* (Joshi *et al.*, 1976; Gupta y Pawar, 1985) *Agrotis biconica* Kollar (Noctuidae) (Gautam y Gupta, 1994) y *Corcyra cephalonica* Stainton (Pyralidae) (Kumar *et al.*, 1986) han sido utilizados como huéspedes.

En Honduras, Cave y Acosta (1999) describieron un método de cría de *T. remus* utilizando huevos de *S. frugiperda*. Tiras de papel encerado o papel de escribir reciclado, con varias masas de huevos puestos sobre ellos en jaulas de oviposición de *S. frugiperda*, se cuelgan de las tapas de cristal de las jaulas de manga. Una cantidad de adultos de *T. remus*, determinado por el número de masas de huevos expuestas, pero generalmente 30,000 - 40,000 en una jaula, son liberados en las jaulas. Las tiras de papel se retiran después de 3 días y las masas de huevos individuales se cortan de

las tiras de papel. Cincuenta masas de huevos se ponen en una bolsa de plástico con una toalla de papel y la bolsa se cierra con un nudo con una segunda toalla de papel que pasa por el nudo. Las bolsas entonces se almacenan en un cuarto de cría por 10 días. Un día antes de la emergencia de adultos, la toalla de papel que pasa por el nudo de la bolsa de plástico es humedecida con una solución de miel y agua usando una jeringa, así los adultos que van emergiendo tendrán una fuente inmediata de alimento. Con un promedio de 200 huevos por masa y 50 masas por bolsa, cada bolsa produce aproximativamente 10, 000 avispas.

Linares (1998) reportó que agricultores en El Palmar, Venezuela mantienen su propia colonia de *T. remus*, utilizando huevos de *S. frugiperda* cuyas larvas son criadas en hojas de ricino; suponiendo que la hoja de ricino elimine la tendencia canibalística de las larvas de *S. frugiperda*, así cinco o más larvas pueden ser criadas juntas en un recipiente de 5 litros.

### **2.3.5. Alternativas para producción masiva**

La producción masiva de insectos puede ser un sistema bastante complejo. Requiere muchas técnicas y conocimientos de diversas áreas tales como: entomología, patología de insectos, producción y protección de

plantas, automatización, economía etc. Desarrollar tal sistema incluye la producción tanto del agente de control como del huésped, y algunas técnicas de recolección, purificación, almacenamiento, formulación de dosis entre otros. Los investigadores han desarrollado, por medio de experimentos, varios métodos con el fin de optimizar la producción masiva de insectos. En el caso de *T. remus* estas tácticas permiten generalmente disminuir costos al evitar el desperdicio de material biológico, y sincronizar la disponibilidad del huésped con la de los parasitoides.

**2.3.5.1. Almacenamiento de huéspedes parasitados.** El almacenamiento de huéspedes parasitados es una de las técnicas y es considerado como un aspecto muy importante de cría. Nagarkatti & Jayanth (1980) observaron que huevos de *S. litura* parasitados podían almacenarse sin deterioro a 10°C por 2 semanas empezando de 2-8 días después del inicio del parasitismo. Kumar y colaboradores (1984) notaron que los huevos de *Corcyra cephalonica*, parasitados por más de 8 días a la temperatura del cuarto de cría, podían ser almacenados por 7 días a 10°C y no sufrían efectos negativos; temperaturas de 5°C y 15°C no eran favorables. La edad óptima para iniciar el almacenamiento era 7 días después del inicio del parasitismo.

**2.3.5.2. Almacenamiento de hembras adultas de *T. remus*.** El almacenamiento de adultos de parasitoides para futuras liberaciones en campo es otra opción. Gautam (1986b) encontró que las hembras adultas de *T. remus* almacenados a 5°C o 10°C sobrevivían más de 7 días, sin efectos negativos sobre sus atributos biológicos; machos no sobrevivieron más de 3 días. El almacenamiento de hembras adultas por más de 7 días redujo significativamente la fecundidad. Linares (1998) relató que agricultores producían *T. remus* podían ser almacenados a 8-14°C por más de 7 días.

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

Este proyecto de investigación se realizó en el Colegio de Postgraduados campus Montecillo, ubicado en la Carretera México-Texcoco km 36.5, Montecillo, municipio de Texcoco, en el estado de México, a una altura de 2243 msnm. Se encuentra a  $19^{\circ}34'46.16''$  de latitud Norte y a  $98^{\circ}42'29.12''$  de longitud Oeste, colinda al Norte con San Bernardino, al Sur con Santiago Cuautlalpan, al Este con San Miguel Coatlinchán y al Oeste con Ciudad Nezahualcóyotl (Figura 2).

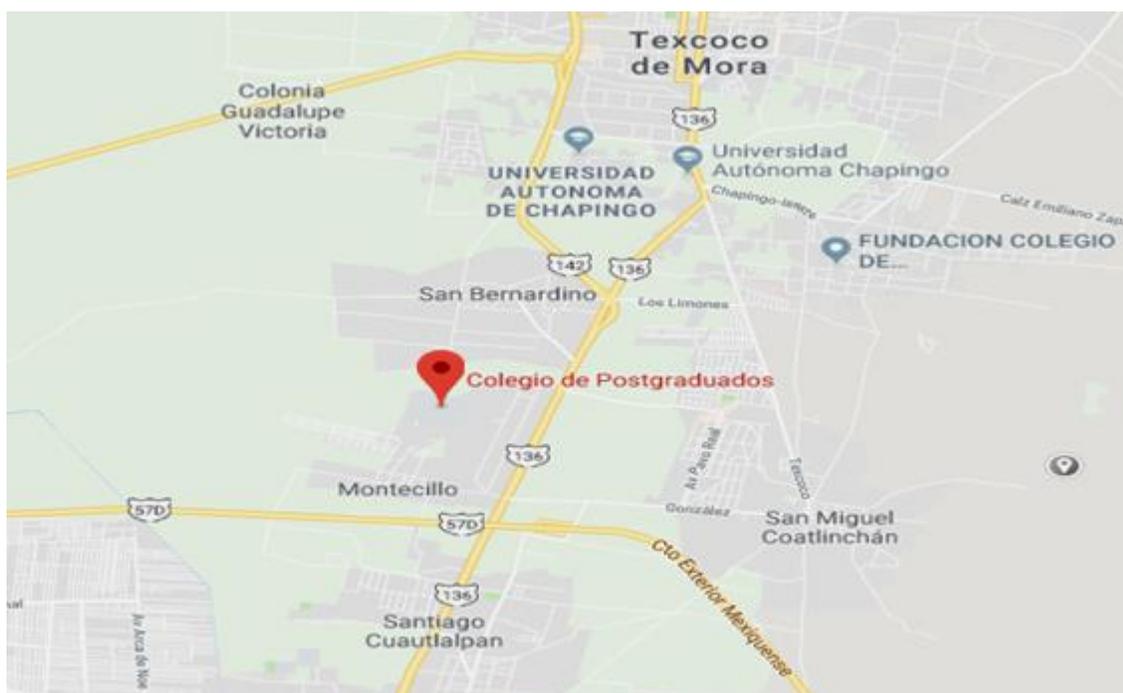


Figura 2. Ubicación del área de estudio.

### 3.1. MATERIAL BIOLÓGICO

Para esta investigación se utilizaron masas de huevos de *S. frugiperda* obtenidas de una cría que se mantiene desde junio de 2017 en el laboratorio de Control Biológico en el Posgrado en Fitosanidad-Entomología y Acarología del Colegio de Postgraduados campus Montecillo, Texcoco, estado de México, bajo las condiciones de temperatura  $26\pm 2$  °C, de humedad relativa  $75\pm 5\%$  y un fotoperiodo de 12:12 (12 horas luz y 12 horas de oscuridad). Los huevos de *S. frugiperda* para iniciar el pie de cría se obtuvieron del Laboratorio de Toxicología de Insectos del mismo Posgrado en Fitosanidad.

Los adultos de *Telenomus remus* se obtuvieron de una cría iniciada el 1 de octubre de 2018 en el mismo laboratorio, donde los parasitoides se mantienen en jaulas modificadas con malla para serigrafía (120 puntos) en condiciones de cría iguales a las descritas para *S. frugiperda*. Los parasitoides originalmente se recuperaron de masas de *S. frugiperda* expuestas cerca del municipio de Tapachula, Chiapas.

### **3.1.1. Cría de *Spodoptera frugiperda***

Las larvas de *S. frugiperda* se colocaron en cajas para cultivos de tejidos con 12 celdas en donde se colocaba una larva. Se colocaron 8 ml de una dieta merídica para alimentar a las larvas. Para elaborar la dieta larvaria se siguió la metodología desarrollada por Poitut y Bues (1974) con ligeras modificaciones del Dr. Alejandro Pérez Panduro (Fitosanidad, CP, comunicación personal) (Cuadro 2). Para preparar 900 ml de dieta larvaria se calienta el agua hasta 70-80°C. En un recipiente con 350 ml de agua se disuelve el ácido benzoico, la mezcla antifúngica y el cloranfenicol. Posteriormente se agrega la harina de alfalfa, el germen de trigo, la levadura de cerveza, la caseína y el ácido ascórbico hasta formar una pasta uniforme. En otro recipiente, con 550 ml de agua, se va agregando poco a poco el agar y agitando para evitar la formación de grumos. Finalmente, se juntan ambas mezclas para conformar la dieta, se deja enfriar y se conserva a 4°C.

Cuadro 2. Componentes de la dieta larvaria de *S. frugiperda*.

<b>Componentes</b>	<b>Cantidad</b>
<b>Sólidos (polvo):</b>	<b>(g)</b>
Harina de alfalfa.	85
Germen de trigo.	32
Levadura de cerveza.	34
Caseína.	14
Agar Agar.	18
Ac. Ascórbico.	4.5
Ac. Benzoico.	1.3
<b>Líquidos:</b>	<b>(ml)</b>
Agua.	900
Mezcla antifúngica (Ac. Propiónico, 45%; Ac. Fosfórico, 4.5% y agua 50.5%).	5
Cloranfenicol (Sol. Alcohólica, 10%).	3

Para la oviposición, y la recuperación de las masas de huevos, grupos de 40-50 adultos de *S. frugiperda* se colocaron durante 24 h en bolsas de papel de estraza (Figura 3). En cada bolsa se incluía agua azucarada al 10% en una mecha de algodón para alimentar a los adultos; las palomillas se cambiaron de bolsa al día siguiente y hasta en seis ocasiones. Cada masa tenía entre 100-200 huevos.



Figura 3. Cámara de cría utilizada para la producción de *S. frugiperda*.

### 3.1.2. Cría de *Telenomus remus*

Los adultos de *T. remus* se mantuvieron en jaulas modificadas con malla para serigrafía (120 puntos por pulgada cuadrada) dentro de la cámara de cría. Se les ofrecían diariamente 10 masas de huevos de *S. frugiperda* de menos de 24 h de edad para parasitismo. Las masas parasitadas se sacaban a las 48 horas para evitar sobreparasitismo. Los parasitoides se alimentaban a base de agua-miel en una proporción de 10:1.

## **3.2. EXPERIMENTO**

### **3.2.1. Refrigeración de masas de huevos de *Spodoptera frugiperda***

En esta investigación se utilizó un diseño completamente al azar (DCA). Se probaron 10 tratamientos que corresponden a los días de refrigeración de los huevos de *S. frugiperda* (0, 1, 2, 3, 4, 6, 8, 10, 12 y 14 días). Se refrigeraron 90 masas, 10 por tratamiento homogeneizadas a 70 huevos aproximadamente gracias a un conteo previo con el programa image J®. Las masas se almacenaron en una cámara de cría a  $10\pm 2$  °C.

### **3.2.2. Exposición de masas de *Spodoptera frugiperda* a adultos de *Telenomus remus***

Al décimo día, se colocaron las masas en una caja Petri de 3 cm de diámetro y se les colocó una hembra y un macho de *T. remus* después de un sexado que permitió identificar a cada género gracias a sus características particulares (Figura 4).



Figura 4. Sexado de adultos de *Telenomus remus*.

Las hembras tenían 24 horas de edad. Se les colocó como alimento una mecha de algodón humedecida con una solución de agua-miel en una proporción de 10:1. Las unidades experimentales se colocaron en una cámara de cría a 25°C por 24 horas y después se retiraron a los adultos (Figura 5).

### **3.2.3. Conteo de los niveles de parasitismo y emergencia**

Las masas fueron fotografiadas al décimo día con una cámara Canon EOS Rebel T3®, para contabilizar el número de huevos parasitados mediante



Figura 5. Unidades experimentales de confinación de *Telenomus remus* a las masas.

el programa Image J®. Después de la emergencia de parasitoides se fotografiaron de nuevo las masas para contabilizar el número de orificios que indicaban la emergencia de parasitoides (Figuras 6A, 6B).

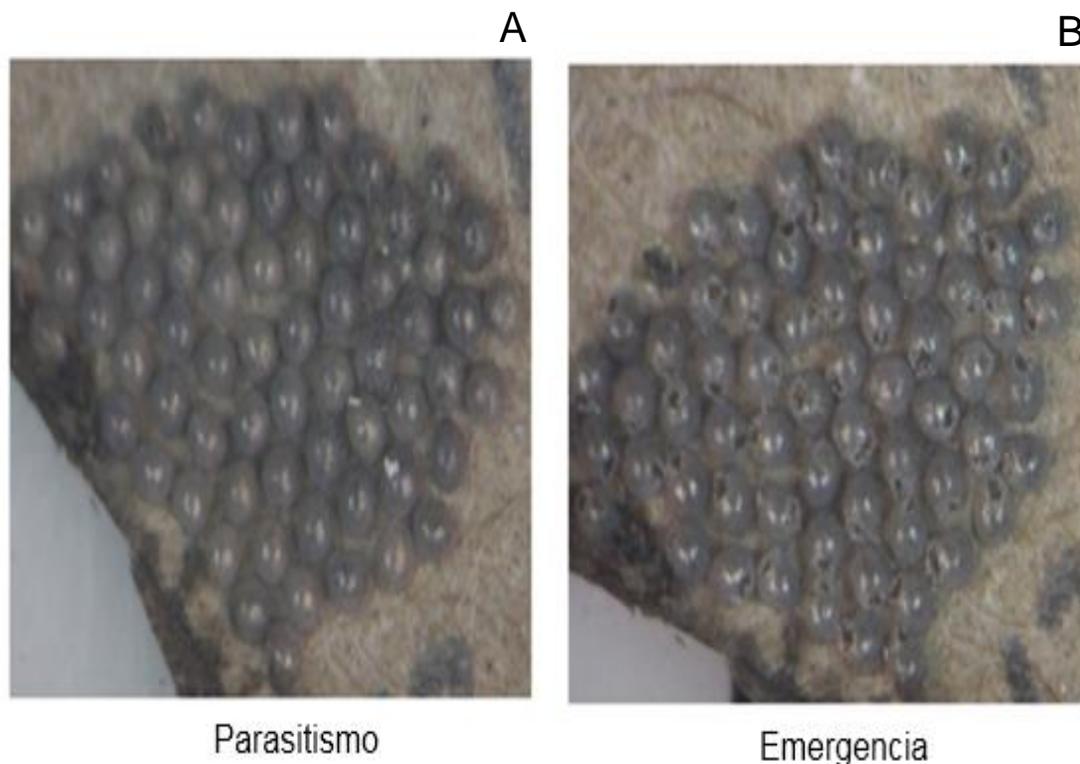


Figura 6. (A) Parasitismo y (B) emergencia de adultos de *Telenomus remus*.

#### **3.2.4. Determinación de longevidad de adultos de *T. remus***

Para evaluar la longevidad se seleccionaron 10 parasitoides por tratamiento: los parasitoides fueron sedados con CO<sub>2</sub> y se individualizaron en un tubo ependorf de 1 cm de diámetro cubierto con tela organdí. Los parasitoides se alimentaron de finas gotas de miel aplicadas en la pared del tubo. Cada 24 horas, se registró el número de organismos vivos, hasta que murieron todos los parasitoides.

### 3.3. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para determinar la relación entre los días de refrigeración de los huevos de *S. frugiperda* y los niveles de parasitismo y emergencia de *T. remus*, se transformaron los porcentajes de emergencia y de parasitismo obtenidos mediante la función Arc Seno y se realizó un análisis de varianza (ANOVA) con una confiabilidad del 95% utilizando el programa Statistix 8.1 y al encontrarse diferencias significativas entre los tratamientos se hizo una comparación de medias de los diferentes tratamientos mediante una prueba de Tukey.

## 4. RESULTADOS

### 4.1. RELACIÓN ENTRE PORCENTAJE DE PARASITISMO Y DÍAS DE ALMACENAMIENTO EN FRÍO DE HUEVOS DE *S. FRUGIPERDA*

La viabilidad de los huevos de *S. frugiperda* para parasitismo no fue afectada por el almacenamiento en frío. Los huevos de *S. frugiperda* fueron parasitados por *T. remus* sin importar si estaban refrigerados o no y sin importar el número de días de refrigeración. No hubo diferencia significativa entre los diferentes tratamientos ( $f=1.07$ ;  $p=0.395$ ), obteniendo todos niveles de parasitismo relativamente altos (Figura 7). Cinco tratamientos fueron parasitados al 100%. El menor porcentaje de parasitismo se presentó en el testigo con un 95.8% de huevos parasitados.

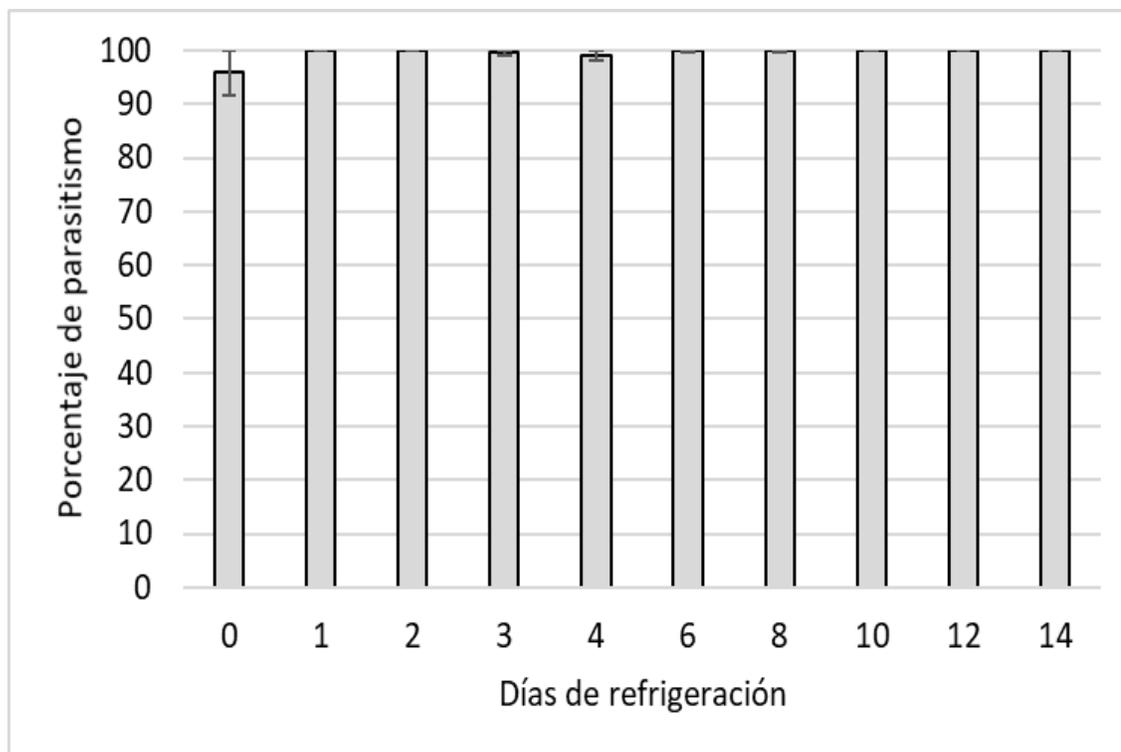


Figura 7. Promedio de porcentaje de parasitismo.

#### **4.2. RELACIÓN ENTRE PORCENTAJE DE EMERGENCIA Y DÍAS DE ALMACENAMIENTO EN FRÍO DE HUEVOS DE *S. FRUGIPERDA***

El almacenamiento en frío afectó la emergencia de los adultos de *T. remus*. Emergieron adultos de masas de todos los tratamientos. No obstante, los niveles de emergencia fueron muy diferentes de un tratamiento a otro. La emergencia de los adultos de *T. remus* varió según el número de días de refrigeración de los huevos ( $F=11.52$ ,  $P<0.001$ ). No hubo diferencia

significativa entre los primeros siete tratamientos. De estas masas, emergieron más del 70% de huevos, siendo el tratamiento de 4 días de refrigeración el que presentó el mayor porcentaje: 91.7% (Figura 8). Después, disminuyeron los niveles de emergencia del parasitoide. Los huevos de 10 y 14 días de refrigeración son los que menor porcentaje de emergencia tuvieron. En los huevos de 14 días se presentó una emergencia de 6.1%.

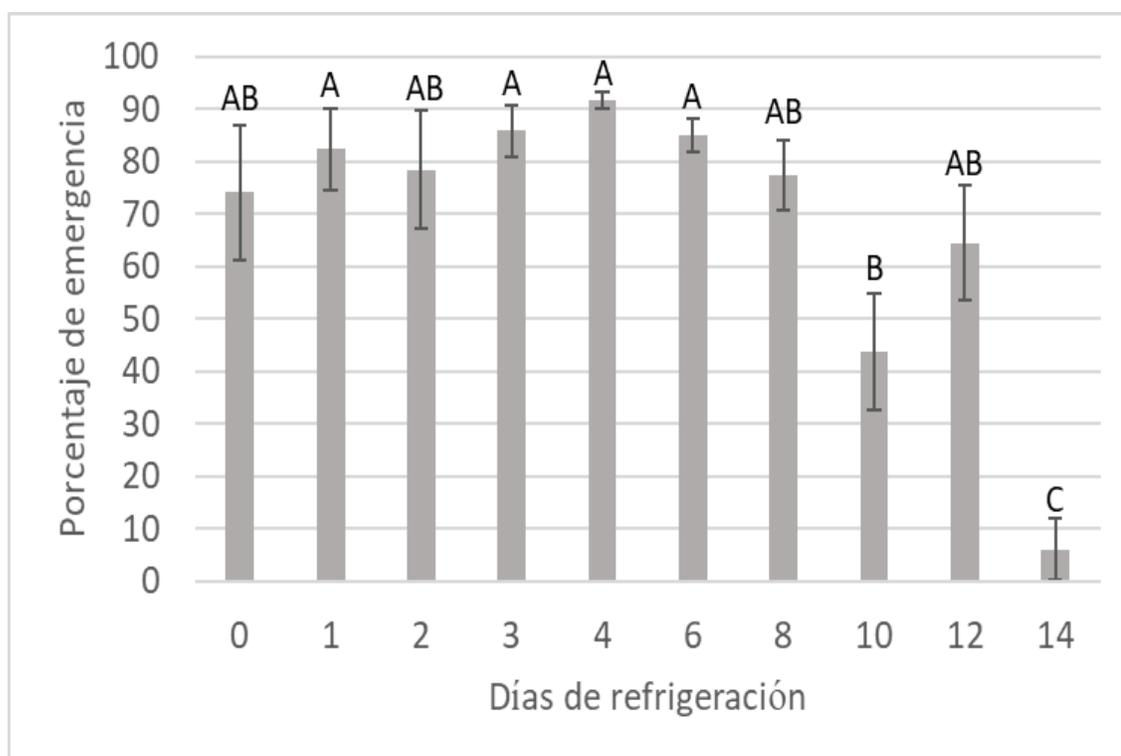
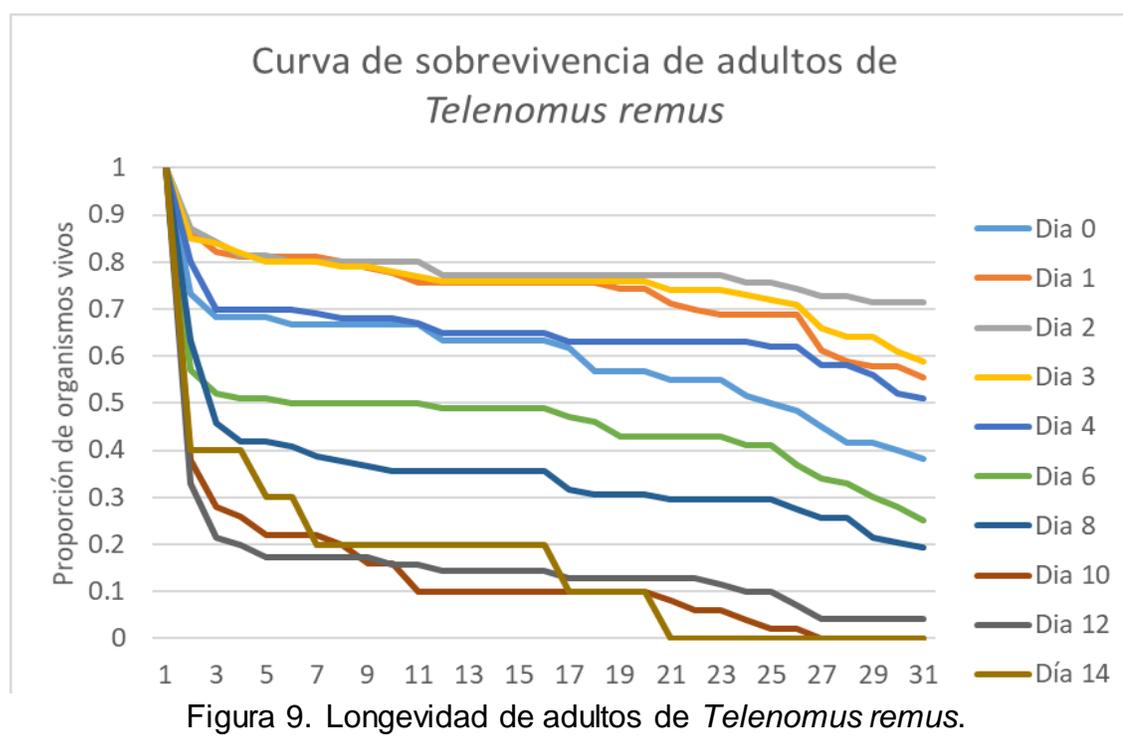


Figura 8. Promedio de porcentaje de emergencia de *T. remus* a diferentes días de refrigeración.

#### 4.3. RELACIÓN ENTRE LONGEVIDAD DE ADULTOS DE *TELENOMUS REMUS* Y DÍAS DE ALMACENAMIENTO EN FRÍO DE HUEVOS DE *SPODOPETRA FRUGIPERDA*

El número de días de almacenamiento en frío de los huevos de *S. frugiperda* influyó en la sobrevivencia de los adultos de *T. remus*. Los tratamientos cuyos huevos estuvieron almacenados más tiempo tuvieron un menor porcentaje de organismos vivos en los primeros días (Figura 9). Los huevos almacenados durante 10 a 14 días solo tenían un máximo de 30% de organismos vivos al quinto día. Mientras que los tratamientos de 1 a 3 días de almacenamiento seguían con más del 70% de adultos vivos a los 20 días después de emergencia. Al menos el 50% de los organismos



seguían vivos a los 10 días para los huevos almacenados durante 1 a 6 días. Cabe resaltar que los huevos frescos (0 día de refrigeración) tuvieron porcentajes de adultos vivos inferiores a los de huevos de 1 a 4 días de almacenamiento durante los primeros 30 días de sobrevivencia.

## 5. DISCUSIÓN

Nagarkatti y Jayanth (1980) obtuvieron resultados similares a este trabajo en una investigación que realizaron con *Spodoptera litura*. Notaron que huevos de *S. litura* almacenados a 10°C por ocho días eran aceptados por hembras de *T. remus*. Estos resultados coinciden con lo obtenido por nuestros experimentos en donde se registró parasitismo en huevos de hasta 14 días de refrigeración. Sin embargo, se había reportado que *T. remus* solo parasita huevos de menos de 72 horas de edad sin refrigerar (Dass y Parshad, 1983; citado de Cave, 2000). La refrigeración permite que los huevos con un tiempo mayor a este periodo sean aun aceptados por *T. remus* para ser parasitados.

Observamos que los huevos parasitados dónde no hubo emergencia sufrieron deshidratación (Figuras 10A,10B, 10C). Boardman (1977) observó que en huevos de *S. litura* las hojas de la planta aseguran que los huevos retengan su humedad, y que el uso de papel filtro como sitio de oviposición tenía una tendencia a quitar la humedad de los huevos y causar la deshidratación de algunos. Puesto que para este experimento se

utilizaron bolsas de papel de estraza como sustrato para los huevos de *S. frugiperda*, puede ser la razón por la que se obtuvieron niveles de emergencia inferiores al 70% a partir del décimo día. Considerando que se usaron huevos de un mismo rango de edad (menos de 24 h), es muy probable que los que estuvieron más tiempo en contacto con el sustrato fueron perdiendo humedad y terminaron deshidratándose.

Por otra parte, Cave (2000) menciona que el segundo instar de la larva de *T. remus* asimila los nutrientes del hospedero hasta que sean totalmente consumidos, lo que le permite a la larva completar su desarrollo para pasar a la etapa de prepupa. Entonces la falta de nutrientes en el hospedero podría explicar la inaptitud de la larva para completar su desarrollo. El hospedero terminó por colapsarse causando que la larva no pudiera llegar hasta la etapa de adulto. De esta manera se explicaría que huevos parasitados se deshidrataran y en consecuencia no emergieran adultos de *T. remus*.

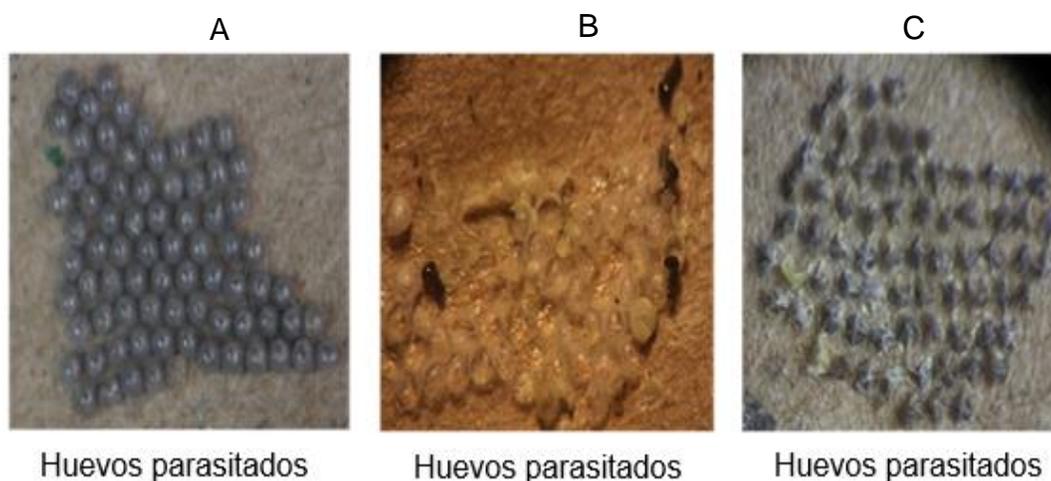


Figura 13. Identificación de huevos parasitados (A), huevos no parasitados (B) y huevos deshidratados (C).

Gómez de Picho (1987) reportó sobrevivencia de 10 a 18 días de los adultos de *T. remus* criados en huevos frescos de *Spodoptera eridania* cuando se alimentan con miel pura. Estos resultados difieren de los que se obtuvieron puesto que a los 30 días seguían vivos más del 30% de los organismos. Además, adultos emergidos de huevos refrigerados durante 1 a 4 días mostraron aun mayor porcentaje de sobrevivencia para este mismo período, lo que podría indicar que el almacenamiento en frío de huevos de *S. frugiperda* por un periodo de hasta 4 días favorece la sobrevivencia de los adultos de *T. remus*.

## 6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Con base en los resultados obtenidos se concluye lo siguiente:

Huevos de *S. frugiperda* almacenados en frío a  $10\pm 2$  °C durante 1 hasta 14 días siguen siendo viables para parasitismo y emergencia de adultos de *T. remus*.

*Telenomus remus* fue capaz de parasitar estos huevos, pero disminuyendo su porcentaje de emergencia con los días de refrigeración.

El almacenamiento en frío de huevos de *S. frugiperda* constituye un método efectivo que puede ayudar en la cría y producción masiva de *T. remus*. Sin embargo, se necesitan más investigaciones probando otros sustratos, con el propósito de aumentar los porcentajes de emergencia.

Se recomienda el almacenamiento en frío de los huevos de *S. frugiperda* como alternativa en la producción de *T. remus* criado en su huésped natural. Se recomiendan hasta 8 días de refrigeración de los huevos, y no refrigerarlos más de 12 días para evitar que pierdan calidad y niveles mínimos de emergencia.

## 7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alam, M.M. 1979. Attempts at the biological control of major insect pests of maize in Barbados. In: Proceedings of a Symposium on Maize and Peanut. 13-18 de noviembre. Paramaribo, Suriname. pp: 127-135.

Andrews, K. L. 1988. Latin America research on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). Florida Entomologist ,71 (4): 630 – 653.

Aragón, J.R. 2002. Guía de reconocimiento y manejo de plagas tempranas relacionadas a la siembra directa. EEA INTA Marcos Juárez. Agroediciones 60p.

Bahena, J.F. 2012. Manejo agroecológico de plagas en maíz para una agricultura de conservación. INIFAP. Folleto Técnico Núm. 27.

Bahena, J. F. y M.E. Cortez. 2016. Casos de control biológico en México 2. Arredondo B. H. C. (ed). Biblioteca básica de agricultura pp: 181-250.

Banda, J. F. 1981. Importancia económica de *Heliothis zea* (Boddie) y determinación del umbral económico, distribución matemática y muestreo secuencial de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) en maíz criollo. Tesis Doctorado, ITESM Monterrey, Nuevo León, México. 74 pp.

Bennett, F.D. 1979. Report of work carried out. Abril de 1978 - marzo de 1979. 1st Ed., Commonwealth Institute of Biological Control. Inglaterra. pp: 87.

Bennett, F.D. 1994. Fall armyworm. In: Pest Management in the Subtropics: Biological Control- a Florida Perspective. Rosen. D., F.D. and J.L. Capinera, (Eds.). Intercept Limited. United Kingdom. ISBN 0 946707464.

Bernardi, E.B., M.L. Haddad, J.P.R. Parra. 2000. Comparison of artificial diets for rearing *Corcyra cephalonica* (ton, 1865) (Lep., Pyralidae) for *Trichogramma* mass production. *Revista Brasileira de Biología*, 60:45-52.

Beserra, E. B, C. T. S. Dias y J. R. P. Parra. 2002. Distribution and natural parasitism of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) eggs at different phenological stages of corn. *Florida Entomologist*, 85: 588–593.

Beserra, E. B., J. R. P Parra. 2004. Biología e parasitismo de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner e *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em ovos de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 48: 119-126.

Bin, F. y N.F. Johnson. 1982a. Potential of *Telenominae* in biocontrol with egg parasitoids (Hymenoptera, scelionidae). *Les Colloques de L' INRA*, 9: 275-287.

Blanco, C. A., J.G. Pellegaud, U. Nava-Camberos, D. Lugo-Barrera, P. Vega-Aquino, J. Coello, A.P. Terán-Vargas y J. Vargas-Camplis. 2014. Maize pests in Mexico and challenges for the adoption of integrated pest management programs. *Journal of Integrated Pest Management*, 5(4): E1-E9.

Bueno, R. C. O. de F., T. R. Carneiro, D. Pratissolli, A. de F. Bueno y O. A. Fernandes. 2008. Biology and thermal requirements of *Telenomus remus* reared on fall armyworm *Spodoptera frugiperda* eggs. *Ciência Rural*, 38: 16.

Bueno, R.C.O de F., A. de F. Bueno, F. Moscardi, J. R. P. Parra y C. B. Hoffmann-Campo. 2011. Lepidopteran larvae consumption of soybean foliage: basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. *Pest Management Science*, 67: 170-174.

Cabi. 2018. Invasive Species Compendium. USA. Consultado el 17 de julio de 2019. Disponible en [www.cabi.org/isc/datasheet/53078](http://www.cabi.org/isc/datasheet/53078)

Capinera, J. 2011. Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). 1 July 1999. Revisado: noviembre de 2005. Revisado: marzo de 2011.

Casmuz, A., M.L. Juárez, M.G. Socías, M.G. Murúa, S. Prieto, S. Medina, E. Willink y G. Gastaminza. 2010. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, 69: 209–231.

Cave, R.D. 2000. Biology, ecology and use in pest management of *Telenomus remus*. Biocontrol News and Information, 21: 21-26.

Cave, R. D. y N. M. Acosta. 1999. *Telenomus remus* Nixon un parasitoide en el control biológico del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (Smith). Ceiba 40(2):215-227.

Cock, M.J.W. 1985. A Review of Biological Control of Pests in the Commonwealth Caribbean and Bermuda up to 1982. 1st Edn. Publicado en nombre de CIBC por the Commonwealth Agricultural Bureaux. United Kingdom. ISBN-10: 0851985505, pp: 218.

Colbert, S.A.1985. Insect chemosensory responses; a quimical legacy hypothesis. Ecological Entomology, 10:143-153.

Dass, R., B. Parshad. 1983. Influence of age of *Spodoptera litura* (Fabricius) egg on parasitisation by *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae). Journal of Entomological Research, 7: 18-20.

Dass, R. y B. Parshad. 1984. Rearing of important lepidopterous pests on known artificial diet and screening for preferred hosts of parasite, *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae). Journal of the Entomological Research Society, 81: 89-92.

Davies, A. P. y M.P. Zalucki. 2008. Collection of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from tropical northern Australia: a survey of egg parasitoids for potential pest insect biological control in regions of proposed agricultural expansion. Australian Journal of Entomology, 47: 160-167.

Desneux, N., A. Decourtye y J. M. Delpuech. 2007. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. Annual Review of Entomology. 52: 81-106.

Early, R., P. González-Moreno, S.T. Murphy y R. Day. 2018. Forecasting the global extent of invasion of the cereal pest *Spodoptera frugiperda*, the fall armyworm. *NeoBiota*, 40: 25–50.

FAO. Breve nota de las acciones de la FAO sobre Fall Armyworm en África. FAO: Rome, Italia. Disponible en: [www.fao.org/3/a-bt415e.pdf](http://www.fao.org/3/a-bt415e.pdf). Consultado el 20 de febrero de 2019.

Ferrer, F. 2001. Biological control of agricultural insect pests in Venezuela; advances, achievements, and future perspectives. *Biocontrol News and Information*, 22: 67-74.

Figueiredo, M. L. C., I. Cruz y T. M. C. D. Lucia. 1999. Controle integrado de *Spodoptera frugiperda* (Smith & Abbot) utilizando-se o parasitóide *Telenomus remus* Nixon. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 34: 1975–1982.

Figueiredo, M. L. C., T. M. C. D. Lucia y I. Cruz. 2002. Effect of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) density on control of *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) egg masses upon release in a maize field. *Revista Brasileira de Milho e Sorgo*, 1: 12-19.

Fuentes, S.F. 1994. Producción y uso de *Trichogramma* como regulador de plagas. Red de acción en alternativas al uso de agroquímicos (RAAA). Lima, Perú. 192p.

García Roa, F., A. T. Mosquera, C. Vargas y L. Rojas. 1999. Manejo integrado del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). *Boletín Técnico* (7). CORPOICA, Palmira, Colombia.

Gautam, R.D. 1986a. Effect of different temperatures and relative humidities on the efficiency of parasitoid, *Telenomus remus* Nixon (Scelionidae: Hymenoptera) in the laboratory. *Journal of Entomological Research*, 10: 34-39.

Gautam, R.D. 1986b. Variations in amino acids in fertile and unfertile eggs of *Spodoptera litura* Fabricious contribute towards parasitism by *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae). *Journal of Entomological Research*, 102: 161-165.

Gautam, R.D. y T. Gupta. 1994. Mass-multiplication of the cutworm, *Agrotis spinifera* (Hübner). *Annals of Agricultural Research*, 15: 64-69.

Gerling, D. 1972. The developmental biology of *Telenomus remus* Nixon (Hym.: Scelionidae). *Bulletin of Entomological Research*, 61: 385-488.

Gómez de Picho, H. 1987. Biología de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae). *Revista Peruana de Entomología*, 30: 29-32.

González, C.E. y J.L. Zocco. 1996. Control integrado de *Spodoptera frugiperda* Smith utilizando *Telenomus remus* Nixon en *Zea mays* L. *Revista de Investigación Agrícola-DANAC*, 1: 201-219.

Gupta, M. y A.D. Pawar. 1985. Multiplication of *Telenomus remus* Nixon on *Spodoptera litura* (Fabricius) reared on artificial diet. *Journal of Advanced Zoology*, 6: 13-17.

Gutiérrez, A., A. Tolon y X. Lastra. 2012. biological control of *spodoptera frugiperda* eggs using *telenomus remus* nixon in maize-bean-squash polyculture. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences*, 285-292.

Hassan, S.A. 1994. Strategies to select *Trichogramma* species for use in biological control. In: Chillán: INIA. 19p.

Hernández, D. y F. Díaz. 1995. Efecto de la edad del parasitoide *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) sobre su capacidad de ovipostura y proporción sexual de la descendencia. *Boletín de Entomología Venezolana*, 10: 161-166.

Hernández, D. y F. Díaz. 1996. Efecto de la temperatura sobre el desarrollo de *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoide de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). *Boletín de Entomología Venezolana*, 11: 149-153.

Hernández, D., F. Ferrer y B. Linares. 1989. Introduccion de *Telenomas remus* Nixon (Hymenoptera: scelionidae) para controlar *Spodoptera Fruqiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en Yaritagua-Venezuela. *Agronomía Tropical*, 39: 45-61.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). 2010. USA. *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) Taxonomic Serial No.: 117472. Consultado el 12 de Julio del 2019. Disponible en: [www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=117472#null](http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=117472#null)

Jaramillo A. D, O.G. Jaramillo, A.E. Bustillo y H.L. Gómez. 1989. Efecto del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) sobre el rendimiento del maíz. Revista Facultad Nacional de Agronomía, 42: 25-33.

Joshi, B.G., G. Ramaprasad, S. Sitaramaiah y C.V.V Sathyanarayana. 1976. Some observations on *Telenomus remus* Nixon, an egg parasite of the tobacco caterpillar, *Spodoptera litura* (F.). Tobacco Research, 2: 17-20.

Joshi, B. G., S. Sitaramaiah y G. Ramaprasad. 1982. Field observations on impact of egg parasite *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) on tobacco caterpillar, *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) in tobacco nurseries in Andhra Pradesh. Entomophaga, 27: 331-334.

Kenis, M., H. Du Plessis, J. Van den Berg, M. Ba, G. Goergen, K. Kwadjo y A. Polaszek. 2019. *Telenomus Remus*, a Candidate Parasitoid for the Biological Control of *Spodoptera Frugiperda* in Africa, is already Present on the Continent. Insects 10(4), 92.

Kumar, D.A., A.D. Pawar y B.J. Divakar. 1986. Mass multiplication of *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae) on *Corcyra cephalonica* Stainton (Lepidoptera: Galleridae). Journal of Advanced Zoology, 7: 21-23.

Lewis, W.J. y D.A. Nordlund. 1984. Semiochemicals influencing fall armyworm parasitoid behavior: implications for behavioral manipulation. Florida Entomologist, 67: 343-349.

Linares, B. 1998. Farm family rearing of egg parasites in Venezuela. Biocontrol News and Information, 19: 76N.

Morales, J., J. S. Gallardo, C. Vásquez y Y. Ríos. 2000. Patrón de emergencia, longevidad, parasitismo y proporción sexual de *Telenomus remus* (Hymenoptera, Scelionidae) con relación al cogollero del maíz. Instituto de Biotecnología Aplicada a Agropecuaria, 12: 47-54.

Morales, J.S., J.S. Gallardo, C. Vásquez y Y. Ríos. 2001. Respuesta funcional de *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) a los huevos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Bioagro*, 13: 49-55.

Morales, J., C. Vásquez, N.L.B. Pérez, N. Valera, Y. Ríos, N. Arrieché y R.B. Querino. 2007. Especies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitoides de huevos de lepidópteros en el Estado Lara, Venezuela. *Neotropical Entomology*, 36: 542-546.

Nagarkatti, S., K.P. Jayanth. 1980. Laboratory studies on natural enemies of *Spodoptera litura* (Fabricius). Proceedings of the 3rd workshop of the All-India Coordinated Project on Biological Control of Crop Pest and Weeds. Punjab Agricultural University, Ludhiana, 27-30 October 1980.

Nagoshi, R.N. 2009. Can the amount of corn acreage predict fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) infestation levels in nearby cotton? *Journal of Economic Entomology*, 102: 210-218.

Nakano, O. 1986. Avanços na prática do controle de pragas. *Informe Agropecuário*, 12: 55-59.

Noldus, L.P.J.J. 1989. Semiochemicals foraging behaviour and quality of entomophagous insects for biological control. *Journal Applied of Entomology*, 108: 425-451.

Oliveira, H. N., C. A. Colomb, D. Pratissoli, E. P. Pedruzzi y L. P. Dalvi. 2005. Capacidade de parasitismo de *Trichogramma exiguum* (Pinto y Platner, 1978) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) criados em dois hospedeiros por diversas gerações. *Ciência e Agrotecnologia*, 29: 284-288.

Parra, J.R.P. 1997. Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*, hospedeiro alternativo para produção de *Trichogramma*. In: Parra, J.R.P., Zucchi, R.A. (eds.). *Trichogramma e o controle biológico aplicado*. Piracicaba: Fealq, pp. 121-150.

Parra, J. R. P., R. A. Zucchi y S. Silveira Neto. 1987. Biological control of pests through egg parasitoids of the genera *Trichogramma* and/or *Trichogrammatoidea*. *Memorias del Instituto Oswaldo Cruz*, 82: 153- 160.

Pashley, D. P., T.N. Hardy y A. M. Hammond. 1995. Host effects on developmental and reproductive traits in fall armyworm strain

(Lepidoptera: Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 88: 748–755.

Pedigo, L. P., S. H. Hutchins y L. G. Higley. 1986. Economic Injury Levels in Theory and Practice. *Annual Review of Entomology*, 31: 341-368.

Pinto, A de S. y J. R. P. Parra. 2002. Liberações de inimigos naturais. In: Parra, J. R. P., Botelho, P. S. M., Corrêa-Ferreira, B.S.; Bento, J.M.S. *Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores*. São Paulo: Manole, p.325-342.

Pinto, A. de S., J.P.R. Parra y H.N. Oliveira. 2004. Guia ilustrado de pragas e insectos benéficos do milho e sorgo. Ribeirão Preto: A.S. Pinto, 108p.

Poitout, S. y R. Bues. 1974. Elevage de chenilles de vingt-huit espèces de Lépidoptères Noctuidae et de deux espèces d'Arctiidae sur milieu artificiel simple. Particularités de l'élevage selon les espèces. *Annales de zoologie: Ecologie animale*.

Pomari-Fernandes, A., A.F. Bueno, R.C.O.F. Bueno y J.A.O. Menezes. 2012. Biological characteristics and thermal requirements of the biological control agent *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) reared on eggs of different species of the genus *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 105:72-81.

Pomari-Fernandes, A., A. F. Bueno y S. A. De Bortoli. 2016. Size and flight ability of *Telenomus remus* parasitoids reared on eggs of the factitious host *Corcyra cephalonica*. *Revista Brasileira de Entomologia*, 60: 177–181.

Pomari-Fernandes, A., A. P. Queiroz, A. F. Bueno, A. W. Sanzovo y S. A. De Bortoli. 2015. The importance of the relative humidity for *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitism and development on *Corcyra cephalonica* (Lepidoptera: Pyralidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) eggs. *Annals of the Entomological Society of America*, 108: 11–17.

Queiroz, A. P., A. F. Bueno, A. Pomari-Fernandes, M. L. M. Grande, O. C. Bortolloto y D. M. Silva. 2017. Low temperature storage of *Telenomus remus* (Nixon) (Hymenoptera: Platygasteridae) and its factitious host

*Corcyra cephalonica* (Stainton) (Lepidoptera: Pyralidae). Neotropical Entomology, 46: 182–192.

Ríos, M. V. y J. TERÁN. 2003. Los *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) de la región noroccidental del estado Guárico, Venezuela. Entomotropica, 18: 127-145.

Rojas, L. y F. García. 1995. Comportamiento parasítico de *Telenomus sp.* en *Spodoptera frugiperda*. Revista Colombiana de Entomología, 21(4): 191-197.

Rothschild, G.H.L. 1970. Parasites of rice stemborers in sarawak (Malaysian borneo). Biocontrol, 15: 21-51.

Sankaran, T. 1974. Natural enemies introduced in recent years for biological control of agricultural pests in India. Indian Journal of Agricultural Science, 44: 425-433.

Sarmiento, M. J. y J. Casanova. 1975. Búsqueda de límites de aplicación en control del "Cogollero" del maíz *Spodoptera frugiperda*. En: Revista Colombiana de Entomología. Vol. 18, N° 1 (1975); pp. 104-107.

Schwartz, A. y D. Gerling. 1974. Adult biology of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) under laboratory conditions. Entomophaga, 19: 482–492.

Stark, J.D. y J.E. Banks. 2003. Population-level effects of pesticides and other toxicants on arthropods. Annual Review of Entomology, 48: 505-519.

Vasconcelos dos R., G.F. Scandiuzzi, M. Arcaro Filho y A. de S. Pinto. 2008. Quantidade liberada do parasitoide *Telenomus remus* no controle da lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda*, em milho "safrinha". In: Congresso Brasileiro de entomologia, 22.

Vélez, A. R. 1985. Notas sinópticas de entomología económica colombiana. Medellín: Universidad Nacional de Colombia. 258 p.

Waddill, V. H. y W. H. Whitcomb. 1982. Release of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae) against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Florida. Entomophaga, 27: 157-162.

Woicik, B., W.H. Whitcomb y D.H. Habeck. 1976. Host range testing of *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). Florida Entomologist, 59: 195-198.

Yassen, M., F.D. Bennett y R.M. Barrow. 1981. Introduction of exotic parasites for control of *Spodoptera frugiperda* in Trinidad.

Zenner de Polanía, I., A. Álvarez y S. Barreto. 2006. Influence of parasitism by *Chelonus insularis* Cresson (Hymenoptera: Braconidae) on the susceptibility of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) to insecticides. Neotrop. Entomol. (Brasil). 35(6), 818-822.

Zenner de Polanía, I. y F. Borrero. 1994. Resistencia del cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) a algunos insecticidas y su manejo. En: Memorias Seminario Internacional sobre el cultivo de maíz y sorgo sus principales plagas y enfermedades. Comité interinstitucional sobre los cultivos de sorgo y maíz. C.I. Tibaitatá. Enero 25-30, 1993. Produmedios, Bogotá. pp. 35-41.