

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA

EVALUACIÓN DE RESIDUALIDAD DE LOS INSECTICIDAS  
CLORANTRANILIPROLE Y BIFENTRIN, PARA EL CONTROL DE *ANTICARSIA*  
*GEMMATALIS* EN EL CULTIVO DE SOJA

por

Marco ARMAND UGÓN ROSTÁN  
Santiago OSORES SOSA

TESIS presentada como uno de  
los requisitos para obtener el  
título de Ingeniero Agrónomo.

MONTEVIDEO  
URUGUAY  
2017

Tesis aprobada por:

Director: -----

Ing. Agr. (Mag.) Adela Ribeiro

-----

Ing. Agr. (Mag.) Horacio Silva

-----

Ing. Agr. (Mag.) Silvana Abbate

Fecha: 29 de agosto de 2017

Autores: -----

Marco Armand Ugón Rostán

-----

Santiago Osores Sosa

## **AGRADECIMIENTOS**

A nuestras familias que siempre nos alentaron y apoyaron a lo largo de toda la carrera.

A Adela Ribeiro y Horacio Silva, por la oportunidad de realizar nuestra tesis de grado y el aprendizaje brindado por ellos.

A Mauricio González, nuestro compañero y amigo, que no pudo continuar el trabajo y colaboró con la parte práctica.

## TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	VI
1. <u>INTRODUCCIÓN</u> .....	1
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u> .....	2
2.1. <u>EL CULTIVO DE LA SOJA</u> .....	2
2.2. <u>ANTICARSIA GEMMATALIS HÜBNER (LEPIDOPTERA:</u> <u>NOCTUIDAE)</u> .....	3
2.2.1. <u>Descripción de los estados de desarrollo</u> .....	3
2.2.2. <u>Distribución</u> .....	4
2.2.3. <u>Plantas alimenticias</u> .....	4
2.2.4. <u>Daños e importancia económica</u> .....	4
2.2.5. <u>Biología y ciclo estacional</u> .....	6
2.2.6. <u>Enemigos naturales</u> .....	7
2.3. <u>INSECTICIDAS</u> .....	10
2.3.1. <u>Características</u> .....	11
2.3.2. <u>Espectro de acción</u> .....	12
2.3.3. <u>Persistencia</u> .....	16
2.3.4. <u>Residualidad</u> .....	17
2.3.5. <u>Resistencia</u> .....	18
3. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u> .....	21
3.1. <u>CRÍA DE ANTICARSIA GEMMATALIS</u> .....	21
3.2. <u>EVALUACIÓN DE RESIDUALIDAD</u> .....	21
3.3. <u>ANÁLISIS ESTADÍSTICO</u> .....	22
4. <u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u> .....	23
4.1. <u>RESULTADOS DE CAMPO</u> .....	23
4.2. <u>RESULTADOS DE LABORATORIO</u> .....	24
5. <u>CONCLUSIONES</u> .....	28
6. <u>RESUMEN</u> .....	29
7. <u>SUMMARY</u> .....	30

8. <u>BIBLIOGRAFÍA</u> .....	31
9. <u>ANEXOS</u> .....	47

## LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Eficiencia de control de los insecticidas clorantraniliprole y bifentrin para los días 2, 6, 15 y 20 post aplicación, en cinco días de evaluación.....	27
Figura No.	
1. Número de larvas/m diferenciadas por tamaño y especie correspondiente a los días de evaluación según tratamiento.....	23
2. Mortalidad proporcional de larvas en el período de evaluación según tratamiento en el día 2 post aplicación.....	24
3. Mortalidad proporcional de larvas en el período de evaluación según tratamiento en el día 6 post aplicación.....	25
4. Mortalidad proporcional de larvas en el período de evaluación según tratamiento en el día 15 post aplicación.....	25
5. Mortalidad proporcional de larvas en el período de evaluación según tratamiento en el día 20 post aplicación.....	26

## 1. INTRODUCCIÓN

En nuestro país, la soja es el cultivo que mayor área ocupa. Esto implica, entre otras cosas, la utilización de muchos agroquímicos con diferentes características.

En la actualidad, el uso de insecticidas para el control de insectos plaga es una práctica que se lleva adelante con mayor frecuencia. Las empresas proveedoras de agroquímicos otorgan información con respecto a espectro de acción, residualidad, persistencia, toxicidad, etc.

Es importante conocer dicha información para desarrollar una agricultura sostenible en el tiempo ya que muchas veces, por motivos económicos, se aplican insecticidas de amplio espectro, tóxicos para los seres humanos y contaminantes del medio ambiente.

El objetivo de este trabajo fue evaluar la eficiencia y residualidad de los insecticidas bifentrin y clorantraniliprole para el control de *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidóptera: Noctuidae) en el cultivo de soja.

## 2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 EL CULTIVO DE SOJA

La soja es una planta herbácea anual de ciclo estival. Fue domesticada en la mitad oriental de China entre los siglos VII y XI AC y es considerada uno de los cultivos más antiguos. Se encuentra dentro de la familia de las leguminosas. Su nombre científico es *Glycine max* L. Es hermafrodita y autógama (se poliniza a sí misma) casi en un 100 % de los casos y su ciclo tiene un rango que varía entre 70 y 200 días. En la actualidad, su mayor utilización es para la obtención de aceite para consumo humano y proteína vegetal para harinas destinadas a la alimentación animal. También puede ser utilizada para consumo humano directo (grano) o como forrajera (Blum et al., 2008).

La superficie total sembrada en el Uruguay con cultivos de verano en la zafra 2015/2016 con destino a grano seco fue de casi 1,3 millones de hectáreas. El cultivo de soja, con más de 1,1 millones de hectáreas aporta el 88 % del área de verano y su producción fue estimada en 2,2 millones de toneladas, un 29 % menos que en la zafra anterior. Esta caída en la producción se explica fundamentalmente por la reducción en la superficie sembrada y por las condiciones climáticas adversas que se registraron durante el ciclo del cultivo, primero el déficit hídrico en diciembre de 2015 y luego el exceso de precipitaciones en abril de 2016 que afectaron negativamente los rendimientos. El rendimiento medio del cultivo de soja a nivel nacional fue estimado en 1.937 kg/ha sembrada, lo que implica una disminución del orden del 17 % comparado con la zafra anterior que fue de 2.331 kg/ha (MGAP. DIEA, 2016b).

Actualmente, esta leguminosa sigue siendo el principal cultivo, con un área estimada para la presente zafra de 1.103 mil hectáreas, un 3 % menos que en 2015/16 cuando alcanzó 1.140 mil hectáreas (MGAP. DIEA, 2016a).

La expansión de la agricultura en Uruguay ha sido un factor relevante del dinamismo del sector agrícola en la última década, ocasionando importantes cambios en el entorno económico doméstico y significativas transformaciones en la base productiva. El cultivo de soja pasa de ser un cultivo marginal a ser el principal cultivo en cuanto a área sembrada y uno de los principales productos de exportación, desplazando a otros cultivos tradicionales. Se ha expandido por la región litoral oeste del país, extendiéndose rápidamente a otras áreas marginales para la agricultura como el centro, noreste y este del país (Arbeletche et al., 2010).

## 2.2 *ANTICARSIA GEMMATALIS* HÜBNER (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE)

### 2.2.1 Descripción de los estados de desarrollo

El adulto presenta desde coloraciones grisáceas a pardo amarillas. La expansión alar es de entre 26 y 36 mm y el macho es de mayor tamaño que la hembra (Castiglioni, 2006).

Watson, citado por Gomes (2003) observó que una línea de coloración clara o más oscura cruza las alas desde el ápex del primer par de alas hasta la mitad del margen anal del segundo par, siendo una característica de la especie. Greene (1974) indica que los machos presentan pelos alargados en los fémures de las patas protorácicas y en las tibias de las patas metatorácicas en contraste con las de las hembras que son cortos y escasos. En el segundo par de alas se observan dos pequeñas manchas negras y en la cara inferior de las alas una hilera de puntos blancos.

Los huevos miden aproximadamente 1,5 mm de diámetro, presentan un color verde claro a blanco y cerca de la eclosión se tornan rosado pálido. Además tienen un aspecto relativamente brillante (Hoffman-Campo et al., 2000). Son colocados de forma aislada o agrupados en las hojas (Praça et al., 2006) y la mayor proporción se ubica en el estrato medio e inferior de las plantas (Ferreira y Panizzi, 1978).

La larva presenta la parte ventral, sin tener en consideración el franjeado, en general más oscura y las patas se diferencian por ser más claras que la superficie ventral. En los dos primeros estadios, además del par anal de patas falsas, presenta dos pares de apéndices abdominales, por lo que al caminar se asemejan a una lagarta medidora. Luego del tercer estadio aparecen otros dos falsos pares de patas para completar el número de cinco, común a la mayoría de las larvas de lepidópteros (Hoffmann-Campo et al., 2000). En su último estadio pueden llegar a medir entre 35 y 40 mm (Aragón y Flores, 2006).

Las larvas mayores a 1,5 cm pueden encontrarse tanto en coloraciones verdes como oscuras y presentan tres líneas blancas en el dorso (Sosa-Gómez et al., 2003). La coloración oscura está asociada con altas densidades de poblaciones o escasez de alimento (Silva, 1981).

En el último estado larval, la lagarta interrumpe su alimentación, entrando así en la fase de pre-pupa, la cual dura entre uno y dos días (Hoffmann-Campo et al., 2000). En este estadio su coloración se torna rosada (Castiglioni, 2006).

La pupa presenta una longitud aproximadamente de 16 a 18 mm y un diámetro de 4 a 6 mm. Su coloración va cambiando desde verde claro al inicio, luego castaño claro y finalmente adquiere un color marrón oscuro brillante (Watson, 1916). Presentan

puntuaciones densas en los segmentos abdominales en la parte anterior y en la extremidad del abdomen exhibe tres pares de espinas (Castiglioni, 2006).

### 2.2.2 Distribución

*Anticarsia gemmatalis* es citada en la zona tropical y subtropical de América (Gazzoni et al., 1998). Kogan y Turnipseed (1987) la señalan como el principal defoliador de soja en el continente americano.

Costa (1950) indica que la plaga no sobrevive a bajas temperaturas, y que habita desde Estados Unidos hasta Paraguay. Sin embargo existe información de que esta especie puede sobrevivir a climas muy fríos (-1 a -2,3 °C) en Louisiana, Estados Unidos (Wei y Johnson, 1995).

Ruffinelli y Carbonell (1953), citaron por primera vez en Uruguay a esta especie como plaga en el norte del país, en el cultivo de maní. Los estudios realizados por Ribeiro, entre los años 1995 y 1998, indican que entre los meses de octubre y abril se producen importantes capturas de adultos en trampas de luz (Castiglioni, 2006).

### 2.2.3 Plantas alimenticias

Herzog y Todd (1980) en Estados Unidos realizaron estudios ecológicos sobre el insecto e indicaron que 38 especies de leguminosas son hospederas.

Algunas de las especies de leguminosas citadas, pertenecientes al orden Fabales y a la familia Fabaceae son: *Arachis hypogaea* (Castiglioni, 2006), *Medicago sativa*, *Trifolium pratense*, *Lotus corniculatus*, *Trifolium repens* (Ribeiro y Silva<sup>1</sup>, Castiglioni 2006) *Vigna unguiculata*, y otras pertenecientes al género *Tephrosia* (Armstrong et al., 1990) *Phaseolus vulgaris*, *Canavalia gladiata* y *Pueraria phaseoloides* (Nantes et al., 1978).

Dentro de especies no leguminosas ha sido citada sobre: *Oryza sativa* (Poales: Poaceae), *Triticum aestivum* (Poales: Poaceae, Moscardi et al., 1981b) y *Linum usitatissimum* (Malpighiales: Linaceae, Ferreira y Panizzi, 1978).

### 2.2.4 Daños e importancia económica

En condiciones experimentales se han observado pérdidas que oscilan desde un 3 % hasta un 75 % en un periodo de ocho zafas agrícolas en parcelas en las que se aplicó control biológico, químico y una combinación de ambos (Silva, 1992, 1993,

---

<sup>1</sup> Ribeiro, A.; Silva, H. s.f. Consumo (g de materia seca) y duración (días) de los estadios larvales de *Anticarsia gemmatalis* en leguminosas forrajeras (sin publicar).

1995). Reichert y Costa (2003) encontraron que defoliaciones secuenciales en estadios vegetativos y reproductivos provocan reducciones drásticas, llegando a perder en algunas ocasiones hasta 537 kilos de grano por hectárea.

Ribeiro y Silva, determinaron que las larvas de los dos últimos estadios con poblaciones de 66, 26, 18 y 36 lagartas por metro cuadrado, en cultivos forrajeros de alfalfa, lotus, trébol blanco y trébol rojo, respectivamente, podrían llegar a consumir por día, en la estación de verano, una cantidad de forraje equivalente a lo que consume una vaca lechera en producción (Alzugaray y Ribeiro, 2010).

En los tres primeros estadios el consumo es muy bajo, las lagartas son muy pequeñas, no alcanzan a perforar el tejido y lo que producen es un raspado de los tejidos más tiernos. Luego del tercer estadio comienzan a realizar pequeñas perforaciones dejando las nervaduras centrales y laterales. Las lagartas de cuarto, quinto y sexto estadio en 15-16 horas pueden llegar a consumir una cantidad de alimento equivalente a su propio peso (Herzog y Todd, 1980). Esta especie es capaz de alimentarse tanto del limbo como de las nervaduras foliares (Lourenção et al., 2010). Aragón y Flores (2006) indican que las larvas en algunas ocasiones pueden consumir vainas con granos vacíos.

Cada lagarta puede consumir entre 84 cm<sup>2</sup> y 150 cm<sup>2</sup> de área foliar hasta completar la fase larval (Boldt et al. 1975, Panizzi et al. 1977, Aragón y Flores 2006) pero la mayor capacidad de defoliación ocurre entre 4º y 6º estadio (Bueno et al., 2011).

Los cultivos de soja en general tienen la capacidad de recuperarse de daños causados por insectos, especialmente los defoliadores, mientras el ataque ocurra antes de la floración (Gazzoni y Moscardi, 1998). Estudios realizados por estos autores indican que cuando la defoliación es baja (33 %) y media (67 %) en etapas vegetativas, la planta de soja tiene la capacidad de no perder rendimiento mediante un crecimiento compensatorio.

Según estudios de Gazzoni y Minnor (1979) los niveles de defoliación menores a un tercio del área foliar, no afectaron el rendimiento cuando fueron realizados en estados vegetativos. Daugherty (1969) determinó que en etapas críticas de la soja, o durante periodos de estrés prolongado, un 33% de defoliación provoca una disminución en el rendimiento. Board et al. (1994) encontraron que 100 % de defoliación R 6.3 dio lugar a la reducción del 40 % de rendimiento, mientras que la defoliación en R 6.6 causó pérdidas de rendimiento del 20 %. Según Mendonça et al. (2009) en etapas reproductivas la pérdida de follaje compromete significativamente el llenado de vainas, lo que implica reducción en el rendimiento.

### 2.2.5 Biología y ciclo estacional

Según Moscardi et al. (1981b) la longevidad de los adultos tiene relación con la temperatura, fenología de la planta en el momento en que se alimenta la larva y la época de apareamiento. Criados con dieta artificial pueden vivir 11,2 días a 32,2 °C y 24,8 días a 21,1 °C (Fugi, 2003).

Lourenção et al. (1996) encontraron que las hembras vivieron por 18,2 días y los machos 31,6 días cuando las larvas fueron alimentadas con hojas de soja en el momento de floración. En otro estudio realizado por Fugi (2003) se determinó que los machos viven más que las hembras pero que la longevidad podía variar en función de la resistencia del cultivar de soja utilizado. Los machos vivieron entre 17,3 y 20,2 y las hembras que se alimentaron con cultivar IAC PL-1, considerado como susceptible, presentaron una mayor longevidad (17,6 días), y en las que se alimentaron con el cultivar PI 229358, considerado con mayor resistencia, la longevidad se redujo a 15,2 días.

Otros aspectos que influyen sobre la longevidad de adultos son la calidad de alimentación, el número de cópulas que realizan y la densidad de población en la que se encuentran. Las hembras a las que se les suministró miel al 10 % presentaron mayor longevidad (20 días) que las alimentadas con agua (8 días Milano et al., 2008). Nantes et al. (1978) determinaron una longevidad de 12,3 días para adultos que fueron alimentados con una solución de sacarosa al 5 % y de 5 días para los cuales no se les suministró alimento. Albrecht et al. (2005) indican que los adultos alimentados con dieta artificial tuvieron una longevidad de 26,76 días (hembras) y 17,3 días (machos). Milano et al. (2008), determinaron que cuanto mayor era el número de cópulas la longevidad de las hembras disminuía. Anazonwu y Johnson (1986) indicaron que el peso de los adultos criados con alta población fueron más livianos que los criados individualmente.

Gallo et al. (2002) encontraron que las mariposas en el día se ubican en la sombra, en el estrato más bajo de la planta. En la noche vuelan para realizar el apareamiento y la ovoposición (Hoffmann-Campo et al., 2000), con picos entre las 21 y las 23 horas (Greene et al., 1973). El mayor número de apareamiento de adultos de *A. gemmatalis* se da en condiciones de temperatura entre 20°C y 30°C (Milano et al., 2008). Según Leppla (1976) el apareamiento tiene su pico durante las primeras 48 horas luego de la emergencia, luego comienza a reducirse hasta el día 15. Greene et al. (1973) dividieron el apareamiento en cinco fases: liberación de feromonas, atracción por el macho, posición de copula por parte del macho, transferencia de esperma y separación.

El periodo de pre-ovoposición y ovoposición insume entre 2,77 y 12,38 días respectivamente en adultos alimentados con dieta artificial (Albrecht et al., 2005).

Cada hembra tiene la capacidad de colocar 1000 huevos, el 80 % los coloca los primeros 8 a 10 días de vida y el periodo de incubación es aproximadamente de tres días (Hoffman-Campo et al., 2000). Según Moscardi et al. (1981a) la ovoposición puede variar en función de la temperatura, desde 310 huevos a 32,2°C a 842 a 26,7°C por hembra criada con dieta artificial y la temperatura más favorable es de 27°C (Magrini et al., 1996).

Las hembras originadas de larvas alimentadas con hojas en los estadios V2-V5 y en senescencia, fueron capaces de poner 964,4 y 515 huevos, respectivamente (Moscardi et al., 1981a). Sin embargo, esa potencialidad a campo no siempre se manifiesta. Magrini et al. (1999), en un estudio de seis años, determinaron que, en condiciones naturales, no oviponen más de 75 huevos promedio, de los cuales solo 30 a 35 pueden ser viables.

Las larvas presentan entre cinco y siete estadios, siendo seis el número más frecuente. La duración de cada estadio varía en función de algunos factores como la temperatura, calidad del alimento y tipo de planta hospedera (Milano et al., 2008).

Moscardi et al., citados por Fugi (2003) verificaron que por encima de 18,3°C, las larvas presentaron cinco a seis estadios y en temperaturas inferiores, seis a siete estadios; otros factores que afectan el periodo larval son la edad de las hojas y enfermedades foliares. Se alimentan principalmente de hojas de plantas que le sirven de hospedero, pero ante condiciones de ataques severos pueden dañar brotes, tallos tiernos y aún vainas (Alzugaray y Ribeiro, 2010).

Salvadori y Corseul (1982) encontraron que la fase pre-pupal dura 2,05 días mientras que para Fugi (2003) los valores obtenidos variaron entre 1 a 1,4 días, cuando fueron criadas a una temperatura de 25° C.

La duración de la fase pupal es inversamente proporcional a la temperatura. Silva (1981) registró una duración de 22,2; 10; 9,5 y 6,9 días para pupas criadas con hojas de soja, a temperaturas de 20; 25; 30 y 35°C, respectivamente. Esta fase ocurre en el suelo bajo restos de hojas o muy levemente por debajo de la superficie (Castiglioni, 2006).

#### 2.2.6 Enemigos naturales

Según Freitas (2006), en un agroecosistema en equilibrio la mayoría de los insectos plaga son controlados de manera natural por patógenos (virus, bacterias, hongos), parasitoides y predadores. De esta forma se logra reducir el uso de agroquímicos, causantes de daños ambientales.

Bentancourt y Scatoni (2001) citan, para Uruguay, varios agentes de mortalidad para *A. gemmatalis*: predadores (*Calosoma retusum* Fabricius (Coleoptera: Carabidae) *Nabis* sp. (Hemiptera: Nabidae) y *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae), parasitoides (*Architas incerta* Macquart (Diptera: Tachinidae) y entomopatógenos (*Nomuraea rileyi* Farlow Samson) (Moniliales: Moniliaceae) y virus de la poliedrosis nuclear.

En evaluaciones de mortalidad natural de *A. gemmatalis* realizadas en el país en lotus y soja (2005-2006 y 2006-2007) se encontraron tres especies de parasitoides (dos taquínidos y un ichneumónido) y el hongo *N. rileyi*. Todas las especies se hallaron tanto en lotus como en soja y el mayor valor de mortalidad (19 %) se alcanzó en el cultivo de soja sin aplicación de insecticidas. Ambos años se caracterizaron por presentar humedad relativa baja durante el verano y otoño lo que no permitió que *N. rileyi* provocara una mortalidad elevada de larvas. Sin embargo, en 2009-2010, que se caracterizó por una frecuencia importante de precipitaciones, la mortalidad fue elevada, siendo posible observar larvas muertas en el campo (Alzugaray y Ribeiro, 2010).

En un relevamiento de predadores, con red entomológica, realizado en soja, alfalfa, campo natural, cebada y avena en Uruguay se encontraron *Tropiconabis capsiformis* Friedrich (Hemiptera: Nabidae), *Orius tristicolor* White, (Hemiptera: Anthocoridae) *O. insidiosus*, *Eriopis connexa* Germar (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla externa* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae), véspidos y arañas en todas las situaciones relevadas y *Geocoris pallipes* Stal (Hemiptera: Geocoridae) solo en soja y alfalfa (Ribeiro, 2010b).

Según Bentancourt y Scatoni (2001) tanto larvas como adultos de *C. retusum* se alimentan de larvas y pupas durante primavera y verano. *O. insidiosus* y las especies pertenecientes al género *Nabis*, predan huevos y orugas pequeñas tanto al estado adulto como ninfal.

Las especies del género *Nabis* son frecuentemente encontrados en el cultivo de soja en Brasil, lo que sugiere su importancia como agente de control biológico. Entre más de 380 especies que componen la familia Nabidae, *T. capsiformis*, es la especie que presenta mayor distribución geográfica, siendo abundante en casi toda la región tropical y América del Sur (Kerzhner, 1983). El potencial de *Nabis spp.* Costa (Hemiptera: Nabidae) en la soja fue estudiado en laboratorio, mostrando un consumo medio diario por parte de adultos de 21,16 huevos o de 3,29 lagartas de tercer estadio de *A. gemmatalis* (Corrêa-Ferreira y Moscardi, citados por Bueno et al., 2012d).

Corrêa-Ferreira y Moscardi, citados por Bueno et al. (2012b), el potencial de predación del género *Callida*, perteneciente al orden de los coleópteros, se destaca por su gran capacidad de preda en los estados larvales. Las larvas de tercer estadio

consumen 65,6 larvas de *A. gemmatalis* de segundo estadio y a lo largo de toda su vida (49 días) y consumieron en promedio hasta 48 lagartas chicas por día.

*Alcaeorrhynchus grandis* Dallas (Hemiptera: Pentatomidae) ha sido encontrado en países como Brasil, Colombia, México y sur de los Estados Unidos (Ribeiro et al., 2010a). En ellos tiene un papel muy importante como controlador natural, ya que se ha detectado que posee una gran capacidad de consumo de larvas de *A. gemmatalis*. En el último estadio ninfal *A. grandis* puede consumir alrededor de 80 lagartas de cuarto estadio Corrêa-Ferreira y Moscardi, citados por Bueno et al. (2012a).

*A. gemmatalis* sufre el ataque de parasitoides en los estados de huevo y larva. Los parasitoides de huevos son pequeños himenópteros, que presentan algunas ventajas en relación al uso de agroquímicos, siendo capaces de parasitar huevos en los distintos estratos de las plantas. Muchas veces el agroquímico no logra el control de larvas de *A. gemmatalis* en los estratos inferiores, por lo tanto este agente natural presenta otra ventaja además de la reducción en el uso de pesticidas. Varias son las especies de parasitoides encontradas en Brasil, destacándose el género *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae, Haji et al., 1998). Johnson (1984) encontró adultos parasitando huevos de *A. gemmatalis* en la localidad de Lapa, en el Estado de Paraná (sur de Brasil).

En Argentina, en la provincia de Tucumán, las larvas de *A. gemmatalis* poseen muy pocos parasitoides que la controlen en el estado larval, sin embargo los oófagos son sus principales controladores ya que pueden alcanzar porcentajes de hasta 80 % de parasitismo (Valverde y Virla, 2007). Las especies de parasitoides oófagos encontrados en esta región fueron *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Trichogramma sp.* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) y *Encarsia porteri* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae, Frías et al. 1993, Ovruski y Frías 1995, Valverde y Virla 2007). Según Bueno (2008) *Trichogramma spp.* presenta un gran potencial en el control de la lagarta de la soja y, además del control de dicha lagarta, posee la capacidad de controlar otros lepidópteros.

Según Gupta (1987) *Microcharops bimaculata* Ashmed (Hymenoptera: Ichneumonidae) es un parasitoide solitario que parasita lagartas en estados iniciales, provocando la muerte principalmente en el tercer y cuarto estadio. En Brasil es uno de los parasitoides más comunes de *A. gemmatalis*. En la década del 1970, fue constatada una elevada población de *M. bimaculata* en Paraná y Rio Grande del Sur, en enero y febrero respectivamente con un nivel de parasitismo de entre 60 % y 70 % (Corrêa-Ferreira, 1979). Esta especie también fue detectada en las provincias de Salta y Tucumán, Argentina (Gupta, 1987).

En Argentina se ha comprobado la susceptibilidad de las larvas al nemátodo *Steinernema rarum* Travassos (Rhabditida: Steinernematidae) (de Doucet y Giayetto, 1994). Los nematodos entomopatógenos pertenecientes a las familias Steinernematidae y Heterorhabditidae son antagonistas naturales de insectos plaga. En forma conjunta estos nematodos y sus bacterias simbioses causan indefectiblemente la muerte del hospedador en pocas horas. Por lo tanto, son considerados excelentes insecticidas biológicos (Gianfelici et al., 2014).

Dentro de los entomopatógenos el más frecuente es *N. rileyi* (Ribeiro, 2007). Este hongo es un regulador eficaz natural de lagartas infectando más de 30 especies de lepidópteros en soja y en también en otros cultivos (Boucias et al., 2000). En condiciones de microclima apropiadas, con alta humedad relativa, puede provocar una mortalidad de larvas de *A. gemmatalis* de hasta el 100 % (Hoffmann-Campo et al., 1979) Las lagartas afectadas por este patógeno adquieren un color blanco y quedan adheridas a tallos y hojas (Ribeiro, 2007). En Brasil (Cruz Alta, Rio Grande do Sul), en un estudio de ocho años, se determinó que el agente de control natural de *A. gemmatalis* de mayor efectividad fue *N. rileyi* con un porcentaje promedio de control en el período de estudio de 29 % (Corrêa-Ferreira y Smith, 1975).

Una de las ventajas más importantes de los entomopatógenos es que, generalmente, los insectos infectados consumen menos. Carvalho et al. (1991) encontraron que las larvas infectadas con *N. rileyi* reducían un 19 % su consumo con respecto a las larvas sanas.

El virus de la poliedrosis nuclear, *Baculovirus anticarsia* (Baculoviridae), es otro patógeno de importancia. En este caso las orugas afectadas sufren la destrucción de sus tejidos y quedan colgadas de las patas abdominales, presentando un color claro. Este virus fue utilizado en Brasil en lo que se considera el mayor programa de control biológico a nivel mundial, donde el virus se llegó a aplicar en 2 millones de hectáreas del cultivo de soja (Moscardi et al., 2011).

### 2.3 INSECTICIDAS

En Uruguay, el valor de las importaciones de insecticidas pasó de 7.782.531 dólares en 2005 a 17.065.150 en 2015. Sin embargo, la participación relativa de los insecticidas en la importación de fitosanitarios nunca superó el 17,69 % el cual se alcanzó en 2014 (MGAP. DIEA, 2016a).

En Uruguay se registró el insecticida clorantraniliprole en la guía SATA (2011) para controlar las siguientes plagas: *Cydia pomonella*, Linnaeus (Lepidoptera: Tortricidae), *Helicoverpa gelotopoeon* Dyar (Lepidoptera: Noctuidae) *Spodoptera frugiperda*, Smith (Lepidoptera: Noctuidae), *Rachiplusia nu*, Hampson (Lepidoptera: Noctuidae) *A. gemmatalis* y *Chrysodeixis includens* Walker (Lepidoptera: Noctuidae).

Para el manejo de plagas, es necesario que en la búsqueda de insecticidas, además de ser eficientes, sean selectivos para los enemigos naturales (Degrande, 2003). Además del impacto nocivo sobre los insectos benéficos, las consecuencias negativas de la utilización de insecticidas también implica un riesgo tanto para el ambiente como para la salud humana (Wesseling et al., 2003). A pesar de esto, los insecticidas por ser económicos y de acción inmediata, son una herramienta muy útil para controlar las poblaciones de plagas y en muchas situaciones lo único disponible por los productores cuando las plagas se acercan al nivel de daño económico (Gazzoni et al., 1999).

### 2.3.1 Características

El insecticida clorantraniliprole pertenece a la familia química denominada diamidas antranílicas, formando parte del Grupo 28, según la clasificación del Comité de Acción contra la Resistencia a Insecticidas (IRAC, 2016).

Presenta como principales características una baja toxicidad hacia los mamíferos, alta actividad insecticida y alta residualidad en el cultivo donde se aplica (Lahm et al., citados por Arrué et al., 2014).

Este insecticida se liga a los receptores de rianodina de las células musculares provocando la salida descontrolada de calcio, causada por la apertura de canales. Esto implica una parálisis muscular y la consecuente muerte del insecto (Cordova et al., 2006). Actúa por ingestión y contacto provocando que los insectos dejen de alimentarse minutos después de ser alcanzados por el producto. Los síntomas que presentan son: regurgitación del alimento consumido, letargo y parálisis muscular, lo que lleva a la muerte en 1 a 3 días. Tiene efecto sobre distintos estadios larvales de desarrollo. Las larvas recién emergidas se alimentan del corion tratado y mueren al poco tiempo de la ingesta. El espectro de control es reducido, presentando alta selectividad. Su acción en la planta es sistémica, con buena movilidad por xilema y con acción translaminar (Kahl, 2014).

El principio activo bifentrin pertenece al grupo químico de los piretroides. Este insecticida afecta el sistema nervioso central y periférico causando parálisis al insecto. Los piretroides utilizan un número de vías diferentes para causar daño en el sistema nervioso de los invertebrados (Miller y Salgado, 1985). Una de las vías es afectando los canales de sodio (Lund y Narahashi, 1981).

Es un piretroide sintético de tercera generación química presentando mayor estabilidad lumínica y mayor actividad insecticida que otros piretroides (Mokry y Hoagland, 1989). Posee mayor persistencia de control que otros piretroides, mayor estabilidad frente a la degradación por acción de la luz y las altas temperaturas (Kahl, 2014).

### 2.3.2 Espectro de acción

Clorantraniliprole ha sido probado mayormente en plagas pertenecientes a Lepidoptera (Haning et al., 2009). En China se introdujo para el control de *Plutella xylostella* Linnaeus (Lepidoptera: Plutellidae) desde el año 2008. La susceptibilidad de la especie a clorantraniliprole fue establecida en 16 poblaciones de este lepidóptero, recogidas durante los años 2008-2009 de las áreas de producción vegetal principal de China, y todas las poblaciones probadas fueron sensibles a este compuesto con una escasa variación en LC50 entre poblaciones (Wang et al., 2014).

Cyantraniliprole y clorantraniliprole fueron evaluados para su uso como tratamientos de semillas de soja para controlar lepidópteros. Ambos insecticidas han sido citados para controlar una amplia gama de plagas de lepidópteros como *Pseudaletia unipuncta* (Haworth) (Lepidoptera: Noctuidae, Lahm et al., 2012). Se ha comprobado además que controla *Colaspis brunnea* Fabricius (Coleoptera: Chrysomelidae), *Lissorhoptrus oryzophilus* Kuschel (Coleoptera: Curculionidae), *Leptinotarsa decemlineata* (Say) (Coleoptera: Chrysomelidae), ciertas especies de larvas y minadores de hojas, así como termitas (Yeoh y Lee 2007, Koppenhöfer y Fuzy 2008, Spomer et al. 2009).

En un estudio realizado en cultivo de arroz con *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae) se determinó que tratamientos con Dermacor-X- 100® (ingrediente activo, clorantraniliprole), resultó en una mortalidad del 40-50 % más que el testigo, en tallos suministrados en laboratorio, mientras que en los ensayos de invernadero con plantas intactas, resultó en una mortalidad de aproximadamente 70-80 % mayor al testigo (Sidhu et al., 2014).

El modo de acción y las características químicas de bifentrin lo hace muy efectivo contra insectos pero relativamente benigno para mamíferos y aves cuando se aplica correctamente (Mokry y Hoagland, 1989). Según Kahl (2014) controla plagas de soja como trips, arañuelas rojas y orugas defoliadoras.

En las últimas décadas, se ha avanzado en el desarrollo de insecticidas de menor riesgo que actúan sobre los sitios bioquímicos específicos presentes en ciertos grupos de plagas de insectos. Este esfuerzo ha dado como resultado el descubrimiento de moléculas importantes que poseen nuevos modos de acción y, por tanto, presentan un menor número de amenazas para el medio ambiente o la salud humana (Ishaaya et al., 2005).

La conservación de enemigos naturales es de vital importancia para mejorar el control natural de artrópodos plagas en muchos agroecosistemas (Barbosa, 1998). Para que se logre esta conservación, una de las herramientas es el uso de insecticidas selectivos que tienen efectos mínimos en los enemigos naturales.

Boyd y Boethel (1998) concluyen que el impacto de los residuos de insecticidas sobre los enemigos naturales es que, en la mayoría de los casos, los enemigos naturales tienen más contacto con el insecticida que muchas plagas, porque pasan un tiempo considerable buscando sus presas o huéspedes. Parasitoides y predadores pueden ser más adversamente afectados por insecticidas con residuos que sus presas u hospederos debido a su movilidad y susceptibilidad a bajas concentraciones de insecticidas.

Según Foerster (2002) además de los efectos fisiológicos resultantes del contacto directo del insecticida o de sus depósitos sobre los insectos o sustratos, tienen efectos indirectos como: la indisponibilidad de presas y hospederos, resultante del nivel de control alcanzado y los efectos subletales tanto sobre plagas como sobre predadores y parasitoides.

En un estudio realizado por Gontijo et al. (2015) para determinar el impacto de clorraniliprole y azadiractina, en huevos, ninfas y adultos de los depredadores de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae), *Amphiareus constrictus* (Stal) y *Blaptostethus pallelescens* Poppius (Hemiptera: Anthocoridae), en el cultivo de tomate, se encontró que los insecticidas evaluados no tenían un impacto significativo en la mortalidad de los adultos de estas especies cuando estaban en exposición directa, sugiriendo así una ventaja para la conservación de los enemigos naturales. Además, no hubo aumento significativo en la mortalidad de adultos en las especies depredadoras de 24 a 48 horas post aplicación en ambos tratamientos. No hubo efecto significativo detectado de clorraniliprole como de azadiractina en el desarrollo de los huevos de *A. constrictus* o *B. pallelescens* en comparación con sus respectivos testigos. La viabilidad de los huevos para *A. constrictus* fue de 75 % cuando fueron tratados con azadiractina y 87,5 % cuando fueron tratados con clorraniliprole; y para *B. pallelescens* fue de 60 % cuando se tratan con la azadiractina y del 92 % cuando el tratamiento fue con clorraniliprole. Azadiractina redujo significativamente la longevidad de las ninfas de *A. constrictus*, a diferencia de clorraniliprole, que no tuvo efecto significativo.

Clorraniliprole no provocó mortalidad en los enemigos naturales después del contacto o ingestión (Brugger et al., 2010). Sin embargo, es necesario un mayor número de estudios para investigar los posibles efectos de dosis subletales sobre la reproducción de adultos (Singh, 2003).

Se realizaron una serie de bioensayos para determinar la toxicidad relativa y los efectos residuales de insecticidas etiquetados para el uso en arándano *Vaccinium corymbosum* Linnaeus (Ericales: Ericaceae) sobre los enemigos naturales, para identificar los productos de baja toxicidad o efectos de corta duración sobre los agentes de control biológico. Catorce insecticidas fueron parte del estudio, usando cajas de petri, donde se evaluó el efecto sobre cuatro enemigos naturales disponibles en el mercado *Aphidius colemani* (Viereck) (Hymenoptera: Braconidae), *O. insidiosus*, *Chrysoperla rufilabris* (Burmeister) (Neuroptera: Chrysopidae), e *Hippodamia convergens* (Guérin-

Méneville) (Coleoptera: Coccinellidae). Las cajas se mantuvieron en condiciones de invernadero durante 0, 3, 7 o 14 días antes de la introducción de insectos para probar la actividad residual. Los efectos agudos (mortalidad y otros) variaron según el insecticida, edad, residuos, y especies de enemigos naturales. Los de amplio espectro provocaron alta mortalidad a todos los agentes de control biológico, mientras que los productos aprobados para su uso en la agricultura orgánica tuvieron poco efecto. El acetamiprid insecticida de riesgo reducido consistentemente causó efectos agudos significativos, incluso después de los 14 días post aplicación. Metoxifenocide, novalurón, y clorantraniliprole, que también se clasifican como insecticidas de riesgo reducido, presentaron baja toxicidad, y junto con los productos orgánicos podrían ser compatibles con el control biológico (Roubos et al., 2014).

Pruebas de laboratorio sobre plantas de soja han demostrado que los piretroides son los más peligrosos para abejas melíferas (100 % de mortalidad dentro de dos horas después de la aplicación), mientras que los carbamatos y organofosforados producen 50% de mortalidad en las mismas condiciones (Rigotti, 2005).

Do Carmo et al. (2009) determinaron el impacto causado por diferentes agroquímicos en el parasitoide de huevos *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Scelionidae), sobre huevos de *S. frugiperda* aplicados en las fases de larva y pupa del parasitoide, seis y diez días después de haber sido parasitadas, respectivamente. Cuando se aplicó el producto bifentrin (5g. i.a. ha<sup>-1</sup>), el porcentaje de parasitismo fue estadísticamente diferente al testigo con una reducción del 52,1 y 36,4 % para larvas y pupas, respectivamente.

*Trichogramma pretiosum* es un parasitoide de huevos con gran potencial en el control de lepidópteros que atacan el cultivo de soja (Bueno et al., citados por do Carmo et al., 2010). En un estudio realizado por do Carmo et al. (2010) se determinó que bifentrin fue el único insecticida no perteneciente al grupo de los reguladores de crecimiento que se lo clasificó como inocuo sobre el parasitoide para la dosis estudiada (5g i.a. ha<sup>-1</sup>) en pupas, a pesar que el porcentaje de parasitismo fue inferior al del testigo.

Gonçalves et al. (2004) evaluaron diferentes insecticidas para el control de *Rhyzopertha dominica* (Fabricius) (Coleoptera: Bostrichidae) y su impacto sobre el parasitoide de huevos de la plaga. Los insecticidas afectaron el número de hembras del parasitoide *Acarophenax lacunatus* (Cross y Krantz) (Prostigmata: Acarophenacidae) y el mayor impacto ocurrió con deltametrina, seguido de fenitrothion y pirimiphos-metilo. Aunque la eficacia en el control de *R. dominica* fue baja en los granos tratados con bifentrin y fenitrothion el número de hembras de *A. lacunatus* fue mayor en comparación con los otros insecticidas, indicando así la selectividad de estos en favor del parasitoide.

El objetivo del estudio realizado por Jones et al. (1997) en laboratorio, fue determinar si parasitoides pueden ser conservados o aumentados contra *Bemisia argentifolii* Bellows (Hemiptera: Aleyrodidae) en cultivos donde los insecticidas se aplican también para otras plagas. Se midieron los efectos letales y subletales de seis insecticidas aplicados en el laboratorio a larvas parasitadas por *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Eretmocerus tejanus* Rose y Zolnerowich (Hymenoptera: Aphelinidae). La supervivencia varió según el insecticida. Cuando se aplicó 5 días después de la oviposición del parasitoide, tiodicarb permitió los índices de emergencia más altos, *E. tejanus* (65,9 %) y *E. mundus* (35,8 %). El endosulfán fue el siguiente material menos tóxico, seguido de los organofosfatos azinfos-metilo y metilparatión, y buprofezin un regulador del crecimiento. El piretroide bifentrin fue el más tóxico para los parasitoides.

El trabajo realizado por Cerna et al. (2012) consistió en comparar la tolerancia del depredador *Chrysoperla carnea* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae) y la plaga *Bactericera cockerelli* Sulc (Hemiptera: Triozidae) en laboratorio, a los insecticidas abamectina, bifentrin, endosulfan, imidacloprid y profenofos, así como evaluar la selectividad de estos productos mediante LC50 de ambas especies. Los factores especie, insecticida, concentración e interacciones de estos presentaron efectos significativos para el porcentaje de mortalidad de ninfas de *B. cockerelli* y larvas de *C. carnea*. Se registró mayor mortalidad en ninfas de la plaga en comparación a larvas del depredador, en los insecticidas abamectina, bifentrin y endosulfan, que fueron significativamente más tóxicos para *B. cockerelli* comparados con *C. carnea*. De manera similar a la abamectina, el bifentrin, fue más tóxico para la plaga en comparación al depredador, en concentración al 100 % de la dosis recomendada, *B. cockerelli* obtuvo 79 % de mortalidad y *C. carnea* 22 %. La eficiencia de bifentrin sobre esta plaga no alcanzó el 80 % de control. Estos resultados indicarían que la plaga y el depredador presentaron cierto grado de tolerancia a este insecticida, lo cual concuerda con información previa de cierta tolerancia de diferentes especies de Chrysopidae sobre este grupo de insecticidas (Piretroides). Según Khalid et al. (2013) bifentrin, aplicado al suelo, provocó una mortalidad de 17 % y 12 % en machos y hembras, respectivamente, en arañas, de la especie *Pardosa sumatrana* Thorell (Araneae: Lycosidae) hasta 15 días post aplicación.

### 2.3.3 Persistencia

Los insecticidas persistentes son aquellos que se encuentran por mucho tiempo en el ambiente, aun por muchos años, resistiendo a la degradación solar, química y la realizada por los microorganismos (RAP-AL, 2016). Según Zerbino (1991) los fitosanitarios persistentes son aquellos que contaminan el ambiente y producen efectos no deseados sobre organismos no blancos. La disipación o degradación de los residuos de plaguicidas en los cultivos depende de varios factores, incluyendo condiciones ambientales (Gennari et al., 1985).

Malhat et al. (2012) determinaron que clorantraniliprole se disipó rápidamente después de la aplicación en las uvas. Los depósitos iniciales promedio (2 h después de la aplicación) eran de 2,829 mg kg<sup>-1</sup>. Los residuos disminuyeron con el tiempo, luego de 24 horas post aplicación alcanzaron valores de 1,727 mg kg<sup>-1</sup>, posteriormente disminuyeron a 1,095; 0,489; 0,179 y 0,054 mg kg<sup>-1</sup> en los días 3, 7, 10 y 15, respectivamente. Luego de 21 días después de ser aplicado no se encontraron residuos detectables en la planta. Caboni et al. (2008) sin embargo, encontraron que tras la exposición solar, el tiempo de vida media calculado era superior a 8 días, lo que implica posibilidad de que persistan residuos en los alimentos.

Las características dominantes de este insecticida son lipofilia y persistencia, con una fuerte tendencia a unirse al suelo (valores de Kd en el rango de 1000 a 5000) y a bioacumularse en peces (FBC hasta cerca de 9000). Relacionado con la alta lipofiliidad, es relativamente insoluble en agua. En términos de persistencia, es estable a la fotólisis acuosa, hidrólisis abióticas y metabolismo anaeróbico del suelo y es relativamente no volátil. En estudios de destino de disipación en diferentes ambientes, por ejemplo en estanques, la degradación/disipación substancial no fue efectiva en períodos de observación de hasta un año. La principal vía de degradación es el metabolismo aeróbico del suelo, con una degradación/disipación de vida media de alrededor de 100 a más de 300 días (Thistle, 2015).

La persistencia de este insecticida en escenarios naturales podría conducir a los riesgos de exposición de aves rapaces y mamíferos que se alimentan de organismos acuáticos (Muir et al., 1985).

Mokry y Hoagland (1989) determinaron que el aumento de toxicidad de la tercera generación de piretroides se debía a una mayor persistencia en el ambiente y no a una mayor actividad insecticida.

#### 2.3.4 Residualidad

En un estudio realizado por Rodríguez et al. (2011) en Santa Helena de Goiás, (Brasil) sobre lagartas de *Alabama argillacea* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), en diferentes estadios, con el principio activo clorantraniliprole, determinaron que luego de 21 días de aplicado el insecticida se obtuvo un elevado control (88 %) lo que demuestra su residualidad en comparación con otros insecticidas evaluados.

Los estudios de Ghulam et al. (2015) con diferentes insecticidas revelan que después de cuatro días de la aplicación, el clorantraniliprole realizó un efectivo control de *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) en tomates, manteniendo la residualidad hasta 10 días después de la aplicación.

En estudios de la eficacia de residuos, larvas de gusano cogollero expuestos al tejido tratado con clorantraniliprole y cyantraniliprole resultaron en una mortalidad significativamente más alta comparada con tejidos no tratados y tejidos tratados con lambda-cyhalothrin, flubendiamide, novaluron, y methoxyfenozide. Solo clorantraniliprol (53,1 %) y cyantraniliprole (43,8 %) causaron una mortalidad significativamente más alta que en el control no tratado a los 28 días después de la aplicación (Hardke et al., 2011).

Se realizaron estudios para determinar la toxicidad residual de spinetoram, clorantraniliprole, y benzoato de emamectina al enrollador de la hoja, *Choristoneura rosaceana* Harris (Lepidoptera: Tortricidae). Las larvas fueron recogidas del follaje del manzano (*Malus spp.*) en diferentes intervalos después de una aplicación por chorro de aire pulverizador con la dosis recomendada por el fabricante y la mitad de la misma. Se registró una mortalidad de 100 % en spinetoram, clorantraniliprole, y benzoato de emamectina para los días 59, 38, y 10 post aplicación (Sial y Brunner, 2010).

Según Doyle et al. (2009), para determinar el control del mosquito *Aedes albopictus* Skuse (Diptera: Culicidae) se evaluó la residualidad de bifentrin, aplicado sobre diversas plantas ornamentales, aportando datos de control hasta 7 días post aplicación, con una gran variación en el tipo de planta donde fue aplicado, tanto así, que la aplicación en la planta de azalea registró una mortalidad superior al 70% durante un periodo de 35 días.

En experimento realizado por Perera et al. (2009) para el control de *Chrysodeixis chalcites* Esper (Lepidoptera: Noctuidae), en el cultivo de plátano, se probaron diferentes grupos químicos con el objetivo de evaluar eficiencia y residualidad. Dentro del grupo de los piretroides analizados, bifentrin presentó un alto poder residual en el día 11 (último día de evaluación), logrando un valor de eficiencia del 96,49%.

Un trabajo realizado por Cortés et al. (2012), en cultivo de colza, consistió en la evaluación de eficiencia y residualidad, para diferentes insecticidas, en el control de *P.*

*xylostella*, por un período de 18 días. Dentro de los insecticidas utilizados, el piretroide bifentrín obtuvo una eficiencia de control del 60 % en el día tres post aplicación y un 80 % en el día 18. Para el grupo de las diamidas, clorraniliprole registró una eficiencia superior al 80% para los días de evaluación considerados.

Para el gusano tejedor de césped tropical, *Herpetogramma phaeopteralis* Guenée (Lepidoptera: Crambidae) se evaluó la actividad residual de la clotianidina, clorraniliprol, bifentrin y se comparó en condiciones de campo en la Florida Central. En pruebas de campo, todos los productos aplicados según la dosis de la etiqueta fueron eficaces ( $\geq 94$  % de mortalidad de larvas expuestas a los residuos). Sin embargo, se observó una disminución más rápida de la actividad de la clotianidina y bifentrin en comparación con clorraniliprole. Clotianidina tuvo efecto significativo luego de 4 semanas post aplicación en la primavera y el otoño, y bifentrin no tenía actividad detectable después de 3 semanas en la primavera y el otoño. Sin embargo, clorraniliprole mantuvo una actividad significativa ( $\geq 84$  % de mortalidad) en comparación con otros tratamientos durante todo el período de estudio de 5 semanas (Tofangsazi et al., 2015).

### 2.3.5 Resistencia

Según Cuore (2006) “*La resistencia a los insecticidas es el desarrollo de la capacidad de una cepa de insectos a tolerar dosis de tóxicos que en la población normal de una misma especie resultaría letal para la mayoría de los individuos*”.

Según Wang et al. (2014) los agricultores de algunas zonas de producción intensiva de hortalizas de la provincia de Guangdong en China, han indicado ineficiencias en el control de *P. xylostella* con el insecticida clorraniliprole. Un estudio realizado por Wang y Wu (2012) donde se probó la susceptibilidad en 20 poblaciones de campo recogidos del norte y sur de China durante los años 2010-2011 encontraron la primera evidencia con altos niveles de resistencia por parte de *P. xylostella*.

El gusano de la remolacha, *Spodoptera exigua* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) se ha caracterizado por desarrollar resistencia a muchos insecticidas. Clorraniliprole registrado recientemente proporciona una nueva opción para reducir el riesgo a la resistencia de otros insecticidas convencionales. Se realizaron ensayos bioquímicos para determinar los posibles mecanismos implicados en la variación de la tolerancia. Las poblaciones de campo muestran actividades enzimáticas de desintoxicación variadas, pero el análisis de regresión entre las toxicidad del insecticida y actividades enzimáticas demostró que cada población de campo podría tener mecanismos bioquímicos específicos para la tolerancia (Lai et al., 2011b).

Una población recolectada en el campo de gusano de la remolacha fue seleccionada luego de la exposición repetida a clorantraniliprole para determinar el riesgo de evolución de la resistencia. Después de 22 generaciones de selección, hubo un aumento de 12 veces en la CL50. Estos resultados muestran que existe el riesgo de desarrollo de resistencia en *S. exigua* después de la aplicación continua (Lai y Su, 2011a).

Según Pereira et al. (2015) en estudio realizado en el cultivo de maíz proporciona evidencia de que la resistencia a bifentrin está evolucionando en poblaciones de campo de *Diabrotica virgifera* Chevrolat (Coleoptera: Chrysomelidae) que han sido expuestos durante varios años a los insecticidas piretroides.

En términos de potencial para el desarrollo de la resistencia en las poblaciones de insectos, bifentrin junto con otros piretroides y piretrinas se coloca en la clase tres A (moduladores del canal de sodio, IRAC, 2015).

Los efectos de dosis letales y subletales de insecticidas como los piretroides aplicados a diferentes especies de insectos han sido motivo de investigaciones (Liu et al. 1998, Zhang et al. 2012) y la mayoría de los estudios ha encontrado que la aplicación de piretroides induce resurgimiento de la población de plagas (Gerson y Cohen, 1989). Sin embargo estudios realizados por Wang et al. (2014) demostraron que los efectos de bifentrin fueron independientes de la concentración. Dichos resultados indican que dosis subletales de bifentrin son capaces de inhibir en lugar de aumentar el crecimiento de la población de *Tetranychus urticae* Koch (Prostigmata: Tetranychidae).

En Australia se registró resistencia por parte *H. armigera* a los insecticidas piretroides sintéticos como bifentrin (Gunning et al., 2007).

Un estudio realizado por Jacobson et al. (2009) en los años 2006 y 2007 sobre *Helicoverpa zea* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) en diferentes zonas de Estados Unidos determinaron que en ambos años, en los tres lugares, había una tolerancia mayor en las larvas al insecticida bifentrin en comparación con la población susceptible utilizada como testigo. Los valores de resistencia fluctuaban año a año. Estas inconsistencias pueden haber resultado de variación en el origen de los migrantes adultos de *H. zea* que invaden estas zonas año en año o pueden ser causados por variaciones naturales.

El polífago *Amyelois transitella* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), es la plaga más destructiva de los cultivos de frutos secos como almendras, pistachos, huertos, etc, en California. El manejo de esta plaga ha sido por lo general una combinación de controles culturales e insecticidas. Al incrementarse el uso de estos agroquímicos se ha observado recientemente la presencia de resistencia en las poblaciones en las plantaciones de naranja Navel. En los estudios que caracterizan a una cepa resistente y a

una susceptible a bifentrin y b-ciflutrina se comparó con la de una colonia establecida como susceptibles de naranja Navel. Los valores LC50 para bifentrin y b-ciflutrina para las cepas resistentes y susceptibles fueron significativamente diferentes, para bifentrin la LC50 fue de promedio 8,7 veces mayor (que van desde 6,2 a 11,7 veces) en la cepa resistente que en la cepa susceptible, y para b-ciflutrina, era 11 veces mayor (que van desde 4.7- a 17,8 veces) en la cepa resistente que en el susceptibles tensión (Demkovich et al., 2015).

La chinche sureña, *Blissus insularis* Say (Hemiptera: Blissidae), es una plaga importante de la gramínea San Agustín *Stenotaphrum secundatum* Walt Kuntze (Poales: Poaceae). Para el control de *B. insularis* se utiliza principalmente insecticidas. Esta plaga ha desarrollado resistencia a varias clases de insecticidas debido a la exposición casi constante. Los objetivos de este estudio fueron seleccionar poblaciones de *B. insularis* en la Florida para describir su susceptibilidad a la bifentrin, registrar los nuevos sitios donde los chinches tienen resistencia a la bifentrin y evaluar permetrina, otro piretroide. El uso de la concentración letal (en el LC50) de las poblaciones de *B. insularis* recolectadas en 2006 y 2008 mostró un aumento de 45 a 4.099 veces en la resistencia hacia la bifentrin (Vázquez et al., 2011).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

El trabajo se realizó en la Estación Experimental “Dr. Mario A. Cassinoni” de la Facultad de Agronomía, Paysandú, entre el 20 de enero y el 30 de marzo de 2015.

El experimento se instaló en un área aproximada de tres hectáreas y media de soja, y se utilizó la variedad Nidera A5009, de grupo de madurez intermedio, sembrada en la primera quincena de noviembre de 2014.

El diseño fue de parcelas al azar, con tres tratamientos y tres repeticiones. Cada parcela midió 15 por 4 metros. Los insecticidas utilizados fueron bifentrin (150 cc/ha) y clorantaniliprole (40 cc/ha). La aplicación se realizó el 6 de marzo con una mochila experimental (Herbicat de CO<sub>2</sub>), con barra de 6 picos, boquilla de abanico plano y un volumen de 100L/ha de caldo.

#### 3.1 CRÍA DE *ANTICARSIA GEMMATALIS*

La cría de las larvas y la oviposición de los adultos (capturados en trampas de luz) se realizaron en condiciones de temperatura (26°C) y fotoperíodo (14 horas) controladas. Las larvas se colocaron en un recipiente de plástico con tapa (6cm de diámetro y 3cm de altura) en cuyo fondo se colocó un papel absorbente humedecido. La alimentación consistió en folíolos de soja sin ningún tipo de tratamiento y en ocasiones folíolos de alfalfa, hasta alcanzar el estado de pupa. Las pupas se sexaron y se formaron grupos de 4 - 6.

Los adultos permanecieron en jaulas (cilindros) plásticos transparentes de 20 cm de alto por 10 cm de diámetro, con fondo de papel humedecido y en la parte superior una malla transparente donde realizaba la postura. La dieta de los adultos estaba compuesta de una solución acuosa con miel al 10 %.

Las larvas emergidas se extrajeron de la malla y se colocaron en grupos de 20-30 en cajas plásticas y al llegar al estadio 2-3 se colocaron en grupos de 3 a 5, hasta llegar a la población indicada para comenzar el experimento.

#### 3.2 EVALUACIÓN DE RESIDUALIDAD

Se utilizaron, para cada tratamiento, cada momento de evaluación y cada parcela, 30 larvas de *A. gemmatalis* de estadios entre tres y cinco, utilizándose también para uno de los días de evaluación larvas de estadio 2. Durante los días 2, 5, 15 y 20 post aplicación se evaluó la mortalidad de larvas asignadas a cada tratamiento.

Se les suministraban dos o tres folíolos por caja (6cm de diámetro y 3cm de alto), extraídos del tratamiento correspondiente y se evaluó la mortalidad durante un periodo de 5 días para cada día post aplicación.

Las hojas que se recolectaban de campo para cada tratamiento, se realizaba al azar, del tercio (o la mitad) superior de las plantas en las parcelas a las que correspondía el tratamiento, evitando extraer las hojas que se formaban posteriormente. Para llevar a cabo la metodología de recolección se midió la altura de planta, previo a la aplicación.

A nivel de campo se realizaron muestreos (frecuencia), con paño vertical en cada tratamiento, evaluando número de lagartas chicas y grandes.

### 3.3 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para los análisis estadísticos se utilizó el programa estadístico R.

El modelo utilizado para el análisis es lineal generalizado mixto y la fórmula es  $Y_{ij} = \mu + \tau_i + \rho_j + \epsilon_{ij}$ , con distribución binomial (n, p).

Se construyeron los gráficos que representan la evolución de mortalidad acumulada para cada tratamiento.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 RESULTADOS DE CAMPO

Las muertes registradas en el testigo fueron provocadas en su mayoría por el hongo *N. rileyi*, dadas las condiciones de precipitaciones y alta humedad relativa registradas en el periodo de evaluación (anexo 1). Esto coincide con estudios realizados por (Corrêa-Ferreira y Smith, 1975). Según Edelstein (2005) la muerte de *A. gemmatalis*, por *N. rileyi* se observa desde fines de febrero a principio de marzo, esto coincide con lo registrado en el inicio del experimento, donde hubo alto número de larvas afectadas. Hoffmann-Campo et al. (1979) afirman que en condiciones de alta humedad y precipitaciones reiteradas en campo el control de este lepidóptero puede implicar desde un 95 a un 100 %. Sosa-Gómez et al. (2003) indican que el hongo *Isaria tenuipes* Peck también controla *A. gemmatalis*.

En la figura 1 se observa densidad de larvas a nivel de campo donde los enemigos naturales realizaron un control eficiente, *N. rileyi* fue el principal entomopatógeno, en mantener las poblaciones por debajo del umbral de acción (30 % de defoliación en estado vegetativo y cinco larvas/m mayores a 1,5 cm). No se contabilizaron las especies de enemigos naturales.

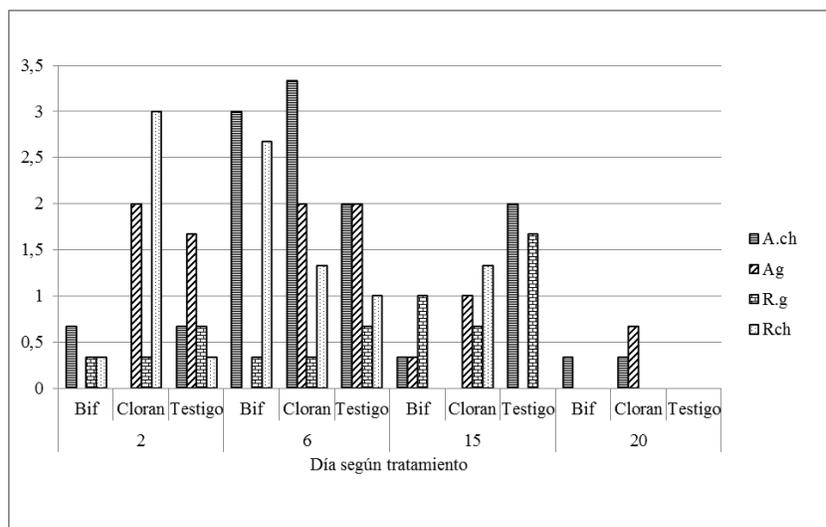


Figura 1. Número de larvas/m diferenciadas por tamaño y especie correspondiente a los días de evaluación según tratamiento.

## 4.2 RESULTADOS DE LABORATORIO

Los resultados del análisis estadístico confirman que en el tratamiento clorantraniliprole hubo interacción ( $\chi = 52,94$ ,  $p = 0.0028$ ) (anexo 2) entre los días de evaluación y la proporción de larvas muertas. Esto se explica por la prolongada residualidad, coincidiendo con los datos obtenidos por Hardke et al. (2011), en el cultivo de sorgo para el control de *S. frugiperda* durante los días 7, 14, 21, obtuvieron un porcentaje de control del 97, 86 y 83 respectivamente. Para bifentrin también hubo interacción ( $\chi = 149,77$ ,  $p = 0,0001$ ) (anexo 3) entre los días de evaluación y la proporción de larvas muertas.

En el día 2 ambos insecticidas superaron el 80 % de control antes del segundo día de evaluación y el clorantraniliprole mostró, para este día, la mayor eficacia, ya que en menor tiempo generó mayor mortalidad acumulada. El testigo registró un elevado número de larvas muertas, provocadas en su mayoría por *N. rileyi*.

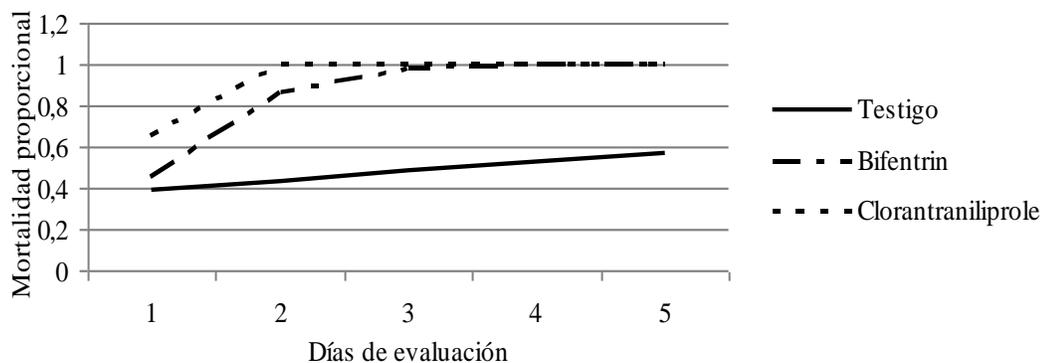


Figura 2. Mortalidad proporcional de larvas en el periodo de evaluación según tratamiento en el día 2 post aplicación.

En el día 6 post aplicación ambos insecticidas superaron el 80 % antes del segundo día de evaluación presentando en este caso el bifentrin mayor mortalidad acumulada que el clorantraniliprole. Estos datos difieren de los obtenidos por Cortés et al. (2012) donde en el día siete post aplicación ninguno de los insecticidas superó el 80 %. El testigo no registró una mortalidad superior al 40 % y las causas se atribuyen mayoritariamente a lo mencionado en el día 2.

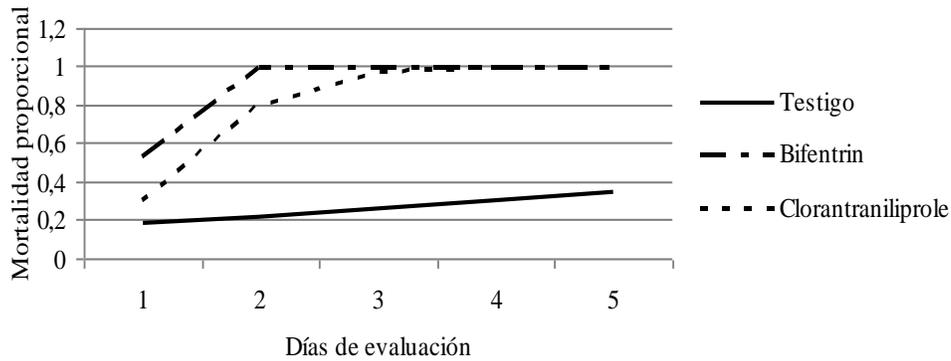


Figura 3. Mortalidad proporcional de larvas en el periodo de evaluación según tratatamiento en el día 6 post aplicación.

El día 15 post aplicación la acción de los insecticidas fue más lenta. Bifentrin alcanzó el 80 % de control el tercer día de evaluación y clorantraniliprole en el día dos. En trabajo realizado por Cortés et al. (2013), que valida lo estudiado, se evaluaron diferentes insecticidas para el control de *A. gemmatilis* en soja entre los cuales se encontraban clorantraniliprole y bifentrin. Se obtuvieron datos de eficiencia para el día 17 post aplicación del 80 % en el caso de clorantraniliprole y del 75 % para bifentrin.

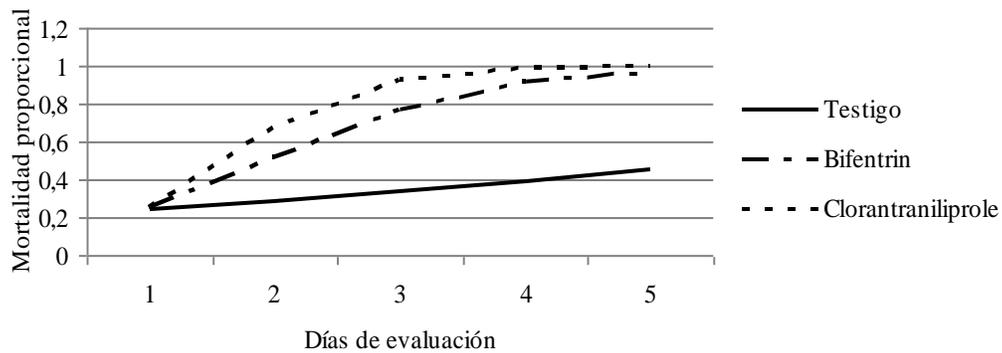


Figura 4. Mortalidad proporcional de larvas en el periodo de evaluación según tratatamiento en el día 15 post aplicación.

En el día 20 post aplicación el bifentrin no superó el 60 % de eficiencia, lo que demuestra su menor residualidad. Sin embargo, en un trabajo realizado por INTA (2012), se registró un 80 % de control de *P. xylostella*, en cultivo de colza, con bifentrin, 18 días post aplicación. El clorantraniliprole en tanto sí superó el 80 %, a partir del segundo día de evaluación, resultados que coinciden con Rodríguez et al. (2011), en un estudio que registró hasta un 88% de control luego de 21 días de ser aplicado, para el control de *Alabama argillacea* en el cultivo de algodón. El 80 % de control se alcanzó en un menor tiempo que en el día 15 debido a que las larvas utilizadas en ese momento fueron de estadio dos, a diferencia de las evaluaciones anteriores, donde se utilizaron larvas de estadio 3-5. Kahl (2014) indica que clorantraniliprole tiene efecto sobre distintos estadios larvales de desarrollo, siendo en los primeros estadios más rápida la acción del insecticida.

Datos similares obtuvo Dupont (2009) en evaluación realizada durante la zafra 07/08, donde se llevó a cabo un conteo de lagartas por metro, luego de una aplicación de clorantraniliprole, no registrándose para el día 21 ninguna lagarta de *A.gemmatalis*.

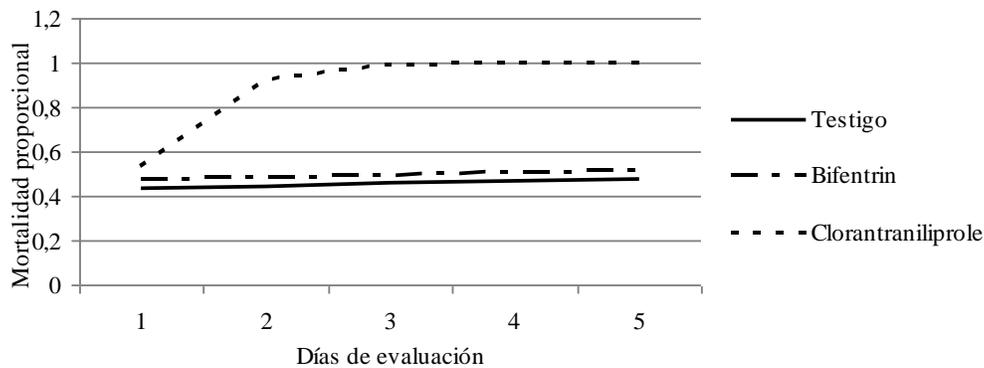


Figura 5. Mortalidad proporcional de larvas en el periodo de evaluación según tratamiento en el día 20 post aplicación.

Cuadro 1. Eficiencia de control de los insecticidas clorantanaliprole y bifentrin para los días 2, 6, 15 y 20 post aplicación, en cinco días de evaluación.

Ev.	Días post aplicación							
	2		6		15		20	
	Bif.	Cl.	Bif.	Cl.	Bif.	Cl.	Bif.	Cl.
1	40	50	48	26	11	9	8	23
2	89	100	100	70	26	51	15	85
3	98	100	100	100	59	84	13	100
4	100	100	100	100	72	100	15	100
5	100	100	100	100	100	100	100	100

Ev: día de evaluación. Bif: bifentrin. Cl: clorantanaliprole.

La eficiencia de control corregida por la fórmula de Henderson y Tilton, arroja resultados similares a los presentados anteriormente. En los primeros días post aplicación (2 y 6) se registró un porcentaje de control superior al 80 % para ambos insecticidas. En los días restantes (15 y 20) bifentrin no alcanza en ningún día de evaluación el 80 % de control, mientras el clorantanaliprole lo logra entre los días dos y tres de evaluación.

## 5. CONCLUSIONES

Ambos insecticidas fueron eficientes en el control de *A. gemmatalis*, con diferencia en la residualidad.

Clorantraniliprole presentó un mayor poder residual que bifentrin, con efecto de hasta 20 días post aplicación.

Bifentrin logró un 80 % de control antes que clorantraniliprole en el día 6 de evaluación.

El alto porcentaje de muertes del testigo coincide con lo observado a nivel de campo, donde *N. rileyi* tuvo una alta incidencia en el control de las larvas.

## 6. RESUMEN

Durante diciembre de 2014 y marzo de 2015, se realizaron dos experimentos en la Estación Experimental “Dr. Mario A. Cassinoni”, Facultad de Agronomía, con el objetivo de evaluar la eficiencia y residualidad de clorantraniliprole y bifentrin. Uno de los experimentos se desarrolló a campo y el otro en laboratorio. Los insecticidas se aplicaron sobre un cultivo de soja en un diseño en bloque completamente al azar. La evaluación a campo se realizó a través del conteo de larvas a los 2, 6, 15 y 20 días post aplicación. En laboratorio se criaron larvas de *Anticarsia gemmatalis* alimentándolas con hojas extraídas de las parcelas de campo, a los 2, 6, 15 y 20 días post aplicación. Se evaluó la mortalidad de larvas diariamente. Hasta el día 15 post aplicación, ambos insecticidas llegaron al 80 % de control. El único tratamiento en lograr mantener el porcentaje establecido durante todo el período (20 días) fue el insecticida clorantraniliprole.

Palabras clave: Clorantraniliprole; Bifentrin; Residualidad; *Anticarsia gemmatalis*; Soja.

## 7. SUMMARY

During the period of December 2014 and March 2015, two experiments were made at the Experimental Station “Dr. Mario A. Cassinoni” at the Agronomy University. The aim of this experiments was to evaluate the efficiency and the residuality of the clorantraniliprole and the bifentrin. One of the experiments was developed on the field and the other on the laboratory. The insecticides were applied on a soybean crop in a completely random block design. The field evaluation was made through the larvae count on the 2, 6, 15 and 20 days after the application. In the laboratory *Anticarsia Gemmatalis* larvae were grow and feed with leaf collected from the field. It was evaluated the mortality of the larvs on a daily bases. Until the 15 day post application, both insecticides reach the 80% of control. But the only treatment it kept the established amount during the whole period (20 days) was the clorantraniliprole insecticide.

Keywords: Chlorantraniliprole; Bifenthrin; Residuality; *Anticarsia gemmatalis*; Soybean.

## 8. BIBLIOGRAFÍA

1. Albrecht, F.; Barros, N. M.; Specht, A. 2005. Biología de *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) em laboratorio. (en línea). Caxias do Sul, BR, s.e. 232 p. Consultado 9 mar. 2016. Disponible en [http://www.ucs.br/ucs/tplJovensPesquisadores2005/pesquisa/jovenspesquisadores2005/trabalhos\\_pdf/vida/francine\\_albrecht.pdf](http://www.ucs.br/ucs/tplJovensPesquisadores2005/pesquisa/jovenspesquisadores2005/trabalhos_pdf/vida/francine_albrecht.pdf)
2. Alzugaray, R.; Ribeiro, A. 2010. Estrategias para enfrentar problemas con insectos en pasturas. In: Altier, N.; Rebuffo, M.; Cabrera, K. eds. Enfermedades y plagas en pasturas. Montevideo, INIA. pp. 1-18 (Serie Técnica no. 183).
3. Anazonwu, D. L.; Johnson, S. J. 1986. Effects of hosts and density on larval color, size and development of the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology*. 15 (4): 779-783.
4. Aragón, J.; Flores, F. 2006. Control integrado de plagas en soja en el sudeste de Córdoba. (en línea). Córdoba, s.e. s.p. Consultado 15 dic. 2015. Disponible en [http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-control\\_integrado\\_de\\_plagas\\_en\\_soja\\_en\\_el\\_sudeste\\_de\\_.pdf](http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-control_integrado_de_plagas_en_soja_en_el_sudeste_de_.pdf)
5. Arbeletche, P.; Ernst, O.; Hoffman, E. 2010. La agricultura en Uruguay y su evolución. In: García, F. ed. Intensificación agrícola; oportunidades y amenazas para un país productivo y natural. Montevideo, Universidad de la República. cap. 1, pp. 13-27.
6. Armstrong, A. M.; Ruiz, H.; Pantoja, A. 1990. *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae); a new pest attacking pigeon pea in Puerto Rico. *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*. 74: 93-94.
7. Arrue, A.; Carús Guedes, J. V.; Storck, L.; Swarowsky, A.; Cagliari, D.; Moreira Burtet, L.; Arnemann, J. A. 2014. Precipitação artificial após aplicação do inseticida clorantranilprole associado com adjuvante em plantas de soja. *Ciência Rural* (Santa Maria). 44 (12): 2118-2123.
8. Barbosa, P. 1998. Conservation biological control. San Diego, CA, Academic. 396 p.

9. Bentancourt, C. M.; Scatoni, I. B. 2001. Enemigos naturales; manual ilustrado para la agricultura y la forestación. Montevideo, Universidad de la República. Facultad de Agronomía. 169 p.
10. Blum, A.; Narbondo, I.; Oyhantcabal, G. 2008. ¿Dónde nos lleva el camino de la soja? Sojización a la uruguaya; principales impactos socioambientales. (en línea). Edición de RAP-AL, Montevideo, Uruguay. pp. 5-10. Consultado 10 dic. 2015. Disponible en [http://webs.chasque.net/~rapaluy1/transgenicos/Soja/El camino de la soja.html](http://webs.chasque.net/~rapaluy1/transgenicos/Soja/El_camino_de_la_soja.html)
11. Board, J. E.; Wier, A. T.; Boethel, D. J. 1994. Soybean yield reductions caused by defoliation during mid to late seed filling. *Agronomy Journal*. 86 (6): 1074-1079.
12. Boldt, P. E.; Biever, K. D.; Ignoffo, C. M. 1975. Lepidopteran pests of soybean; consumption of soybean foliage and pods and development time. *Journal of Economic Entomology*. 68: 480-482.
13. Boucias, D. G.; Tigano, M. S.; Sosa-Gómez, D. R.; Glare, T. R.; Inglis P. W. 2000. Genotypic and phenotypic properties of the invertebrate mycopathogen *Nomuraea rileyi*. *Biological Control*. 19: 124-138.
14. Boyd, M. L.; Boethel, D. J. 1998. Residual toxicity of selected insecticides to heteropteran predaceous species (Heteroptera: Lygaeidae, Nabidae, Pentatomidae) on soybean. *Environmental Entomology*. 27 (1): 154-160.
15. Brugger, K. E.; Cole, P. G.; Newman, I. C.; Parker, N.; Scholz, B.; Suvagia, P.; Walker, G.; Hammond, T. G. 2010. Selectivity of chlorantraniliprole to parasitoid wasps. *Pest Management Science*. 66: 1075–1081.
16. Bueno, A. F.; Sosa-Gomez, D. R.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Moscardi, F.; Bueno, R. C. O. F. 2012a. *Alcaeorrhynchus grandis*. (Hemiptera: Pentatomidae). In: Hoffmann-Campo, C. B.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Moscardi, F. eds. Soja; manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, EMBRAPA Soja. pp. 508-510.
17. \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_. 2012b. *Callida spp.* (Coleoptera: Carabidae). In: Hoffmann-Campo, C. B.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Moscardi, F. eds. Soja; manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, EMBRAPA Soja. pp. 514-515.

18. \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_. 2012c. Considerações finais. In: Hoffmann-Campo, C. B.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Moscardi, F. eds. Soja; manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, EMBRAPA Soja. pp. 597-598.
19. \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_. 2012d. *Nabis spp.* (Hemiptera: Nabidae). In: Hoffmann-Campo, C. B.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Moscardi, F. eds. Soja; manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, EMBRAPA Soja. pp. 502-503.
20. Bueno, R. C. O. F. 2008. Bases biológicas para utilização de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para controle de *Pseudoplusia includens* (Walker, 1857) e *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em Soja. 2008. 119 F. Tesis de doctorado en Entomologia. Piracicaba, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. 25 p.
21. \_\_\_\_\_.; Bueno, A. F.; Moscardi, F.; Parra, J. R. P.; Hoffmann-Campo, C. B. 2011. Lepidopteran larvae consumption of soybean foliage; basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. *Pest Management Science*. 67: 170-174.
22. Caboni, P.; Sarais, G.; Angioni, A.; Vargiu, S.; Pagnozzi, D.; Cabras, P.; Casida, J. 2008. Liquid chromatography–tandem mass spectrometric ion-switching determination of chlorantraniliprole and flubendiamide in fruits and vegetables. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 56: 7696–7699.
23. Carvalho, R. Z.; Moscardi, F.; Foerster, A. L. 1991. Efeito do fungo *Nomuraea rileyi* (farlow) samson e de um virus de poliedrose nuclear no consumo e na utilização de alimento por *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera, Noctuidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 20 (2): 379-384.
24. Castiglioni, E. A. 2006. *Anticarsia gemmatalis* (Hübner). In: Bentancourt, C. M.; Scatoni, I. B. eds. *Lepidópteros de importancia económica; reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales*. 2a. ed. Montevideo, Hemisferio Sur 2. pp. 386-393.

25. Cerna, E.; Ail, C.; Landeros, J.; Sánchez, S.; Badii, M.; Aguirre, L.; Ochoa, Y. 2012. Comparación de la toxicidad y selectividad de insecticidas para la plaga *Bactericera cockerelli* y su depredador *Chrysoperla carnea*. *Agrociencia*. 46: 783-793.
26. Cordova, D.; Benner, E. A.; Sacher, M. D.; Rauth, J. J.; Sopa, J. S.; Lahm, G. P.; Salby, T. P.; Stevenson, T. M.; Flexner, L.; Gutteridge, S.; Rhoades, D. F.; Wu, L.; Smith, R. M.; Tao, Y. 2006. Anthranilic diamides; a new class of insecticides with a novel mode of action, ryanodine receptor activation. *Pesticide Biochemical Physiological*. 84: 196-214.
27. Corrêa-Ferreira, B. S.; Smith, J. C. 1975. *Nomurea rileyi* attacking the velvetbean caterpillars, *Anticarsia gemmatalis*, in Paraná, Brazil. *Florida Entomology* (Gainesville). 58 (4): 280-281.
28. \_\_\_\_\_. 1979. Incidência de parasitas em lagartas da soja. *In*: Seminario Nacional De Pesquisa De Soja (1º., 1978, Londrina). *Anais*. Londrina, EMBRAPA Soja. pp. 79-91.
29. Cortés, E.; Roggero, M.; Morero, M. 2012. Evaluación de distintos insecticidas para el control de *Plutella xylostella* (L). (polilla de las coles) en el cultivo de colza (*Brassica napus* L.). San Francisco, INTA. 3 p. (Circular técnica no. 19).
30. \_\_\_\_\_.; Morcos, E.; Venier, F. 2013. Evaluación de insecticidas para el control de *Anticarsia gemmatalis* Hubner en el cultivo de soja. San Francisco, INTA. pp. 1-5 (Circular técnica no. 37).
31. Costa, L. 1950. *Insetos do Brasil; Lepidopteros*. Brasilia, s.e. 204 p.
32. Cuore, U. 2006. Resistencia a los acaricidas, manejo y perspectivas. *In*: Jornadas de Buiatría del Uruguay (34as., 2006, Paysandú). *Acta*. Paysandú, CMVP. pp. 10-13
33. Daugherty, D. 1969. The effect of various levels of simulated *Heliothis* damage to pods on soybean yield. (en línea) Columbia, Missouri State University, Missouri Agricultural Experiment Station. pp. 1-36. Consultado 20 jul. 2016. Disponible en <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/44655/1/pab158-96.pdf>

34. De Doucet, M. M.; Giayetto A. L. 1994. Gama de hospedadores y especificidad en *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, 1975 (Heterorhabditidae: Nematoda). *Nematológica Mediterránea*. 22 (2): 171-178.
35. Degrande, P. E.; de Oliveira, M. A.; Ribeiro, J. F.; Barros, R.; Nogueira, R. F.; Rodrigues, A. L. L.; Fernández, M. G. 2003. Avaliação de métodos para quantificar predadores de pragas do algodoeiro. *Arquivos do Instituto Biológico (São Paulo)*. 70 (3): 291-294.
36. Demkovich, M.; Siegel, J. P.; Higbee, B. S.; Berenbaum, M. R. 2015. Mechanism of resistance acquisition and potential associated fitness costs in *Amyelois transitella* (Lepidoptera: Pyralidae) exposed to pyrethroid insecticides. *Environmental Entomology*. 44 (3): 855-863.
37. Do Carmo, E. L.; De Freitas Bueno, A.; Oliveira de Freitas Bueno, R. C.; Silva Vieira, S.; Gobbi, A. L.; Rodrigues Vasco, F. 2009. Seletividade de diferentes agrotóxicos usados na cultura da soja ao parasitoide de ovos *Telenomus remus*. *Ciência Rural (Santa Maria)*. 39 (8): 2293-2300.
38. \_\_\_\_\_; Bueno, A. F.; Bueno, R. C. O. F.; Vieira, S. S.; Goulart, M. M. P.; Carneiro, T. R. 2010. Seletividade de produtos fitossanitários utilizados na cultura da soja para pupas de *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Ciência Rural (Santa Maria)*. 77 (2): 283-290.
39. Doyle, M. A.; Kline, D. L.; Allan, S. A.; Kaufman, P. E. 2009. Efficacy of residual bifenthrin applied to landscape vegetation against *Aedes albopictus*. *Journal of the American Mosquito Control Association (Gainesville)*. 25 (2): 179-183.
40. DuPont. 2009. Efectividad y persistencia. s.n.t. s.p.
41. Edelstein, D. 2005. Las larvas defoliadoras del cultivo de soja y su control natural por el hongo *Nomuraea rileyi*. Manfredi, INTA. 6 p. (Circular técnica no. 1)
42. Ferreira, B. P. A.; Panizzi, F. 1978. Distribution of eggs and larvae of *Anticarsia gemmatalis* in soybean plants. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 7 (1): 54-59.

43. Foerster, L. A. 2002. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides. *In*: Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Bento, J. M. S. eds. Controle biológico no Brasil; parasitoides e predadores. São Paulo, Manole. pp. 95-114.
44. Freitas, F. A. 2006. Aspectos biológicos e tabela de vida de *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae) com a presa *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) em soja resistente. Tesis de pos grado en fitotecnia. Minas Gerais, Brasil. Universidade Federal de Viçosa. 3 p.
45. Frías, E. A.; Ovruski, S. M.; Popich, S. B. 1993. Parasitoides de huevos de lepidópteros noctuidos encontrados en cultivos de soja y su evaluación como agentes de control. CIRPON Revista de Investigación. 9: 29-35.
46. Fugi, C. G. Q. 2003. Aspectos biológicos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 em genótipos de soja com diferentes graus de resistência a insetos. Tesis de Maestria en Agricultura Tropical y Subtropical. Campinas, Brasil. Instituto Agronômico de Campinas. s.p.
47. Gallo, D.; Nakano, O.; Silveira Neto, S.; Carvalho, R. P. L.; Batista, G. C.; Batista Filho, E.; Parra, J. R. P.; Zucchi, R. A.; Alves, S. B.; Vendramim, J. D.; Marchini, L. C.; Lopes, J. R. S.; Omoto, C. 2002. Entomologia agrícola. 10a. ed. Piracicaba, FEALQ. 920 p.
48. Gazzoni, D. L.; Minor, H. C. 1979. Efeito do desfolhamento artificial em soja, sobre o rendimento e os seus componentes. *In*: Seminário Nacional de Pesquisa de Soja (1º., 1978, Londrina). Anais. Londrina, EMBRAPA Soja. pp. 47-57.
49. \_\_\_\_\_; Moscardi, F. 1998a. Effect of defoliation level on recovery of leaf area, on yield and agronomic traits of soybeans. (en línea). Pesquisa Agropecuária Brasileira. 33 (4): 10-12. Consultado 22 oct. 2015. Disponible en <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/44655/1/pab158-96.pdf>
50. \_\_\_\_\_; Junior, M. P.; Garagorry, F.; Moscardi, F. 1998b. Mathematical simulation model of the velvetbean caterpillar; description of the model. (en línea). Pesquisa Agropecuária Brasileira. 33 (4): 385-396. Consultado 20 ene. 2016. Disponible en <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/44942/1/MATHEMATICAL-SIMULATION-MODEL.pdf>.

51. \_\_\_\_\_.; Corso, I. C.; Miguel, M. 1999. Effect of insecticides on predators and parasitoids of soybean pests. *Pesquisa Agropecuária Gaúcha*. 5 (2): 255-264.
52. Gennari, M.; Zannini, E.; Cignetti, A.; Bicchi, C.; D'Amato, A.; Taccheo, M.; Spessotto, C.; De Paoli, M.; Flori, P. 1985. Vinclozolin decay on different grape vines in four different Italian areas. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 33: 1232–1237.
53. Gerson, U.; Cohen, E. 1989. Resurgence of spider mite (Acari: Tetranychidae) induced by synthetic pyrethroids. *Experimental and Applied Acarology*. 6: 29-46.
54. Ghulam, A.; Najamul, H.; Muhammad, F.; Ikramul, H.; Haider, K. 2015. Effect of selected insecticides on *Helicoverpa armigera* Hunber (Lepidoptera: Noctuidae) on tomato (*Lycopersicon esculentum* Miller) and their successful management. *Advance in Entomology*. 3 (1): 7-8.
55. Gianfelici, M.; Bertolotti, M. A.; Cagnolo, S. R. 2014. Susceptibilidad de larvas de *Crociosema aporema* (Walsingham, 1914) y *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818, a tres aislados de nematodos entomopatógenos. *Revista Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*. 1 (2): 71-76.
56. Gomes, C. 2003. Aspectos biológicos de *Anticarsia gemmatilis* Hubner, 1818 em genotipos de soja com diferentes graus de resistencia a insetos. Tesis de pos grado Ing. Agr. Campinas, Brasil. Instituto Agronomico de Campinas. 7 p.
57. Gonçalves, J. R.; Faroni, L. R. D. A.; Guedes, R. N. C.; de Oliveira, C. R. F. 2004. Insecticide selectivity to the parasitic mite *Acarophenax lacunatus* (Cross & Krantz) (Prostigmata: Acarophenacidae) on *Rhyzopertha dominica* (Fabr.) (Coleoptera: Bostrichidae). *Neotropical Entomology*. 33 (2): 4-5.
58. Gontijo, L. M.; Celestino, D.; Queiroz, O. S.; Guedes, R. N. C.; Picanço, M. C. 2015. Impacts of azadirachtin and chlorantraniliprole on the developmental stages of pirate bug predators (Hemiptera: Anthocoridae) of the tomato pinworm *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Florida Entomology (Gainesville)*. 98 (1): 59-64.
59. Greene, G. L.; Reid, J. C.; Blount, V. N.; Riddle, T. C. 1973. Mating and oviposition of the velvetbean caterpillar in soybeans *Environmental Entomology*. 2 (6): 1113-1115.

60. \_\_\_\_\_. 1974. Sexual dimorphism of *Anticarsia gemmatalis* leg scales. Florida Entomology (Gainesville). 57 (3): 280.
61. Gunning, R. V.; Moores, G. D.; Jewess, P.; Boyes, A. L.; Devonshire, A. L.; Khambay, B. P. S. 2007. Use of pyrethroid analogues to identify key structural features for enhanced-esterase resistance in *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). Pest Management Science. 63 (6): 569-575.
62. Gupta, V. K. 1987. A revision of the genus *Microcharops* (Hymenoptera: Ichneumonidae). Contributions of the American Entomological Institute. (23): 1-42.
63. Haji, F. N. D.; Jimenez Velasquez, J.; Bleicher, E.; Alencar, J. A.; Haji, A. T.; Diniz, R. S. 1998. Tecnologia de produção massal de *Trichogramma* spp. Petrolina, EMBRAPA-Cpatsa. 24 p.
64. Hardke, J. T.; Temple, J. H.; Leonard, B. R.; Jackson, R. E. 2011. Laboratory toxicity and field efficacy of selected insecticides against fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). Florida Entomologist. 94 (2): 272-278.
65. Herzog, D. C.; Todd, J. W. 1980. Sampling velvetbean caterpillar on soybean. In: Kogan, M.; Herzog, D. C. eds. Sampling methods in soybean entomology. New York, Springer-Verlag. pp. 107-140.
66. Hoffmann-Campo, C. B.; Foerster, L. A.; Newman, G. G. 1979. Incidência estacional de *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson em *Anticarsia gemmatalis* Hubner, 1818 e *Plusia* spp. relacionada com fatores climáticos. In: Seminário Nacional De Pesquisa De Soja (1º., 1978, Londrina). Anais. Londrina, EMBRAPA Soja. pp. 11-15.
67. \_\_\_\_\_.; Moscardi, F.; Corrêa-Ferreira, B. S.; Oliveira, L. J.; Sosa-Gomez, D. R.; Panizzi, A. R.; Corso, I. C.; Gazzoni, D. L.; Oliveira, E. B. 2000. Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado. Londrina, EMBRAPA Soja. 70 p. (Circular Técnica no. 30).
68. IRAC (Insecticide Resistance Action Comité, US). 2015. Moduladores del canal de sodio/ interfiere sobre sistema nervioso central y periférico. (en línea). Buenos Aires. s.p. Consultado 5 mar. 2017. Disponible en <http://irac-argentina.org/grupos-de-insecticidas-acaricidas-basados-en-el-modo-de-accion-y-sitio-de-accion/>

69. \_\_\_\_\_. 2016. Moduladores de los receptores Ryanodine/ acción nerviosa y muscular. (en línea). Buenos Aires. s.p. Consultado 5 mar. 2017. Disponible en <http://www.irac-online.org/documents/folleto-modo-de-accion-insecticidas-y-acaricidas/?ext=pdf>
70. Ishaaya, I.; Kontsedalov, A.; Horowitz, R. 2005. Insecticidas biorracionales; mecanismo y resistencia cruzada. Archivos de Insectos Bioquímica. 58: 192–199.
71. Jacobson, A.; Foster, R.; Krupke, C.; Hutchison, W.; Pittendrigh, B.; Weinzierl, R. 2009. Resistance to pyrethroid insecticides in *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) in Indiana and Illinois. Journal of Economy Entomologist. 102 (6): 2289-2295.
72. Johnson, N. F. 1984. Systematics of nearctic *Telenomus* classification and revisions of the *Podisi* and *Phymatae* groups. Bulletin of the Ohio Biological Survey. 6 (3): 110-113.
73. Jones, W. A.; Ciomperlik, M. A.; Wolfenbarger, D. A. 1997. Lethal and sublethal effects of insecticides on two parasitoids attacking *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). Biological Control. 11 (1): 70-76.
74. Kahl, M. B. 2014. Principales características de los insecticidas utilizados en el cultivo de soja. Paraná, INTA. pp. 31-50 (Circular técnica no. 5).
75. Kerzhner, I. M. 1983. Airbone *Nabis capsiformis* (Heteroptera: Nabidae) from the Atlantic, Indian, and Pacific Oceans. International Journal of Entomology. 25: 273-275.
76. Khalid, M.; Choudhary, E.; Muhammad, H. 2013. Residual effects of bifenthrin on the mortality of *Pardosa sumatrana* (Thorell 1890) (Araneae: Lycosidae). Pakistan Journal of Zoology. 45 (3): 865-868.
77. Kogan, M.; Turnipseed, S. G. 1987. Ecology and management of soybean arthropods. Annual Review of Entomology. 32: 507-538.
78. Koppenhöfer, A. M.; Fuzy, E. M. 2008. Effect of the anthranilic diamide insecticide, chlorantraniliprole, on *Heterorhabditis bacteriophora* (Rhabditida: Heterorhabditidae) efficacy against white grubs (Coleoptera: Scarabaeidae). Biological Control. 45: 93-102.

79. Lahm, G. P.; Selby, T. P.; Stevenson, T. M.; Cordova, D.; Annan, I. B.; Andaloro, J. T. 2012. Pyrazo-lylpyridine activators of the insect ryanodine receptor. *In*: Lamberth, C.; Dinges, J. eds. Bioactive heterocyclic compound classes. New York, Wiley. pp. 103-119.
80. Lai, T.; Su, J. 2011a. Assessment of resistance risk in *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) to chlorantraniliprole. *Pest Management Science*. 67 (11): 1468–1472.
81. \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; Li, J. 2011b. Monitoring of beet armyworm *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae) resistance to chlorantraniliprole in China. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 101 (3): 198–205.
82. Leppla, N. C. 1976. Circadian rhythms of locomotion and reproductive behavior in adult velvetbean caterpillar. *Annals of the Entomological Society of America* (Columbus). 69 (1): 45-48.
83. Liu, X. C.; Li, Q. S.; Liu, Q. X. 1998. The effects of insecticides on disposal behavior and fecundity of carmine spider mite. *Acta Phytophylacica Sinica*. 25 (2): 156–160.
84. Lourenção, A. L.; Costa, A. S.; Parra, J. R. P.; Ambrosano, G. M. B. 1996. Aspectos biológicos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner em soja sadia e infectada com vírus do mosaico 20 comum (SMV). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* (Londrina). 25 (1): 47-57.
85. \_\_\_\_\_.; Reco, P. C.; Braga, N. R.; E Do Valle, G.; Pinheiro, J. B. 2010. Produtividade de genótipos de soja sob infestação da lagarta-da-soja e de percevejos. (em línea). *Neotropical Entomology*. 39: 275-281. Consultado 15 ene. 2016. Disponible en [http://www.producao.usp.br/bitstream/handle/BDPI/5168/art\\_PINHEIRO\\_Produtividade\\_de\\_genotipos\\_de\\_soja\\_sob\\_infestacao\\_2010.pdf?sequence=1%3Chttp://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2010000200020%3E](http://www.producao.usp.br/bitstream/handle/BDPI/5168/art_PINHEIRO_Produtividade_de_genotipos_de_soja_sob_infestacao_2010.pdf?sequence=1%3Chttp://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2010000200020%3E)
86. Lund, A. E.; Narahashi, T. 1981. Modification of sodium channel kinetics by the insecticide tetramethrin in crayfish giant axons. *Neurotoxicology*. 2: 213-219.
87. Magrini, E. A.; Silveira Neto, S.; Parra, J. R. P.; Botelho, P. S. M. 1996. Biología e exigências térmicas de *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidóptera: Noctuidae) em laboratório. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*. 25 (3): 513-519.

88. \_\_\_\_\_.; Botelho, P. S. M.; Silveira Neto, S. 1999. Biología de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 na cultura de soja, *Glycine max* (L.) Merrill. Scientia Agricola. 56: 527-535.
89. Malhat, F. M. 2012. Determination of chlorantraniliprole residues in grape by high-performance liquid chromatography. Food Analytical Methods. 1 (1): 5-7.
90. Mendonça, E. G.; Oliveira, M. G. A.; Visôto, L. E.; Guedes, R. N. C.; Ribeiro, F. R.; Oliveira, J. A. 2009. Determinação da atividade enzimática e do número de bactérias associadas ao intestino médio da lagarta da soja, *Anticarsia gemmatalis*, criada em diferentes dietas. Revista Ceres. 56 (1): 18-24.
91. MGAP. DIEA (Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca. Dirección de Investigaciones Estadísticas Agropecuarias, UY). 2016a. Datos estadísticos de importaciones de productos fitosanitarios. (en línea). Montevideo. s.p. Consultado 2 mar. 2016. Disponible en <http://www.mgap.gub.uy/unidad-ejecutora/direccion-general-de-servicios-agricolas/tramites-y-servicios/servicios/datos>
92. \_\_\_\_\_. \_\_\_\_\_. 2016b. Encuesta agrícola de invierno. (en línea). Montevideo. s.p. Consultado 2 mar. 2016. Disponible en [https://www.mgap.gub.uy/sites/default/files/encuesta\\_agricola\\_invierno\\_2016.pdf](https://www.mgap.gub.uy/sites/default/files/encuesta_agricola_invierno_2016.pdf).
93. Milano, P.; Berti Filho, E.; Parra, J. R. P.; Cônsoli, F. L. 2008. Influência da temperatura na frequência de cópula de *Anticarsia gemmatalis* Hübner e *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Neotropical Entomology. 37: 528-535.
94. Miller, T. A.; Salgado, V. L. 1985. The mode of action of pyrethroids on insects. In: Leahy, J. P. ed. Pyrethroid insecticides. London, Taylor & Francis. pp. 43-97.
95. Mokry, L. E.; Hoagland, K. D. 1989. Acute toxicities of five synthetic pyrethroid insecticides to *Daphnia magna* and *Ceriodaphnia dubia*. Environmental Toxicology and Chemistry. 9: 1045-1051.
96. Moscardi, F.; Barfield, C. S.; Allen, G. E. 1981a. Consumption and development of velvetbean caterpillar as influenced by soybean phenology. Environmental Entomology. 10 (6): 880-884.

97. \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_.; \_\_\_\_\_. 1981b. Effects of temperature on adult velvetbean caterpillar oviposition, egg hatch and longevity. *Annals of the Entomological Society of America*. 74 (2): 167-171.
98. \_\_\_\_\_.; Souza, M. L.; Castro, M. E. B., Moscardi, M. L., Szewczyk, B. 2011. Baculovirus pesticides; present state and future perspectives In: Ahmad, I.; Ahmad, F.; Pichtel, J. eds. *Microbes and microbial technology*. New York, Springer. pp. 415-445.
99. Muir, D. C. G.; Rawn, G. P.; Townsend, B. E.; Lockhart, W. L.; Greenhalgh, R. 1985. Bioconcentration of cypermethrin, deltamethrin, fenvalerate, and permethrin by *Chironomus tentans* larvae in sediment and water. *Environmental Toxicology and Chemistry*. 4: 51-61.
100. Nantes, J. F. D.; Gricoletti, R.; Campos, E. M. B. 1978. Biología de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja, *Glycine max* (L.) Merrill. *Anais da Sociedade Entomologica do Brasil*. 7 (2): 171-174.
101. Ovruski, S. M.; Frías, E. A. 1995. Presencia de *Encarsia porteri* (Hymenoptera: Aphelinidae) parasitando huevos de lepidópteros noctuidos plagas del cultivo de soja en Tucumán, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 54 (1-4): 25-29.
102. Panizzi, A. R.; Correa, B. S.; Gazzoni, D. L.; Oliveira, E. B.; Newman, G. G.; Turnipseed, S. G. 1977. *Insetos da soja no Brasil*. Londrina, EMBRAPA Soja. 20 p. (Circular técnica no. 1).
103. Pereira, A. E.; Wang, H.; Zukoff, S. N.; Meinke, L. J.; French, B. W.; Siegfried, B. D. 2015. Evidence of field-evolved resistance to bifenthrin in western corn rootworm (*Diabrotica virgifera virgifera* LeConte) populations in Western Nebraska and Kansas. *Journal of Public Library of Science*. 10: 1-16.
104. Perera, S.; Hernández, E.; Del Pino, M.; Pérez, A.; Del Pilar, M. 2009. Ensayo de eficacia de productos fitosanitarios en el control de la lagarta *Chrysodeixis chalcites* en el cultivo de la platanera. Tenerife, Instituto Canario de Investigaciones Agrarias. 13 p.
105. Praça, L. B.; Silva Neto, S. P.; Monnerat, R. G. 2006. *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae): biología, amostragem e métodos

de controle. Brasília, EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia. 18 p.

106. RAP-AL (Red de Acción en Plaguicidas y sus alternativas para América Latina, UY). 2016. Contaminantes orgánicos persistentes. s.l. s.p.
107. Reichert, J. L.; Costa, E. C. 2003. Desfolhamentos contínuos e sequenciais simulando danos de pragas sobre a cultivar de soja BRS 137. *Ciência Rural* (Santa Maria). 33: 1-6.
108. Ribeiro, A. 2007. Caracterización de los biocontroladores de insectos plagas en sistemas de producción agrícola-pastoriles del litoral oeste uruguayo. Paysandú, Uruguay, s.e. 50 p.
109. Ribeiro, R. C.; Lemos, W. P.; Bernardino, A. S.; Buecke, J.; Müller, A. A. 2010a. Primeira ocorrência de *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas) (Hemiptera: Pentatomidae) predando lagartas desfolhadoras do dendezeiro no estado do Pará. *Neotropical Entomology*. 39: 131-132.
110. \_\_\_\_\_. 2010b. Prospección de agentes para el control natural de plagas en sistemas agrícola-pastoriles. *In*: Altier, N.; Rebuffo, M.; Cabrera, K. eds. *Enfermedades y plagas en pasturas*. Montevideo, INIA. pp. 105-106 (Serie Técnica no. 183).
111. Rigotti, M. 2005. Efeito da pulverização de inseticidas utilizados na cultura de soja sobre adultos de *Apis mellifera* Linnaeus (Hymenoptera, Apidae) em condições de laboratório. Tesis de maestria. Dourados, Brasil. Universidade Federal da Grande Dourados. 34 p.
112. Rodríguez, R.; Franca de Souza, E.; Mezzalira, A.; Fonseca Cruvinel, L.; Fonseca Rattes, J.; Jakoby, G. L. 2011. Eficácia de inseticidas no controle da lagarta curuquerê (*Alabama argillacea*) na cultura do algodoeiro. *In*: Congresso de Iniciação Científica (5º., 2011, Rio Verde, Brasil). Anais. Rio Verde, GO, FESURV. pp. 100-105.
113. Roubos, C. R.; Rodriguez-Saona, C.; Holdcraft, R.; Mason, K. S.; Isaacs, R. 2014. Relative toxicity and residual activity of insecticides used in blueberry pest management: mortality of natural enemies. *Journal of Economic Entomology*. 107 (1): 277-285.

114. Ruffinelli, A.; Carbonell S. 1953. Segunda lista de insectos y otros artrópodos de importancia económica en el Uruguay. Revista de la Asociación de Ingenieros Agrónomos del Uruguay. 1: 13-32.
115. Salvadori, J. R.; Corseuil, L. 1982. Consumo foliar e observações sobre o desenvolvimento de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, em soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Lepidoptera, Noctuidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil (Jaboticabal). 11 (1): 93-100.
116. SATA. 2011. Guía uruguaya para la protección y nutrición vegetal. s.l. s.p.
117. Sial, A. A.; Brunner, J. F. 2010. Toxicity and residual efficacy of chlorantraniliprole spinetoram, and emamectin benzoate to obliquebanded leafroller (Lepidoptera: Tortricidae). Journal of Economic Entomology. 103 (4): 1277-1285.
118. Sidhu, J. K.; Hardke, J. T.; Stout, M. J. 2014. Efficacy of dermacor-x-100® seed treatment against *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) on rice. Florida Entomology (Gainesville). 97 (1): 224-232.
119. Silva, M. T. B. 1992. Controle da lagarta da soja (*Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 – Lepidoptera: Noctuidae). *Baculovirus anticarsia*. Ciência Rural (Santa Maria). 22 (3): 261-265.
120. \_\_\_\_\_. 1993. Controle da lagarta da soja (*Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 – Lepidoptera: Noctuidae). Controle biológico natural. Ciência Rural (Santa Maria). 23 (2): 127-132.
121. \_\_\_\_\_. 1995. Associação de *Baculovirus anticarsia* com subdosagens de inseticidas no controle de lagartas de *Anticarsia gemmatalis* (Hübner, 1818). Ciência Rural (Santa Maria). 25 (3): 353-358.
122. Silva, R. F. P. 1981. Aspectos biológicos e nutrição de *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) em meios natural e artificial e influência da temperatura e fotoperíodo no seu desenvolvimento. Tesis de Doctorado. Piracicaba, Brasil. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. 130 p.
123. Singh, S. 2003. Effects of aqueous extract of neem seed kernel and azadirachtin on the fecundity, fertility and post-embryonic development of the melonfly, *Bactrocera cucurbitae* and the oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae). Journal of Applied Entomology. 127: 540–547.

124. Sosa-Gómez, D. R.; Delpin, K. E.; Moscardi, F.; Nozaki, M. H. 2003. The impact of fungicides on *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson epizootics and on populations of *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), on soybean. *Neotropical Entomology*. 32: 287-291.
125. Spomer, N. A.; Kamble, S. T.; Siegfried, B. D. 2009. Bioavailability of chlorantraniliprole and in-doxacarb to eastern subterranean termites (Isoptera: Rhinotermitidae) in various soil. *Journal Economic Entomology*. 102: 1922-1927.
126. Thistle, H. 2015. Bifenthrin: Human health and ecological risk assessment. Final report. SERA Internal Task. 56 (12): 59.
127. Tofangsazi, N.; Cherry, R. H.; Beeson, R. C.; Arthurs, S. P. 2015. Concentration response and residual activity of insecticides to control *Herpetogramma phaeopteralis* (Lepidoptera: Crambidae) in St. Augustinegrass. *Journal of Economic Entomology*. 108 (2): 730-735.
128. Valverde, L.; Virla, E. 2007. Parasitismo natural de huevos de las principales especies de Noctuidae (Lepidoptera) plagas en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. (en línea). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*. 33: 469-476. Consultado 26 ene. 2015. Disponible en [http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0373-56802008000200020](http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0373-56802008000200020).
129. Vázquez, C.; Royalty, R. N.; Buss, E. A. 2011. Susceptibility of *Blissus insularis* (Heteroptera: Hemiptera: Blissidae) populations in Florida to bifenthrin and permethrin. *Florida Entomologist*. 94 (3): 571-581.
130. Wang, S.; Tang, X.; Wang, L.; Zhang, Y., Wu, Q.; Xie, W. 2014. Effects of sublethal concentrations of bifenthrin on the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Systematic and Applied Acarology Society*. 19 (4): 481-490.
131. Wang, X.; Wu, Y. 2012. High levels of resistance to chlorantraniliprole evolved in field populations of *Plutella xylostella*. *Journal of Economic Entomology*. 105 (3): 1019-1023.
132. Watson, J. R. 1916. Life-history of the velvetbean caterpillar *Anticarsia gemmatalis* Hübner. *Journal of Economic Entomology*. 9: 521-528.

133. Wei, X. K.; Johnson, S. J. 1995. Velvetbean caterpillar (Lepidoptera: Noctuidae); surviving freezing weather in Louisiana. Florida Entomology (Gainesville). 78 (1): 186-189.
134. Wesseling, C.; Aragón, A.; Castillo, M.; Corriols, M.; Chaverri, F.; De La Cruz, E.; Keifer, M.; Monge, P.; Partanen, K.; Ruepert, C.; Van Wendel De Joode, B. 2003. Consideraciones sobre plaguicidas peligrosos en América Central. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. 68: 7-18.
135. Yeoh, B. H.; Lee, C. Y. 2007. Tunneling responses of the asian subterranean termite *Coptotermes gestroi* in termiticid-treated and (Isoptera: Rhinotermitidae). Sociobiology. 50 (2): 457-468.
136. Zerbino, M. S. 1991. Lagartas de los cereales. Montevideo, INIA. 22 p. (Serie Técnica no. 9)
137. Zhang, S. F.; Shen, X. J.; Cai, Y. R.; Fu, L. Y.; Shen, H. M. 2012. Sublethal effects of fenprothrin and spiroticlofen on *Tetranychus urticae*. Plant Protection. 38 (5): 68-72.

## 9. ANEXOS

Anexo 1. Registro de temperatura, precipitaciones y humedad promedio en el mes de marzo del año 2015, EEMAC, Paysandú.

Día	Temperatura (°C)	Precipitaciones (mm)	Humedad (%)
1	22.8	8.4	60
2	24.3	0.3	68
3	22.9	38.9	71
4	22.6	0	74
5	23.9	0.3	72
6	24.1	0	60
7	24.2	0	57
8	23.8	0	59
9	25.1	0	62
10	26.4	0	63
11	24.8	0	64
12	24.7	0	60
13	24.6	0	51
14	26.3	0	52

15	26.6	0	58
16	26.3	0	62
17	26.6	0	63
18	24.4	0	59
19	25.1	0	56
20	24.6	0	56
21	17.9	0	58
22	16.2	0	51
23	17.7	0	51
24	17.5	0	55
25	16.8	0.3	56
26	17.0	0.3	62
27	16.4	0	63
28	19.1	0	60
29	21.3	0	60
30	21.7	0	61
31	19.8	0	59

Anexo 2. Prueba de hipótesis secuenciales para los efectos fijos, clorantaniliprole.

	Df	Deviance Resid	Df Resid.	Dev. Pr	(Chi)
Null			59	695.88	
Días alimentación	1	163.95	58	531.93	0.0001
Días pos aplicación	3	207.65	55	324.28	0.0001
Días alimentación: días pos aplicación	3	174.51	52	149.77	0.0001

Anexo 3. Prueba de hipótesis secuenciales para los efectos fijos, bifentrin.

	Df	Deviance Resid	Df Resid.	Dev. Pr	(Chi)
Null			59	629.76	
Días alimentación	1	473.47	58	156.29	0.0001
Días pos aplicación	3	89.30	55	66.98	0.0001
Días alimentación: días pos aplicación	3	14.05	52	52.94	0.0028