**Efecto de Soja *Bt* sobre organismos blanco y no blanco: Lepidópteros y los Himenópteros parasitoides de huevos, asociados**

Trabajo Final de Grado
del alumno

**HUGO GONZALO BIONDINI**

Este trabajo ha sido presentado como requisito
para la obtención del título de

**INGENIERO AGRÓNOMO**

Carrera

**Ingeniería Agronómica**

**Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales.**
**Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires.**

Pergamino,……...

**Efecto de Soja *Bt* sobre organismos blanco y no blanco:**

**Lepidópteros y los Himenópteros parasitoides de huevos, asociados**

Trabajo Final de Grado

del alumno

**HUGO GONZALO BIONDINI**

Aprobada por el Tribunal Evaluador

| | | |
|---|---|---|
| (Nombre y Apellido)<br>**Evaluador** | (Nombre y Apellido)<br>**Evaluador** | (Nombre y Apellido)<br>**Evaluador** |

| | |
|---|---|
| Lic. Juan Martín Peña | Dra. Cecilia B. Margaría |
| (Nombre y Apellido)<br>**Co-Director** | (Nombre y Apellido)<br>**Director** |

**Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales,Universidad Nacional del Noroeste de la Provincia de Buenos Aires**

Pergamino,…….

## III. AGRADECIMIENTOS

En primer lugar quiero agradecer profundamente a mi Directora de Tesis, Dra. Cecilia Margaría, por aceptarme para realizar este trabajo, por su presencia, sus enseñanzas, preocupación, paciencia inagotable y sus rápidas respuestas. Una gran referente del Control Biológico del cual tengo el placer de aprender y espero poder seguir haciéndolo en un futuro.

A mi Codirector, el Lic. Juan Martín Peña, por acompañarme y guiarme durante todo este camino, pero fundamentelamente por sus valiosas enseñanzas en las salidas a campo por la EEA Pergamino. Una gran persona que siempre estuvo presente cuando lo necesité y una consulta permanente en diversos temas.

A la Dra. Mónica Ricci, primero por haberme aceptado como ayudante de la Cátedra de Zoología Agrícola de la UNNOBA. Pero además, por el estímulo, el acompañamiento,por haber despertado en mí la vocación hacia la Entomología, y sobre todo por haberme transmitido no solo conocimientos sino también valores que me acompañaran durante toda mi vida. Es sin duda, el referente más importante en mi formación universitaria, y un ejemplo a seguir tanto en lo personal como en lo profesional.

A Julio Carbone, por aceptar realizar el trabajo de manera conjunta.

A mi compañero y amigo Facundo Curin, por su gran ayuda con el análisis estadístico y su empuje para que termine el trabajo.

A mis compañeros de la Cátedra de Zoología Agrícola de la UNNOBA.

A todos mis compañeros de la UNNOBA con quienes transité lado a lado este camino.

A los profesores de los cuales me llevo no solo la formación profesional, sino que también su experiencia.

Al grupo de Ganadería y Forrajeras de Inta Pergamino, por permitirme un espacio donde poder desarrollar parte de las actividades de la tesis, y además por la cordialidad y amabilidad que simpre me brindaron.

A mis compañeros de trabajo del laboratorio entomológico de la empresa Agidea S. A. por la flexibilidad para ausentarme del trabajo en algunos momentos y porder terminar con la tesis.

A mis amores, mi mujer Carolina y a mi hijo Aurelio, por la comprensión en algunos momentos de ausencia de este último tiempo, y sobre todo por llenar mi vida de amor y alegría. Gracias por estar siempre a mi lado.

A mis Padres, Susana y Hugo, por darme la posibilidad de formarme como profesional y apoyarme permanentemente durante toda la carrera.

A mis hermanos, familiares y amigos que durante este tiempo estuvieron cerca mio, mi más sincero agradecimiento.

## IV. RESUMEN

La soja genéticamente modificada MON 87701 X MON 89788 [*Glycine max* (L.) Merr.], que expresa genes que codifican la proteína Cry1Ac de *Bacilllus thuringiensis* var. *kurstaki* Berliner y la proteína 5-enol-piruvil shikimato-3-fosfato sintetasa de *Agrobacterium sp*., que le otorgan resistencia a insectos lepidópteros y tolerancia al herbicida glifosato, fue aprobada en el año 2012. La adopción de este cultivo transgénico podría modificar los agroecosistemas, exigiendo vigilar su posible efecto sobre el nicho ecológico actual de la soja, la evolución de las plagas no objeto de esta tecnología y el impacto sobre los organismos no blanco. El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto del hospedero vegetal sobre la riqueza y abundancia de lepidópteros plaga y los parasitoides de huevos asociados, en cultivos de soja convencional (RR) y resistente a lepidópteros (RR; *Bt*), en la localidad de Pergamino, Provincia de Buenos Aires. El ensayo se realizó en el predio de la Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales de la Universidad Nacional del Noroeste de la provincia de Buenos Aires -ECANA-UNNOBA-, ubicado en la localidad de Pergamino(33°57'28" O 60°33'50" S), durante la campaña agrícola 2014-2015. Se sembraron dos parcelas, una con soja no *Bt* y otra con soja *Bt*. Se establecieron 12 estaciones de monitoreo por parcela, las cuales fueron consideradas como repeticiones. Semanalmente, con el método de paño vertical, se determinó la densidad de los organismos plaga, y paralelamente se recolectaron huevos de lepidópteros en plantas tomadas al azar, se caracterizaron y se determinó el porcentaje de parasitoidismo presente. Las variables estudiadas fueron analizadas estadísticamente mediante un test no paramétrico Mann-Whitney-Wilcoxon. La soja *Bt* realizó un excelente control del complejo de orugas defoliadoras. *Rachiplusia nu*y *Anticarsia gemmatalis* fueron incapaces de desarrollarse sobre el cultivo *Bt* y si lo hicieron sobre el cultivo no *Bt*. *Spodoptera cosmioides* no parece ser afectada por el cultivar *Bt*, pero su densidad poblacional fue baja durante el ensayo. Los parasitoides oófagos encontrados pertenecen al género *Trichogramma sp.* La soja *Bt* no estaría afectando ni la diversidad de parasitoides ni los porcentajes de parasitoidismo (32% en la soja no *Bt* y 31% en la *Bt*). *R. nu* alcanzó niveles promedio de parasitismo de huevos del 35% en soja *Bt* y del 39% en soja no *Bt*, y *A. gemmatalis* alcanzó niveles promedio de parasitoidismo de huevos del 27% en soja *Bt* y del 14% en soja no *Bt*. Se recomiendadar continuidad a los monitoreos para observar la evolución del agroecosistema.

**Palabras clave:** soja, *Bt*, orugas defoliadoras, *Rachiplusia nu, Anticarsia gemmatalis, Spodoptera cosmioides, Trichogramma sp.*

## V. ÍNDICE

I. Primer portada…….……..1
II. Segunda portada…….…….2
III. AGRADECIMIENTOS…….…….3
IV. RESUMEN…….……5
V. ÍNDICE……..……..7
VI. INDICE DE FIGURAS……..….8
VII. INDICE DE TABLAS……...10
VIII. INTRODUCCION……11
IX. HIPÓTESIS……..….29
X. OBJETIVO GENERAL…….……...29
XI. OBJETIVOS ESPECÍFICOS…….……29
XII. MATERIALES Y MÉTODOS…….……30
XIII. RESULTADOS…….……33
XIV. DISCUSIÓN……..43
XV. CONCLUSIONES……47
XVI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS……49
XVII. ANEXOS:

1. Aspectos biológicos de lepidópteros plaga de la soja: *Rachiplusia nu*……..64
2. Aspectos biológicos de lepidópteros plaga de la soja: *Anticarsia gemmatalis*……79
3. Tablas……..……..99

## VI. ÍNDICE DE FIGURAS

**Figura 1.** Microfotografía de *Bacillus thuringiensis* en microscopio electrónico de transmición. Se visualiza el cristal proteico romboide compuesto de toxinas *Cry* y una espora en proceso…….. 15

**Figura 2.** Acción de la toxina *Bt* en el insecto…….. 17

**Figura 3.** Ciclo de vida de especies del género *Trichogramma*…… 26

**Figura 4.** Huevos de *R. nu*…….. 26

**Figura 5.** Densidad promedio de orugas defoliadoras por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto…….. 34

**Figura 6.** Densidad promedio de orugas de *Rachiplusia nu* por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto…….. 35

**Figura 7.** Densidad promedio de orugas de *Anticarsia gemmatalis* por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto……. 35

**Figura 8.** Densidad promedio de orugas de *Spodoptera cosmioides* por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto……. 36

**Figura 9.** Densidad media de huevos de lepidópteros plaga en 48 plantas (4 por estación de monitoreo) muestreadas en las distintas fechas, para cada cultivar…… 37

**Figura 10.** Densidad media de huevos de lepidópteros y porcentaje de parasitoidismo en el cultivo de soja *Bt*……. 38

**Figura 11.** Densidad media de huevos de lepidópteros y porcentaje de parasitoidismo en el cultivo de soja no *Bt*…… 39

**Figura 12.** Densidad de huevos y número de huevos de *R.nu* parasitoidizados dos por Tricogramátidos en el cultivo de soja *Bt*…… 40

**Figura 13.** Densidad de huevos y número de huevos de *R.nu* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja no *Bt*……. 41

**Figura 14.** Densidad de huevos y número de huevosde *A. gemmatalis* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja *Bt*……..... 41

**Figura 15.** Densidad de huevos y número de huevos de *A. gemmatalis* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja no *Bt*…… 42

**Figura 16.** Ciclo biológico de *R. nu*…… 68

**Figura 17.** Huevos de *R. nu* en el borde del envés de las hojas de soja…… 70

**Figura 18.** Larva neonata e *R. nu* alimentándose del corion del huevo…….. 71

**Figura 19.** Larva de *R. nu* erguida sobre sus patas falsas…… 73

**Figura 20.**Ciclo biológico de *A. gemmatalis*…… 86

**Figura 21.** Figuras comparativas de huevos de *A. gemmatalis y R. nu*…….. 87

**Figura 22.** Huevos de *A. gemmatalis* sobre el ház de un folíolo de soja……. 89

**Figura 23.** Cópula de adultos de *Anticarsia gemmatalis*…… 94

**Figura 24.** Larvas de los últimos estadios de *A. gemmatalis* causando defoliación en el cultivo de soja……. 98

## VII. INDICE DE TABLAS

**Tabla 1.** Precipitaciones y temperaturas medias mensuales durante el período experimental, comparadas con sus respectivas series históricas (SH) 1910-2009 y (SH 1967/2009)……. 32

**Tabla 2.** Número total y promedio de larvas de las especies de lepidópteros por tratamiento durante los ensayos……... 33

**Tabla 3.** Densidad promedio de orugas defoliadoras, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar…… 99

**Tabla 4**. Densidad promedio de orugas de *Rachiplusia nu*, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar……... 99

**Tabla 5**. Densidad promedio de orugas de *Anticarsia gemmatalis*, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar……. 100

**Tabla 6**. Densidad promedio de orugas de *Spodoptera cosmioides*, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar…….. 100

**Tabla 7**. Densidad total y promedio de huevos de lepidópetros, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar…… 37

**Tabla 8.** Porcentaje de huevos de lepidópetros parasitados por *Trichogramma* sp., durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar……... 101

**Tabla 9.** Número total de oviposiciones de *Rachiplusia nu* y *Anticarsia gemmatalis,* número total de huevos de ambas especies de lepidópteros parasitados por *Trichogramma sp* y sus respectivos porcetajes de parasitoidismo…… 40

**Tabla 10** - Plantas hospederas de *Rachiplusia nu*: familia, nombre científico y nombre vulgar de la especie, y referencia bibliográfica……. 65

**Tabla 11** - Plantas hospederas de *Anticarsia gemmatalis*: familia, nombre científico y nombre vulgar de la especie, y referencia bibliográfica……. 82

# VIII. INTRODUCCIÓN

## Los cultivos transgénicos

Desde tiempos muy antiguos, el hombre comenzó con la domesticación de plantas que le servían como alimento, de esta manera fue seleccionando, a través de infinitas generaciones, aquellas que consideraba más útiles. Así, durante mucho tiempo, modificó el material hereditario de las plantas. Pero recién a comienzos del siglo XX es cuando le da sustento científico, y basándose en conceptos de genética mendeliana y estadística, nace el mejoramiento genético de cultivos (Ibarra & Castro, s/f).

Posteriormente el mejoramiento de plantas se ve acelerado con el desarrollo de la ingeniería genética (Chaparro Giraldo, 2011). La biotecnología hizo posible la introducción de ADN exógeno en células de plantas, permitiendo así, la transferencia de genes foráneos al genoma de especies cultivadas. Esto da origen a los llamados “organismos transgénicos” u “organismos genéticamente modificados” -OGMs-. Es decir, organismos a los cuales se les agregó uno o más genes por técnicas de ingeniería genética, con el objetivo de incorporarle una nueva característica o rasgo, que no está disponible de manera natural, en la especie en cuestión (Hornrich, 2008; Chaparro Giraldo, 2011; Curis, 2013; Ibarra & Castro, s/f).

La aplicación de esta tecnología para el mejoramiento de especies de interés agrícola tiene como objetivo resolver una diversidad de problemas, como la tolerancia a factores ambientales, el aumento en la calidad nutricional de los cultivos y, especialmente, la resistencia a plagas y enfermedades (Homrich, 2008; Curis, 2013).

## Los cultivos transgénicos en la Argentina y en el mundo

Es un hecho que la adopción de los cultivos transgénicos se ha incrementado en el mundo, ya son 28 los países productores de estos cultivos, y la superficie sembrada ha aumentado más de cien veces en 19 años, pasando de 1,7 millones de hectáreas en 1996 a 181,5 millones de hectáreas en el año 2014. Esto se debe a los múltiples beneficios que brindan, entre los cuales se pueden nombrar; disminución en los costos, mayor flexibilidad en el manejo de los cultivos, disminución en el empleo de insecticidas, mayor rendimiento y mejor calidad en la producción (James, 2014).

El primer cultivo transgénico aprobado e incorporado a la agricultura Argentina fue la soja [*Glycine max* (L.) Merr.(Fabales: Fabaceae)] tolerante al herbicida glifosato ( soja RR) en el año 1996 (ArgenBio, 2017). Sin duda este hecho fue un verdadero hito que revolucionó a la agricultura argentina, y junto con la implementación del sistema de siembra directa, han contribuido a la expansión de la frontera agrícola (Satorre, 2005). Dicha tecnología fue adoptada rápidamente, después de cuatro años desde su autorización para la comercialización, el área con soja RR alcanzó el 90 % de la superficie total cultivada en nuestro país (Regúnaga *et al*., 2003; Trigo, 2016). Desde ese momento se ha registrado en el país un incremento exponencial en el área sembrada con cultivos genéticamente modificados (Perotti *et al*., 2014). Tal es así, que en la campaña 2016/17, se sembraron en el país más de 24 millones de hectáreas con estos cultivos, siendo Argentina, con el 13% de la superficie total, el tercer productor mundial de transgénicos, detrás de Estados Unidos y Brasil (ArgenBio, 2017). Se calcula que los primeros 20 años de utilización de cultivos transgénicos en el país, han traído beneficios por más de 126 mil millones de dólares y se han generado más de 2millones de empleos (Trigo, 2016).

En la Argentina se cultivan soja, maíz [*Zea mays* (L.)]y algodón [*Gossypium hirsutum* (L.)] genéticamente modificados. Las principales características incorporadas son la resistencia a insectos y la tolerancia a herbicidas en la misma planta. Estas características son otorgadas por la expresión de los genes *cry1Ac* y *cp4 epsps* en los eventos mencionados, y que determinan la presencia de las proteínas Cry1Ac y CP4 EPSPS (Massoni *et al*., 2014: Massoni *et al*., 2015).

La soja genéticamente modificada MON 87701 X MON 89788, que expresa genes que codifican la proteína Cry1Ac de *Bacilllus thuringiensis* var.*kurstaki* Berliner y la proteína 5-enol-piruvil shikimato-3-fosfato sintasa de *Agrobacteium sp*., que le otorgan resistencia a insectos lepidópteros y tolerancia al herbicida glifosato, fué aprobada en el año 2012. Estas caracteristicas ya se habían incorporado al maíz y algodón con anterioridad (ArgenBio, 2017).

Si bien el cultivo transgénico de mayor importancia y superficie sembrada en la Argentina es la soja RR, cada vez va ganando más terreno, y más aún en el norte del país, la soja RR/*Bt* (Monsanto, 2017).

## Importancia del cultivo de soja

La soja cultivada, es una planta anual, diploide (2n=40), de autofecundación, nativa de China y exportada de oriente hace más de cinco mil años (Singh,

2010). Comenzó a ser importante en América, en particular en los Estados Unidos, la Argentina, Brasil, Bolivia y Paraguay enla década del ´70, llegando a tener un gran auge en los años ´90, substituyendo en muchoscasos territorios antes dedicados a los cereales (trigo, maíz, entre otros.) o a la ganadería, e inclusoavanzando sobre áreas forestales (Satorre, 2005).

Este cultivo ha experimentado una gran expansión en varios países en pocos años, pasando de 30.470 ha en la Argentina en la campaña 1969/1970 a 20.300.000 ha en la campaña 2015/2016. La soja es el principal cultivo de la Argentina no sólo en superficie ocupada, sino también es el más importante en producción, la misma pasó de 26.800 Tn a 58.300.000 Tn la cual se vió acompañada por un incremento en los rendimientos del cultivo, los cuales se triplicaron durante este período, pasando de 1.000 kg/ha a 3.000 kg/ha (Ybran & Lacelli, 2016).

En nuestro país, la expansión del cultivo de soja ha llevado a un empobrecimiento de la diversidad de la agricultura, ya que otros cultivos como el trigo (*Triticum spp.*) y el maíz se han visto desplazados por esta oleaginosa (Aizen *et al*., 2009).

Los principales países productores de soja durante la campaña 2015/2016 fueron (en millones de toneladas): Estados Unidos (106,9); Brasil (100); Argentina (58,5); China (12); Paraguay (8,8); India (8); Canadá (6,2); Otros (20). La producción mundial alcanzó los 320,5 millones de toneladas (Ybran & Lacelli, 2016).El cultivo de la soja reviste un valor singular para la economía de nuestro país, ya que es uno de losproductos que provee mayores ingresos de divisas(Ybran & Lacelli, 2016).Debido a su importancia económica, este cultivo, demanda técnicas de manejo fitosanitario adecuadas para reducir las pérdidas económicas (Aragon *et al*., 1997; Silva, 2013), ya que es uno de los cultivos que sufre los mayores ataques de plagas (junto con el algodón) respecto otros como el maíz, trigo y girasol. Entre las plagas más importantes se destacandistintas especies del orden Lepidoptera (Aragon & Flores, 2006) y de la familia Noctuidae, como *Rachiplusia nu* (Guenée)(oruga medidora), *Chrysodeixis* (=*Pseudoplusia*) *includens* (Walker) (falsa medidora), *Helicoverpa gelotopoeon* (Dyar) (isoca bolillera), *Spodoptera frugiperda* (Smith)(oruga militar tardía u oruga cogollera del maíz), *Spodoptera cosmioides* (Walker) (oruga del yuyo colorado), y tambiénespecies pertenecientes a otras familias como *Anticarsia gemmatalis* (Hübner)(oruga de las leguminosas) (Lepidoptera: Erebidae) y*Crocidosema (=Epinotia) aporema* (Walsingham) (barrenador del brote) (Lepidoptera: Tortricidae).Tradicionalmente el control de estas plagas se llevó a cabo mediante la aplicación de insecticidas no selectivos para la fauna benéfica, muchas veces excesivas, sin un monitoreo previo, y olvidando los dos principios fundamentales

que guían al Manejo Integrado de Plagas (MIP): considerar al sistema agroecológico y utilizar los niveles de daño económico para la toma de decisiones en el manejo de una plaga (Aragon *et al*., 1997; Boito *et al*., 2012). Esto trajo aparejado, una serie de efectos negativos como destrucción de controladores naturales, inducción o resurgimiento de plagas secundarias y desarrollo de resistencia, asi como aumento en los costos de producción e impacto sanitario en la población (Valverde & Virla, 2007; Silva, 2013). Debido a estos problemas, otras estrategias se han desarrollado y utilizado en los cultivos, como por ejemplo, las plantas genéticamente modificadas para la resistencia a insectos (plantas *Bt*). Este tipo de plantas han demostrado ser eficientes para el control de plagas en diversos cultivos y es una herramienta más que forma parte de un programa de Manejo Integrado de Plagas (Aragon *et al*., 1997; Silva, 2013).

## Las plantas transgénicas con resistencia a insectos

### La soja *Bt*

La resistencia a insectos permite a una planta evitar, tolerar o recuperarse de los daños provocados por las poblaciones de fitófagosu otros organismos dañinos (Aragón, 2003), en este caso, está dada por la presencia del gen *cry1Ac*, que pertenece a una bacteria nativa del suelo llamada *Bacillus thuringiensis* Berliner *(Bt)*, que produce la proteína insecticida *Cry1Ac* (Soberón & Bravo, 2008) y de esta manera le otorga a la planta de soja protección durante todo el ciclo del cultivo del ataque de algunas especies de larvas de lepidópteros tales como, *Rachiplusia nu*, *Chrysodeixis includens*, *Anticarsia gemmatalis*, *Crocidosema aporema*, *Helicoverpa gelotopoeon*, *Achyra (=Loxostege) bifidalis* (Fabricius)(oruga de la verdolaga), *Heliothis virescens* (F.) (oruga capullera), *Spilosoma virginica* (Fabricius) (gata peluda norteamericana) y *Colias lesbia* (Fabricius) (oruga de la alfalfa) (Perotti *et al*., 2014; Massoni *et al*., 2014; Massoni *et al*., 2015). Por otro lado tiene menor efecto sobre otras especies (al menos en las concentraciones de proteína que expresan las variedades de soja *Bt*actuales), tales como *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (barrenador menor del maíz), *Helicoverpa zea* (Boddie)(isoca de la espiga) y las pertenecientes al género *Spodoptera* (100 veces menos susceptibles que *Anticarsia gemmatalis*), cuyo principal exponente es *Spodoptera frugiperda* y a la cual debe sumarse la cada vez más frecuente *Spodoptera cosmioides*, que posee un amplio rango de hospedantes y es capaz de tolerar el doble de dosis de insecticidas que las orugas comunes (Bernardi, 2012; Silva, 2013; Silva *et al*., 2013; Igarzábal & Gálvez, 2014).

El desarrollo y comercialización de la tecnología *Bt* tiene sus fundamentos en: 1) la resistencia de carácter monogénica y recesiva , 2) la siembra de un cultivar no *Bt* como refugio, que permita la supervivencia de una proporción de individuos susceptibles de las plagas blanco, 3) alta dosis: elevada expesión de la toxina *Bt,* para provocar que los alelos resistentes sean funcionalmente recesivos 4) la distancia del refugio al cultivo *Bt*, que permita el encuentro de adultos susceptibles con los escasos resistentes que puedan sobrevivir al cultivo *Bt*, de forma de evitar el apareamiento entre individuos resistentes y 5) conocimientos de las líneas base de susceptibilidad y dosis diagnóstico de la toxina *Bt*, previo a la aprobación comercial de los eventos transgénicos, como herramienta para el monitoreo de la susceptibilidad de las plagas blanco a lo largo del tiempo (Perotti *et al*., 2014).

## ***Bacillus thuringiensis:*** **Modo de accion de sus toxinas Cry**

*Bacillus thuringiensis* es una bacteria Gram-positiva, aeróbica estricta, de distribución cosmopolita, siendo aislada de sistemas muy diversos, como suelo, agua, hojas de plantas, insectos muertos, telarañas, etc. Durante su ciclo de vida presenta dos fases principales: *crecimiento vegetativo*, donde las bacterias se duplican por bipartición, y *esporulación*, un programa de diferenciación de bacteria a espora. Durante esta última etapa produce inclusiones cristalinas las cuales son de naturaleza proteica y tiene propiedadesinsecticidas (Figura 1) (Soberón & Bravo, 2008; Curis, 2013).

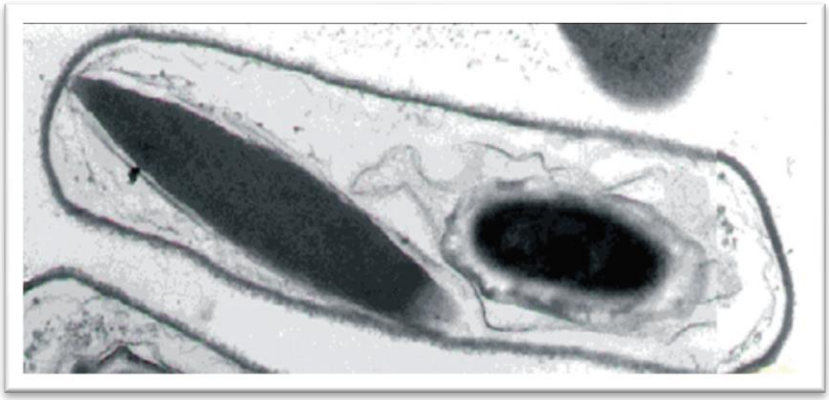

**Figura 1.** Microfotografía de *Bacillus thuringiensis* en microscopio electrónico de transmición. Se visualiza el cristal proteico romboide compuesto de toxinas *Cry* y una espora en proceso. Fuente: Soberón & Bravo, 2008.

El cristal proteínico está constituido por proteínas denominadas d-endotoxinas también conocidas como proteínas *Cry* o*Cyt*. Se han encontrado d-

endotoxinas activas contra insectos lepidópteros (mariposas), coleópteros (escarabajos), dípteros (mosquitos), himenópteros (hormigas), ácaros y también contra otros invertebrados como nemátodos, gusanos planos y protozoarios (Soberón & Bravo, 2008).

El gen insertado en la soja *Bt* corresponden a *B. thuringiensis* var. *Kurstaki* Berliner el cual expresa la toxina *Cry1Ac* de acción específica contra lepidópteros (Bernardi, 2012). La diferencia que existe entre las toxinas expresadas por la bacteria y las contenidas en la planta es que en el primer caso son liberadas al ambiente como protoxinas, requiriéndose de la acción de un medio alcalino y enzimas (proteasas) para su activación mientras que, los cultivos *Bt*,la contienen en una forma activada (Curis, 2013). El mecanismo de acción de las proteínas *Cry* de *B. thuringiensis* en condiciones naturales comienza cuando el insecto ingiere cualquier tipo de alimento (partes verdes de plantas, granos, raíces, rastrojo) contaminado con protoxinas de la bacteria. Pero esta protoxina es altamente insoluble en condiciones neutras y no tiene la capacidad de invadir al húesped por si sola, sino que debe ser activada, para ello necesita de un medio alcalino de pH alto (9.5). Tales condiciones las encuentra en el mesenteron o intestino medio del insecto, donde las protoxinas sufren proteólisis por parte de las enzimas proteasas presentes en el intestino del insecto (Curis, 2013; Hernandez Juáres, 2015). La protoxina de 130 KDa se rompe para producir la toxina activa de 55-65 KDa, la cual es resistente a las proteasas. Esta toxina activada adquiere una conformación tridimensional que le cofiere una gran especificidad para acoplarce a un complejo glicoproteico de las membranas de las células epiteliales, comúnmente llamado receptor (Hernandez Juáres, 2015). La unión de la toxina *Cry* al receptor del intestino medio del insecto suceptible crea canales iónicos o poros líticos y produce un desequilibrio de iones, principalmente pérdida de iones k+, que alteran la presión osmótica de las células epiteliales. El exceso de agua en el citoplasma de las células provoca que estas se distiendan y estallen. Cantidades suficientes de estas toxinas destruyen amplias áreas del epitelio, creando huecos y genera un intercambio de contenidos entre el intestino medio (pH alcalino) y la hemolinfa (pH neutro). Se produce una disminución del pH estomacal por compensación debido a un aumento del pH de la hemolinfa, esto afecta al sistema nervioso, cesa la alimentación y se paraliza el sistema digestivo. Finalmente se produce una paralisis total del insecto y diarrea (Hernandez Juáres, 2015). Por otro lado la disminución del pH estomacal hace posible que las esporas bacterianas germinen y puedan invadir el huésped paralizado, causando una septicemia y daños en los tejidos, las larvas se vuelven flácidas, de color marron, y finalmente mueren por inanición al cabo de unos días (Figura 2)(Curis, 2013; Hernandez Juáres, 2015).

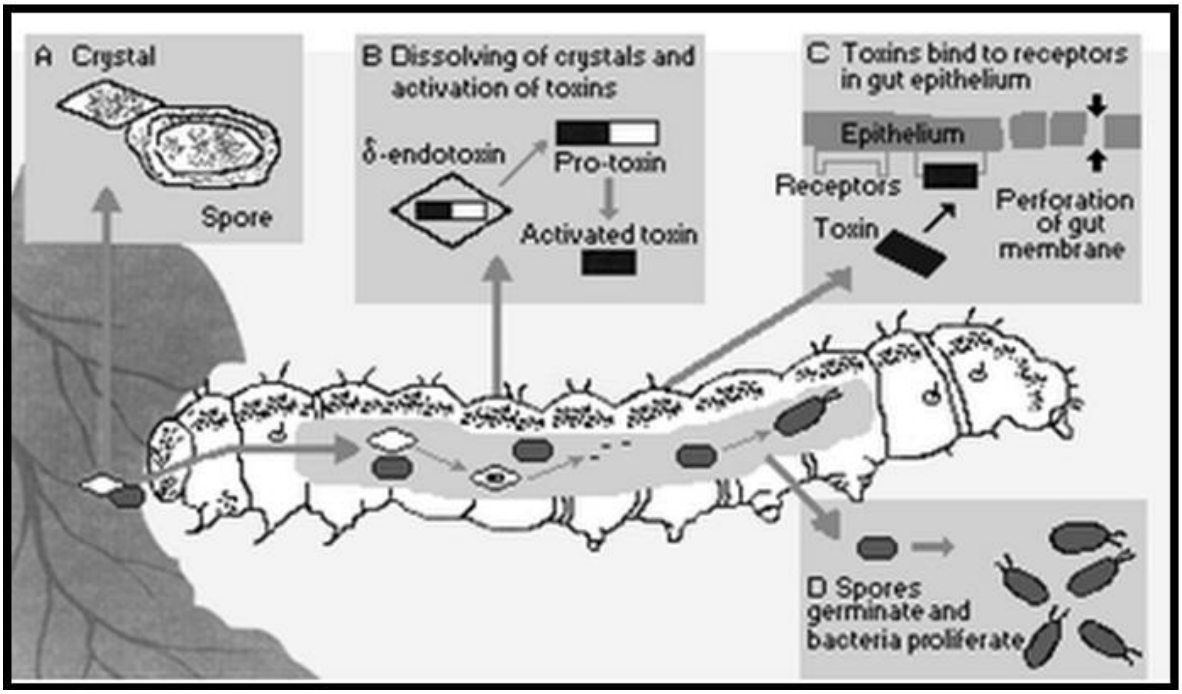


**Figura 2.** Acción de la toxina *Bt* en el insecto. Fuente: Curis, 2013.

## Aspectos biológicos de lepidópteros plaga de la soja

A continuación se describen las dos especies más importantes en el cultivo:

### a) *Rachiplusia nu* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae).

La isoca medidora es uno de los lepidópteros plaga más comunes dentro del cultivo de soja (Pastrana citado por Barrionuevo, 2011; Pastrana *et al*. citado por Barrionuevo, 2011; Navarro *et al*., 2009) y la defoliadora más común de este cultivo en los agroecosistemas sojeros de la región pampeana (Aragon *et al*., 1997). Se destaca como la especie más importante del género *Rachiplusia* (Hampson, 1913; da Luz *et al*., 2015), dentro del cual también están incluidas *R. ou* (Guenée), *R. virgula* (Blanchard) y *R. grisea* (Barbut) (Barbut, 2008; da Luz *et al.,* 2015).

Este lepidóptero tiene ocurrencia en varios países de América del Sur, de esta manera, es mencionada por Barrionuevo (2011) en Bolivia, Chile, Brasil y Argentina, da Luz *et al.* (2015) la cita como la mayor defoliadora del sur de Brasil, Uruguay, Argentina y Paraguay. Otros autores le dan una distribución más amplia, dando registros de esta especie en Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Paraguay, Perú y Uruguay (Artigas, 1972; Angulo & Weigert, 1974; Barbut, 2008;

Claudino, 2014;). Navarro *et al*. (2009) también la ubican un poco más al norte del continente americano, por la zona del Caribe, e incluso Aragon *et al*. (1997) la nombra como la principal “medidora” que ataca la soja en el sudeste de E.E.U.U.

Es una especie extremadamente polífaga (Griot, 1944; Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; da Luz *et al*., 2015), y se la relaciona con al menos 58 plantas hospederas pertenecientes a 18 familias botánicas, destacándose Asteraceae y Fabaceae (Tabla 6, ANEXO I) (Navarro *et al.,* 2009; da Luz *et al*., 2015). Entre sus principales hospederos pueden citarse cultivos como soja, girasol (defoliadora temprana), alfalfa, lino (importante defoliadora de este cultivo antes de la aparición de la soja en la región pampeana), algunas ornamentales, hortícolas (arveja, espinaca, papa, poroto, tomate, zapallo, zanahoria, hinojo y el complejo *Brasssica spp*.), forrajeras como tréboles (rojo, blanco y de olor), y malezas como quínoa *Chenopodium album*, rama negra *Conyza bonariensis*, viznaga *Ammi visnaga* (L.) Lam., cardos: *Cardus acanthoides* L. y *Cynara cardunculus* L. (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010). También mencionada para trigo y maíz (Rizzo (1971) citado por Navarro *et al.,* 2009).

El ciclo de vida de *Rachiplusia nu* comprende cuatro estados: huevo, larva, pupa y adulto (Urretabizkaya *et al.,* 2010), tiene una duración de entre 36-38 días para el norte de Buenos Aires, sur de Santa Fe y sudeste de Córdoba, dos a tres generaciones por año y más a latitudes menores (Navarro *et al*., 2009). En primavera afecta a los cultivos de alfalfa, luego se la encuentra en el cultivo de girasol y más tarde en soja (Igarzábal *et al.,* 2014), siendo la segunda generación, la más peligrosa, que acontece aproximandamente desde mediados de diciembre a mediados de enero (Igarzábal *et al.,* 2014). Aragón (2002) indica que los picos poblacionales de esta especie ocurren desde fines de diciembre y principios de enero hasta mediados de febrero inclusive.

Las hembras adultas colocan los huevos en forma aislada en el envés de las hojas (Angulo & Weigert, 1974; Aragon *et al*., 1997; Navarro *et al.,* 2009). Estos huevos son de forma esférica, de 0,5 mm de diámetro y 0,34 mm de alto (Angulo & Weigert, 1975; Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011; da Luz *et al*., 2015); de coloración blanco-amarillento brillantes cuando la polilla recién los coloca, tornándose pálido amarillento a grisáceo a medida que avanza el estado embrionario (Angulo *et al*., 2008; Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; Barrionuevo, 2011; Igarzábal *et al., 2014;* da Luz *et al*., 2015), el corion es delgado y transparente y presenta aproximadamente 39 costas radiales (Angulo *et al*., 2008). Cada hembra es capaz de colocar entre 600 y 1.300 huevos en los meses de mayor ataque (Noviembre, Diciembre y Enero) (Aragón *et al*., 1997). Luego de un período embrionario de entre tres y cuatro días eclosionan las larvas siendo su primer alimento el corion del huevo (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010).

Las larvas de *R. nu* son conocidas vulgarmente con el nombre de “isocas medidoras”. Son polípodas, eruciformes con cuerpo cilíndrico, tres pares de patas torácicas o verdaderas, y solo tres pares de patas falsas (espuripedios) insertas en los segmentos V, VI y X del abdomen. Esto hace que se desplacen arqueando el cuerpo al ceñir las patas torácicas con las abdominales, particularidad que comparte con los “geométridos” (isocas medidoras verdaderas con 2 pares de patas falsas) (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; Igarzábal *et al.,* 2014). Navarro *et al.* (2009), mencionan que el período larval transcurre entre 16 y 20 días, luego de cumplir cinco a seis estadios. Algunas larvas son de color verde claro, y otras verde oscuro, en el dorso y a los lados del cuerpo presenta finas franjas longitudinales blancas (Aragon *et al*., 1997; Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et. al.,* 2010), aunque las tonalidades pueden ser distintas dependiendo de la etapa fenológica de la planta y la temperatura ambiente. Finalmente en el último estadio, las larvas pueden presentan una longitud de entre 30 y 40 mm (Navarro et al., 2009; Urretabizkaya et al., 2010; Barrionuevo, 2010; Barrionuevo, 2011).

Las larvas del último estadio, al momento que inician con el período de pupación, pierden intensidad en la coloración, sufren un acortamiento longitudinal del cuerpo y pierden movilidad. Todo esto comienza a ocurrir dos o tres días antes de que comience a tejer el capullo sedoso con el cual une uno o varios folíolos en el caso de soja y protegen a la futura crisálida (Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010; Ficchetti *et al.* (2010) citado por Igarzábal *et al.,* 2014). La pupa obtecta, con el tegumento liso, alargada y cilíndrica (da Luz *et al*., 2015), de coloración castaño oscuro a negruzca en la zona dorsal y castaña clara a rojiza en la ventral, oscureciéndose gradualmente en los días próximos a la emergencia del adulto (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011; da Luz *et al*., 2015). Navarro *et al.* (2009) mencionan que esta fase es de 10 días durante el verano, y puede prolongarse hasta 20 días en otoño. Finalmente, concluido este período, emergen los adultos (Aragón *et al*., 1997; Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Moscardi *et al*., 2012).

Los adultos son polillas con una expansión alar de 30 a 35 mm de ancho y 13 a 18 mm de largo del cuerpo. Cuando están en reposo disponen sus alas en forma de techo de dos aguas y en el dorso del tórax muestra un predominante mechón de escamas erizadas. Las alas anteriores presentan un color gris con reflejos dorados y en el centro hay una mancha plateada en forma de letra griega gamma (γ). El segundo par es de color predominantemente anaranjada con los márgenes posteriores oscuros (Navarro *et al*., 2009).

*Rachiplusia nu* tiene una gran cantidad y diversidad de enemigos naturales, los cuales contribuyen fuertemente a la regulación de sus poblaciones. Dentro de estos organismos benéficos se encuentra parasitoides (de huevos, larvas y

pupas), depredadores y entomopatógenos (Arretz *et al*., 1994; Aragón *et al*., 2002; Navarro *et al*., 2009; Iannone, 2015).

Esta especies una típica defoliadora, las larvas de los primeros estadios suelen roer las hojas, y las de los estados avanzados consumen el parénquima de las mismas respetando las nervaduras principales (Aragon *et al*., 1997; Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Igarzábal *et al.,* 2014), esto provoca que la hojas dañadas tomen un aspecto de red, el cual se diferencia del daño ocasionado por *Anticarsia gemmatalis* o *Spodoptera spp*., las cuales lo hacen de manera más desprolija y sin tener en cuenta las nervaduras (Aragón, 2002). Las orugas del último estadio son las que provocan la mayor parte del daño, ya que consumen entre el 80 y el 85% del total ingerido en todo su desarrollo (Aragon *et al*., 1997). Aragón *et al.* (2002) refieren un consumo de 100 y 110 $cm^2$ de hojas de soja durante su período larval.

### b) *Anticarsia gemmatallis* (Hübner) (Lepidoptera: Erebidae)

La oruga de las leguminosas, *Anticarsia gemmatalis*, es nativa de las áreas tropicales y subtropicales del hemisferio occidental, con una amplia distribución en el continente americano, desde 40° N en América del Norte hasta 39° S en Argentina (Watson, 1916; Ford *et al*., 1975; Panizzi *et al*., 1977; Herzog & Todd, 1980; Barbara, 2000; Sosa-Gómez, 2004; Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Gómez López *et al*., 2015). Es una de las plagas más importantes de los agroecosistemas de la soja del Nuevo Mundo (Sosa-Gómez, 2004), y el principal defoliador de la misma en el hemisferio occidental (Urretabizkaya *et al*., 2010). Se mencionan ataques de esta plaga en Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay, Perú, Brasil, Venezuela, Colombia, Surinam, Las Antillas, Jamaica, Puerto Rico, Mexico, Estados Unidos (Herzog & Todd, 1980; Gómez López *et al*., 2015), pero localmente es importante en América del norte y del sur (Navarro *et al*., 2009). De esta manera adopta distintos nombres vulgares a lo largo del continente americano, se la conoce como, isoca de las leguminosas (Navarro *et al*., 2009); lagarta da soja (Panizzi, *et al*., 1977); *velvetbean caterpillar* (Barbara, 2000), gusano caballada o gusano de terciopelo (Carrillo, 2013).

Las polillas de *A. gemmatalis* tienen una gran capacidad de vuelo, utilizando los patrones de circulación del aire pueden cubrir grandes distancias, y a través del paso de algunas generaciones pueden desplazarse algunos miles de kilómetros (Herzog & Todd, 1980; Buschman*et al*., 1981). En América del sur, las infestaciones en cultivos de soja ocurren por migraciones de los adultos desde áreas tropicales en el norte hacia áreas templadas más al sur (Aragón,

2002), sin embrago en zonas más cálidas, como Paraguay o Brasil, se dice que arriban desde el norte (Igarzábal *et al*., 2014).

En Argentina, normalmente aparecen en el norte de la región sojera (NOA y NEA) y durante la campaña agrícola se van dispersando hacia el sur hasta el centro-sur de Santa Fe y centro-norte de Buenos Aires (Aragón, 2002; Navarro *et al*., 2009; Igarzábal *et al*., 2014), aunque esta última zona es menormente afectada por esta plaga, ya que dicha dispersión es interrumpida por los fríos del mes de abril. Sin embargo, en años que se registran altas temperaturas en primavera-verano, la plaga cuenta con el tiempo suficiente para continuar su dispersión más al sur, y así llega al centro-norte de Buenos Aires donde todavía encuentra lotes de soja en estado reproductivo (Navarro *et al*., 2009). Generalmente la aparición de esta especie está relacionada a períodos de bajas precipitaciones, ya que en condiciones de alta humedad, el desarrollo de esta plaga se ve muy afectado por el hongo entomopatógeno *Nomuraea rileyi* (Fartow) Samson (Panizzi *et al*., 1977; Urretabizkaya *et al*., 2010). Estudios realizados por Sagandi (2004) citado por Igarzabal *et al*. (2014) afirman que los adultos de *A. gemmatalis* aparecen en la zona central de Argentina a mediados de enero y febrero y los ataques a campo se observaron hasta mediados de marzo. Sin embargo Aragón (2002) y Navarro *et al*. (2009) mencionan que la aparición de esta plaga en la región pampeana es entre marzo y abril.

A pesar de ser considerada como una especie oligófaga de leguminosas (Ford *et al*., 1975; Fugi, 2003; Urretabiizcaya *et al*., 2010), se la ha encontrado consumiendo hojas de algodón (Douglas, 1930 citado por Herzog & Todd, 1980; Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009), alfalfa (Elisor &Graham, 1937 citado por Herzog & Todd, 1980), arroz (Tarragó et al., 1977 citado por Fugi, 2003), trigo (Moscardi, 1979 citado por Fugi, 2003) y algunas pasturas (Wille, 1943 citado por Fugi 2003). Se actualizaron los hospederos descriptos por Herzog & Todd (1980), y se obtuvo un total de 64 especies, 54 pertenecientes a la familia Fabaceae, tres a Poaceae, dos a Malvaceae y una de Begoniaceae, Cannabaceae, Linaceae y Polygonaceae (Tabla 7, ANEXO II).

En Argentina presenta dos a tres generaciones anuales (Navarro *et al*., 2009), cinco son mencionadas en el norte del país por Iannone (2014), coincidiendo con Urretabizkaya *et al*. (2010). El ciclo de vida presenta una duración média de 47 dias (huevo = 3 días; larva = 15 días; pupa = 9 días; adulto = 20 días) (Degrande & Vivan, 2012).

Los huevos de *A. gemmatalis* son forma semiesférica, ligeramente achatados en la base, de 0,63 mm de ancho, 0,43 mm de alto (Cônsoli *et al*., 1999). De coloración azul verdoso cuando son recién colocados, tornándose oscuros con el avance del desarrollo del embrión (Cônsoli *et al*., 1999). Moscardi *et al*. (2012) los mencionan de color blanquecino a verde claro, lo que los hace muy difícil de detectar, ya que se mezclan con el mismo tono de las hojas, pecíolos y tallos.

Los adultos oviponen de manera aislada en el envés de las hojas (Barbara, 2000; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010; Wisch *et al*., 2012; Igarzábal *et al*., 2014). Cada hembra tiene la capacidad de oviponer hasta 1.000 huevos, de los cuales el 80% son depositados entre los primeros 8 y 10 días de vida (Navarro *et al*., 2009; Hoffmann-Campo *et al*. 2000).

Las larvas de *A. gemmatalis* son eruciformes, los dos primeros estadios presentan tres pares de patas torácicas y solo tres pares de patas falsas (dos abdominales en los segmentos V y VI del abdomen y uno anal), por lo cual, tienen la particularidad de medir al desplazarse, y pueden confundice fácilmente con las "falsas medidoras" (*R. nu* y *C. includens*) (Watson, 1916 citado por Reid, 1975; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Urretabizcaya *et al*., 2010; Moscardi *et al*., 2012). Recién a partir del tercer instar desarrollan los últimos dos pares de espuripedios en los segmentos III y IV del abdomen (Urretabizcaya *et al.,* 2010).

Las larvas pueden presentan dos formas de coloración, verde claro y con menor frecuencia castaño-oscura a negra (Igarzabal *et al*., 2014), con líneas longitudinales dorsales blanquecinas y una franja amarillenta lateral a lo largo del cuerpo (Navarro *et al.,* 2009). Estas larvas de *A. gemmatalis* presentan los segmentos del cuerpo claramente marcados, cabeza ovalada más ancha que el cuerpo y de color amarillo-limón (Navarro et al., 2009), poseen además dos características distintivas que ayudan a su reconocimiento. Una característica es morfológica, y se basa en que posee el último par de espuripedios (espuripedios anales) extendidos hacia atrás y abiertos en forma de "V" (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Iannone, 2014; Igarzábal *et al.,* 2014). La otra característica distintiva es en cuanto al comportamiento, en reposo se encuentran totalmente extendidas, pero al tocarlas responden con movimientos intensos, retorciéndose de un lado a otro y saltando en todas direcciones e incluso dejándose caer de la planta. Este comportamiento convulsivo es típico de esta especie (Panizzi *et al*., 1977; Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009, Urretabizkaya *et al*., 2010; Iannone, 2014).

Al finalizar el último estadio larval, entra en la fase de pre-pupa, la cual dura alrededor de dos días. Durante esta fase la larva se encoge, adquiere una coloración rosada y permanece sin alimentarse, preparándose para transformarse en pupa (Praça *et al*., 2006; Moscardi *et al*., 2012; Gómez López *et al*., 2015). Estas orugas en pre-pupa se dirigen hacia la parte inferior de la planta y construyen una cámara pupal debajo de las hojas secas que se encuentran en la superficie del suelo, o se entierran en el mismoa una profundidad menor a los 2 cm, pero nunca empupan en la planta de soja (Lee & Johnson, 1990). Las pupas de *A.gemmatalis*, son del tipo obtecta, e inicialmente presentan una coloración verde clara, luego marrón oscura tornándose casi negra y brillantes próxima a la emergencia del adulto (Hoffman *et al.,* 2000; Fugi,

2003; Praça*et al*., 2006; Gómez López *et al*., 2015). El tamaño de las pupas es de 16 mm de largo por 5 mm de ancho (Navarro *et al*., 2009).

Los adultos son polillas con una envergadura alar de 26 a 36 mm, con un cuerpo de 12 mm de largo (Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010). La coloración de las alas es muy variable, va desde el pardo morado al pardo grisáceo o pardo amarillento pálido, moteado de negro (Navarro *et al*., 2009). Una línea diagonal cruza las alas desde el ápice del primer par de alas hasta la mitad del margen anal del segundo par (Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009). El macho es más grande y pesado que la hembra, y presentan largas escamas, en el femur de las patas protorácicas y en las tibias de las patas metatorácicas, notoriamente más abundantes que en las hembras (Greene, 1974; Navarro *et al.,* 2009). Viven entre 10 y 15 días, son de hábito nocturno, con mayor actividad al atardecer y al amanecer, refugiándose durante el día en zonas sombreadas, principalmente entre las hojas de la soja (Fichetti *et al*., 2010 citado por Igarzábal *et al.,* 2014. Si bien la ocurrencia de todo el proceso reproductivo esta mencionada como una actividad nocturna (Greene *et al*., 1973; Johnson *et al*., 1981; Gregory, 1989; Hoffmann-Campo*et al*., 2000), la cópula también puede observarse a plena luz del día (observación personal) (Figura 10, ANEXO II).

Las orugas de *A. gemmatalis* causan daño al consumir el follaje de las plantas de soja (Barbara, 2000). Los primeros tres estadios poseen una baja capacidad de cosumo foliar, y se alimentan de los tejidos más tiernos de la planta (Moscardi *et al*., 2012). Finalmente, las larvas de los últimos estadios, con mayor capacidad de ingesta, terminan consumiendo toda la hoja sin respetar las nervaduras (Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009). Según Aragón *et al.* (1997) una larva puede llegar a consumir entre 100 y 110 $cm^2$ de hoja de soja. Es una especie muy voraz, y si no se la maneja de la manera adecuada puede provocar daños irreparables para el cultivo de soja (Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Iannone, 2014) En estadios reproductivos consume vainas y granos en formación, con el consecuente impacto directo en la producción. Cuando daña las vainas, corta trozos desde el bode hacia adentro, a diferencia de la oruga bolillera (*Helicoverpa gelotopoeon*) que perfora en el centro de la vaina justo sobre el grano (Navarro *et al*., 2009; Igarzábal *et al*., 2014). En la zona norte de Buenos Aires y sur de Santa Fe, esta plaga puede presentar dos picos de aparición, uno en enero produciendo defoliación y otro en marzo consumiendo fundamentalmente las vainas.

## Controladores naturales de Lepidópteros

Si bien la soja *Bt* será de gran ayuda en manejo de las plagas citadas, su amplia adopción modificaría los agroecosistemas, por lo tanto, hay algunas cuestiones que tienen que ser vigiladas para preservar esta tecnología en el mediano y largo plazo (Cazado *et al*., 2014). Entre ellos se destacan el impacto de la tecnología *Bt* sobre el nicho que actualmente ocupa la soja, la evolución de las plagas no objeto de esta tecnología y el manejo de la resistencia (Curis, 2013; Igarzábal & Gálvez, 2014).

Entre los insectos no blanco dela soja *Bt* se encuentra un importante complejo de enemigos naturales que contribuyen al control natural de las especies de lepidópteros plaga, entre ellos se destacan los parasitoides oófagos y en particular aquellos pertenecientes al género *Trichogramma* (Molinari 2005; Valverde, 2007; Valverde & Virla, 2007; Valverde *et al*., 2008; Loiácono *et al*., 2008; Margaría *et al*., 2009; Querino & Zucchi, 2011; Margaría, 2014; Margaría, 2008).

## Generalidades de los Tricogramas

El género *Trichogramma* fue descripto por Westwood en 1833 a partir de individuos de *T. evanescens* recolectados en Chelsea (Inglaterra) (Basso & Pintureau, 2004). Se trata demicroavispas (de aproximadamente 0,3 mm de largo), endoparasitoides, oófagos, solitarios e idiobiontes y susestados preimaginales se desarrollan dentro del huevo del hospedador, emergiendo el adultode vida libre que se alimenta de néctar. Pertenecientes al Orden Hymenoptera, Superfamilia Chalcidoidea, Familia Trichogrammatidae (De Santis, 1994; Knutson, 1998; Gerding & Torres, 2001; Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002; Pinto, 2006; Basso & Pintureau, 2004; Parra & Consoli, 2009; Ávila-Rodríguez *et al*., 2010; Querino & Zucchi, 2011). Se cree que su diminuto tamaño ha ayudado a su dispersión por medio del viento, ocupando todo tipo de hábitat, ya sea vegetación baja o árboles (Gerding & Torres, 2001). Etimológicamente *Trichogramma* proviene del griego “trichos” que quiere decir cilias y “gramma” línea (Salazar & Pacheco Flores, 2002). Se distinguen deotros Chalcidoidea por sus tarsos de tres segmentos (De Santis, 1994; Pinto, 2006). Además presentan cuerpo con forma compacta, menos comúnmente alargado, pero siempre sin una constricción clara entre mesosoma y metasoma. Alas con cilias en los márgenes, venación corta y vena posmarginal casi siempre ausente (Pinto, 2006). La coloración del cuerpo es variable dependiendo del alimento que consuman,

huésped, temperatura y región geográfica donde se desarrollen, y la misma va del amarillo claro a marrón oscuro,frecuentemente una combinación de ambos,menos comúnmente naranja o rojo, casi nuncametálico (Pinto, 2006; Gerding & Torres, 2001; Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002). Las antenas presentan un marcado dimorfismo sexual en varios géneros, el flagelo antenal del macho es de mayor longuitud que el de la hembra y posee pelos largos y numerosos (Pinto, 2006; Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002). Los *Trichogramma* son considerados insectos benéficos, ya que la hembra deposita sus huevos dentro de los huevos de insectos plaga, principalmente del orden Lepidoptera, pero también se los ha detectado afectando otros órdenes como Coleoptera, Diptera, Hemiptera. La larva de *Trichogramma* nace y se alimenta de la masa vitelina del huevo huésped, y de esta manera previenen los daños que podrían generar esas plagas durante sus estadios larvales (Knutson, 1998; Gerding & Torres, 2001; Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002; Pinto, 2006; Basso & Pintureau, 2004; Ávila-Rodríguez *et al*., 2010; Querino & Zucchi, 2011). La cópula en *Trichogramma* ocurre inmediatamente después de la emergencia de los adultos, y la hembra es copulada una sola vez por el macho. La reproducción en *Trichogramma* puede ser bisexual o unisexual. A su vez la bisexual puede ser de dos maneras: una es cuando las hembras copuladas producen machos y hembras (deuterotóquica). La otra arrenotóquica, es decir, hembras vírgenes que parasitan huevos y su descendencia son solo machos. La unisexual se basa en que las hembras en reproducción partenogénica solo producen hembras (telitóquica), las cuáles pueden estar determinadas genéticamente o inducidas por bacterias del género *Wolbachia* (Gerding & Torres, 2001).

El ciclo biológico de *Trichogramma*consta deun estadio de huevo, tres estadios larvales, pupa y adulto (Figura 3) (Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002). Transcurre en aproximadamente en ocho días, pero la duración delmismo es afectada considerablemente por la temperatura, la humedad relativa, el fotoperódo y el huésped (Gerding & Torres, 2001).

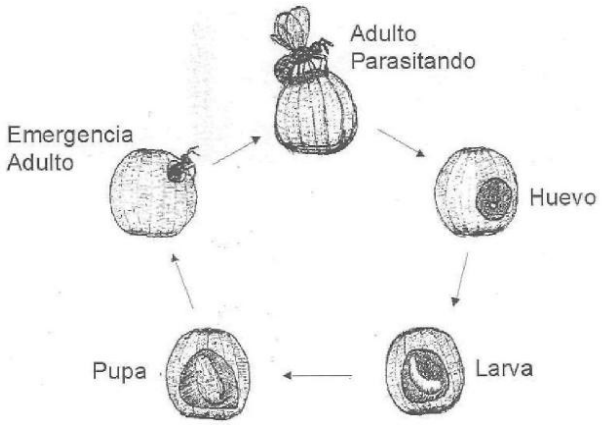


**Figura 3.** Ciclo de vida de especies del género *Trichogramma.* Fuente: Gerding & Torres, 2001.

La hembra coloca entre 20 y 70 huevos en su vida, y el mayor número de estos son ovipositados durante las primeras 48 horas luego de la emergencia del adulto (Gerding & Torres, 2001; Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002). Seleccionado su hospedero, la hembra inserta un huevo de aproximadamente 100 micrones de largo, al cabo de un día emerge la larva provista de mandíbulas (Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002). Esa larva que comienza a alimentase de la masa vitelina pasa por tres estadios. Pasadas 75 horas aproximadamente de la parasitación la larva llega al tercer estadio, el corion del huevo comienza a tornarse de color oscuro, debido a la acumulación de gránulos en la superficie interna del mismo. De esta manera, la presencia de *Trichogramma* en el campo puede detectarse mediante la observación de huevos parasitoidizados, los cuales presentan una tonalidad oscura, distinta a los huevos no parasitoidizados (Figura 4) (Gerding & Torres, 2001; Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002).

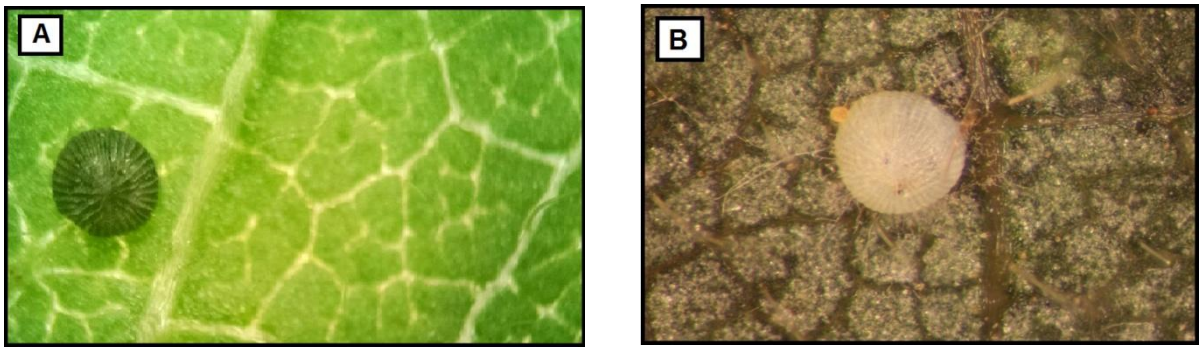


**Figura 4.**Huevos de *R. nu.* (A) Huevo parasitoidizado por *Trichogramma.* (Foto: Biondini G.); (B) Huevo no parasitoidizado (Foto: Biondini G.).

Finalizado el tercer *instar* larval, la larva llega al estadio de pupa. Finalmente, emerge el adulto, el cual se alimenta de néctar. Estos pueden volar hasta ocho metros en busca de alimento o de huevos para oviponer. La hembra se acerca al huevo y utilizando sus antenas verifica si el mismo ya esta parasitoidizado o no (Pérez Salazar & Pacheco Flores, 2002).

La Familia Trichogrammatidae comprende 63 géneros de insectos, de los cuales, los *Trichogramma* son los más estudiados y utilizados en programas de control biológico (Pinto, 2006; Parra & Consoli, 2009; Querino & Zucchi, 2011). Existen aproximadamente 210 especies de *Trichogramma* en el mundo, cada una de ellas con distintas preferencias de hospederos, plantas hospedantes, adaptabilidad al ambiente, capacidad de búsqueda, tasa reproductiva (de Oliveira Bernardes, 2011). Liberaciones inundativas de *Trichogramma* para control biológico de lepidópteros plaga son investigadas en más de 50 paises (Smith, 1996 citado por de Oliveira Bernardes, 2011). En Brasil, Parra & Consoli (2009) mencionan buenos resultados obtenidos con *T. galloi*, en el control de *Diatraea saccharalis,* con liberaciones masivas de 100-200.000 parasitoides/ha en tres etapas a intervalos de siete días.

En América del Sur, las investigaciones con *Trichogramma* son relativamente recientes. Las descripciones a nivel de especie son llevadas a cabo gracias al trabajo realizado por los especialistas Nagarkatti & Nagaraja (1971), los cuales revolucionaron la taxonomía de los *Trichogramma* al demostrar que son los machos los que ofrecen los mejores caracteres para la diferenciación de las distintas especies. Dichos caracteres se basan en la genitalia masculina (carácter efectivo para el reconocimiento delasmismas), y se utilizaron por primera vez en 1973, para *T. rojasi*, en Chile. Luego le siguieron países como Mexico y Brasil que intentaron desarrollar programas de control biológico. Pero luego estos estudios se estancaron en la década de 1990. Finalmente, partir del año 2.000 los estudios continuaron en varios países de América. Aunque todavía es mucho lo que falta por investigar, los niveles de parasitoidismo natural por *Trichogramma* en los agroecosistemas son relativamente altos (Querino &Zucchi, 2011). Arretz *et al.* (1994), en la Región Metropolitana de Chile, en los años 1990-91 y 1991-92 obtuvieron promedios de parasitoidismo de 6,75 % y 15,21 % de *Trichogramma minutum* sobre *R. nu*. En Brasil, estudios llevados a cabo en el municipio de Fazenda Rio Grande, a 30 Km de Curitiba, arrojaron valores de 4,8 % de parasitoidismo natural de tres especies de *Trichogramma* (*T. pretiosum, T. acacioi y T. atopovirilia*) sobre *A. gemmatalis* (Cañete & Foerster, 2003). Luego Avanci *et al*. (2005), encuentran parasitoidismo del 23,3% en el año 2001, 4,8% en 2002, y 28,9% en 2003. En Tucumán, Valverde & Virla (2007), reportan parasitoidismo por parte de Trichogrammátidos de 75,5 % para *A. gemmatalis*, 36,4 % para *C. includens*, y 48 % para *R. nu*. No se registran datos de

parasitoidismo de huevos de lepidópteros de importancia en el cultivo de sojapara la zona noroeste de Buenos Aires.

La implementación de un programa de control biológico o su uso como uno de los componentes de un sistema de Manejo Integrado de Plagas requiere información sobre la identificación, el comportamiento, y la ocurrencia de los enemigos naturales y su relación con los niveles poblacionales de las plagas. Esto será de especial importancia también para poder llevar adelante planes de conservación o mantenimiento de las poblaciones nativas de parasitoides (Molinari, 2005; Valverde & Virla, 2007; Margaría, 2008; Margaría *et al*., 2009, 2014; Querino & Zucchi, 2011).

El uso masivo de los cultivares de soja con resistencia a insectos permitiría disminuir el uso de plaguicidasy favorecer así el establecimiento de poblaciones de enemigos naturales. Esta tecnología se incorpora al Manejo Integrado de Plagas (MIP), junto al control biológico reduciéndolo, lo que permitiría disminuir el riesgo de resistencia de los insectos a los productos fitosanitarios. Pero por otro lado dejaría a estos controladores naturales sin sus hospedantes específicos, por lo tanto, sus poblaciones también pueden verse disminuidas. Esto puede favorecer el aumento de la ocurrencia de otros insectos, que eran controlados por ellos.

Por lo expuesto y dado que los lepidópteros plaga no discriminan para oviponer entre genotipos *Bt* y no *Bt,* los objetivos del presente estudio fundamentados en la siguiente hipótesis:

## IX. HIPÓTESIS

La soja genéticamente modificada, portadora de genes de resistencia a lepidópteros blanco, no afecta a los organismos no blanco como los microhimenópteros parasitoides de huevos.

## X. OBJETIVO GENERAL

- Evaluar el efecto del hospedero vegetal sobre la riqueza y abundancia de lepidópteros plaga y los parasitoides de huevos asociados, en cultivos de soja convencional (RR) y resistente a lepidópteros (RR; *Bt*), en la localidad de Pergamino, provincia de Buenos Aires.

## XI. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Comparar la fluctuación poblacional de las larvas de lepidópteros en cultivares de soja con y sin resistencia a lepidópteros.
- Registrar la presencia de lepidópteros sobre el evento *Bt* en aquellos casos en que no resulte efectivo.
- Analizar la presencia de parasitoides de huevos de especies lepidópteros en diferentes cultivares de soja y evaluar su eficiencia.

# XII. MATERIALES Y MÉTODOS

## Trabajo de campo

El ensayo se realizó en el predio de la Escuela de Ciencias Agrarias, Naturales y Ambientales de la Universidad Nacional del Noroeste de Buenos Aires -ECANA- UNNOBA-, ubicado en la localidad de Pergamino, provincia de Buenos Aires (33°57'28" O 60°33'50" S), sobre un suelo serie Pergamino, Argiudol típico, de textura franco-limosa con 23% de arcilla, 65% de limo y 12% arena. El 23/12/2014 se sembraron dos macroparcelas de soja de 20 surcos de ancho por 50 metros de largo, separadas entre si por calles de 5 metros de ancho. La siembra se realizó sobre un rastrojo de trigo, con una sembradora directa de cuatro surcos separados a 52 cm entre sí. Se utilizó una densidad de siembra de alrededor de 20 plantas por metro lineal de surco.Las variedades de soja utilizadas son de ciclo corto, ambas resistentes al herbicida glifosato (RR), una incorpora el evento *Bt,* y la otra no. Los tratamientos (T) fueron T1: DM 4670 (disponible en el mercado, de uso frecuente en la zona de interés) y T2: variedad Experimental INTACTA RR2 PRO. En cada fecha de muestreo y en cada macroparcela se hicieron 12 estaciones de muestreo tomadas al azar, las cuales fueron consideradas como repeticiones. . Los muestreos se realizaron cada 7-10 días durante todo el ciclo del cultivo (desde VE a R8), según la escala de Fehr & Caviness (1977). En cada estación de muestreo, desde el estadio fenológico de plántula y hasta V3, se revisaron visualmente las plantas completas. A partir del estadio V4 y hasta madurez fisiológica, se tomó unaunidad muestral de un metro lineal. Se utilizó el método del paño vertical de un metro de ancho, técnica de amplia difusión para el monitoreo de plagas en soja (Trumper & Edelstein, 2008), para determinar las densidades de organismos plaga (orugas defoliadoras) y benéficos diversos (Massoni *et al*., 2015).

La identificación de las larvas de lepidópteros se realizó mediante la consulta de los trabajos de Molinari (2005), Navarro *et al.* (2009), Urretabizkaya *et al.* (2010) e Igarzábal *et al*. (2014).

Paralelamente se tomaron cuatro plantas al azar por cada punto de muestreo y se colocaron en bolsas de papel a los fines de comprobar en laboratorio la presencia de huevos.

## Trabajo de laboratorio

El material recolectado fue trasladado al laboratorio para su posterior revisión con ayuda de lupa binocular 20X, a fin de visualizar huevos de lepidópteros en los foliolos. Los huevos encontrados fueron colocados individualmente en placas de Petri de 10 cm de diámetro y 1,5 cm de altura, con el fondo cubierto con papel humedecido, mantenidos en condiciones de laboratorio (temperatura: 25 ± 2 °C; humedad: 70 ± 10 %; fotoperíodo natural) y observados periódicamente para verificar la emergencia de las larvas de lepidóptero o de parasitoides (Valverde, 2007; Valverde & Virla, 2007).

Para la identificación de los huevos de lepidópteros se siguió a Peterson (1964), Angulo & Weigert (1975), Cônsoli *et al*., 1999, Olivares *et al*. (2005), Angulo *et al*. (2008), Navarro *et al.* (2009), Rolim *et al.* (2013); en aquellos casos necesarios se realizó la consulta con profesionales de la Universidad Nacional de La Plata y del INTA, para su corroboración.

Para la identificación de los parasitoides se utilizaron las claves de Masner (1976, 1993), Johnson (1987), Fernández & Sharkey (2006) y Margaría (2008, 2014).

Como otra herramienta complementaria a los monitoreos se utilizó el servicio técnico del Sistema de Alerta de plagas que brinda INTA Pergamino (Iannone, 2016), emitidos durante la campaña que abarcóel estudio (Iannone, 2015a; Iannone 2015b), con el fin de correlacionar la caída de adultos en las trampas de luz con los huevos/larvas presentes *a posteriori*en el cultivo.

## Condiciones climáticas

En la localidad de Pergamino, las lluvias acumuladas entre diciembre de 2014 y abril de 2015 fueron de 737,8 mm vs. 541 mm de la serie histórica (SH 1910-2009), un 26,6 % superior a la serie de referencia. Las temperaturas medias fueron prácticamente iguales a la de la serie histórica (SH 1967/2009), con un valor de 20,7°C vs. 21°C de la SH. (Tabla 1). Este valor superior de las precipitaciones acumuladas, se debió a que durante los meses de diciembre y enero las lluvias superaron la media de la localidad en 113,5 y 203 mm respectivamente. Luego, durante los meses de febrero, marzo y abril, dichas precipitaciones se ubicaron por debajo de la media histórica para la localidad.

**Tabla 1.** Precipitaciones y temperaturas medias mensuales durante el período experimental, comparadas con sus respectivas series históricas (SH) 1910-2009 y (SH) 1967/2009. Grupo Agrometeorología, INTA EEA Pergamino. Pergamino, 2015.

| | Dic | Ene | Feb | Mar | Abr |
|---|---|---|---|---|---|
| Lluvia mensual 2014/15 (mm) | 219,5 | 311,0 | 41,3 | 83,0 | 83,0 |
| Lluvia SH 1910/2009(mm) | 106,0 | 108,0 | 102,0 | 127,0 | 98,0 |
| Temperatura media mensual 2014/15 (°C) | 21,6 | 21,3 | 20,5 | 20,3 | 19,9 |
| Temperatura media mensual SH 1967/2009(°C) | 22,3 | 23,4 | 22,1 | 20,3 | 16,7 |

## Análisis estadístico

Los supuestos del ANOVA se verificaron a través de la prueba de normalidad de Shapiro Wilks modificado, y el supuesto de homocedasticidad por la prueba de Levene, con el software estadístico InfoStat (Di Rienzo *et al*., 2016). Dado la distribución de los resultados no se ajustó a una distribución normal, se decidió aplicar un método de análisis no paramétricoMann-Whitney-Wilcoxon ($\alpha$= 0,05) (InfoStat, 2016).

## XIII.RESULTADOS

Durante el ensayo se registró la densidad y fluctuación poblacional de las distintas especies de lepidópteros plaga en ambos tratamientos (Tabla 2). En el cultivar de soja no *Bt* (DM 4670) se registró la presencia de larvas de las siguientes especies de lepidópteros plaga: *Rachiplusia nu*, *Anticarsia gemmatalis*, *Crocidosema aporema*, *Helicoverpa gelotopoeon, Achyra bifidalis*, *Spilosoma virginica*, *Spodoptera cosmioides y Colias lesbia.* Mientras que en cultivar *Bt,* solo se constató la presencia de larvas de *R. nu*, *A. gemmatalis*, *C. aporema* y *S. cosmioides.* También se pudo observar que el total acumulado de larvas de todas las especies fue significativamente superior en la variedad DM 4670 (457) con respecto a la variedad INTACTA (37). La especie más abundante en el cultivar no *Bt* fue *A. gemmatalis* (312), mientras que en el cultivar *Bt* fue *S. cosmioides* (17). Como puede observarse en la Tabla 2, existieron diferencias significativas en la abundancia de las distintas especies de lepidópteros presentes en el genotipo no *Bt*, mientras que en el *Bt* no se evidenció diferencias estadísticamente significativas entre las especies presentes.Además de las ocho especies estudiadas, en la variedad con resistencia a lepidópteros solo se encontraron cuatro especies.

**Tabla 2.**Número total y promedio de larvas de las especies de lepidópteros por tratamiento durante los ensayos. Pergamino, 2015.Letras diferentes en las columnasindican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(α=** 0,05).

| **Especies** | **DM 4670** | | | **Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto** | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | **Total** | **Promedio** | | **Total** | **Promedio** | |
| *R. nu* | 74 | 0,47 | b | 8 | 0,05 | a |
| *A. gemmatalis* | 312 | 2 | b | 11 | 0,07 | a |
| *C. aporema* | 9 | 0,08 | b | 1 | 0,06 | a |
| *H. gelotopoeon* | 5 | 0,03 | a | 0 | 0 | a |
| *A. bifidalis* | 7 | 0,04 | b | 0 | 0 | a |
| *S. virginica* | 22 | 0,14 | b | 0 | 0 | a |
| *C. lesbia* | 2 | 0,01 | a | 0 | 0 | a |
| *S. cosmioides* | 26 | 0,35 | a | 17 | 0,17 | a |
| **Total** | **457** | **2,93** | **b** | **37** | **0,24** | **a** |

Al analizar la densidad de orugas defoliadoras en cada etapa fenológica durante todo el ciclo del cultivo (Figura 5 y Tabla 3 ANEXO III), se observaron diferencias significativas entre ambos tratamientos durante gran parte de la etapa reproductiva de este cultivo. Dichas diferencias referidas a la densidad poblacional ocurrieron a partir del estadio de R1 (inicio de floración), donde la densidad promedio de orugas defoliadoras en el cultivar no *Bt* fue de 1,58 larvas/metro, mientras que en el cultivar *Bt* fué de 0,08 larvas/m. Dichas diferencias continuaron durante las etapas de plena floración (R2) e inicio de formación de vainas (R3). Finalmente, fue máxima durante todo el período de llenado de grano (R5), alcanzando valores de 17,67 orugas/m en el cultivar no *Bt* y 1,08 en el *Bt*.

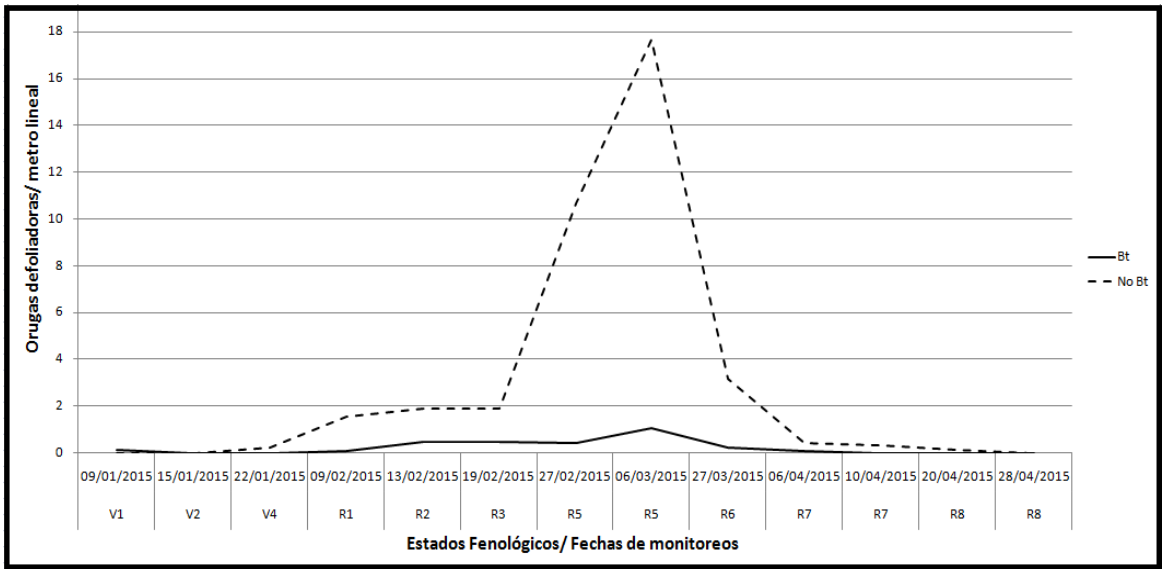


**Figura 5.** Densidad promedio de orugas defoliadoras por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto.Pergamino, 2015.

En las Figuras 6 y 7 se puede observar que la tecnología *Bt* tuvo un efecto positivo sobre el control de *R. nu* (Tabla 4 ANEXO III), y *A. gemmatalis* (Tabla 5 ANEXO III), dado que se encontraron diferencias significativas en los niveles poblacionales entre variedades. Para *R. nu,* dichas diferencias pueden observarse a partir del estadio de R1, donde los valores promedio en la soja no *Bt* fueron de 1,33 larvas/metro y en la *Bt* no se registró la presencia de larvas, y continuaron en los siguientes muestreos, siendo máxima el 19/02/2015 con 1,75 larvas/metro en soja no *Bt* y 0,08 larvas/metro en soja *Bt.*

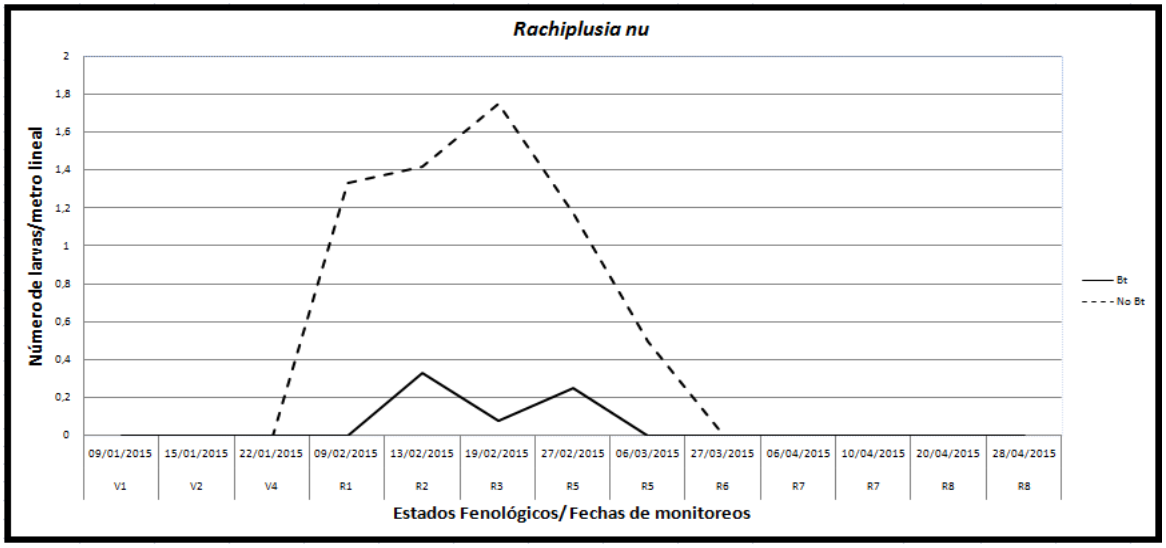


**Figura 6.** Densidad promedio de orugas de *Rachiplusia nu* por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto.Pergamino, 2015.

En el caso de *A. gemmatalis* se pueden observar mayores diferencias entre cultivares que en el caso de *R. nu.* En el estadio de R3 comenzó su aparición en el cultivar no *Bt* (0,08 larvas/metro), sin presencia en el *Bt*. El 06/03/2015 correspondiente al estado fenológico R5, alcanzó el máximo valor en el cultivo no *Bt* (15,67 larvas/metro), mientras en el cultivar *Bt* la densidad promedio de orugas de *A. gemmatalis* fue mucho menor (0,92 larvas/metro) (Figura 7 y Tabla5 ANEXO III).

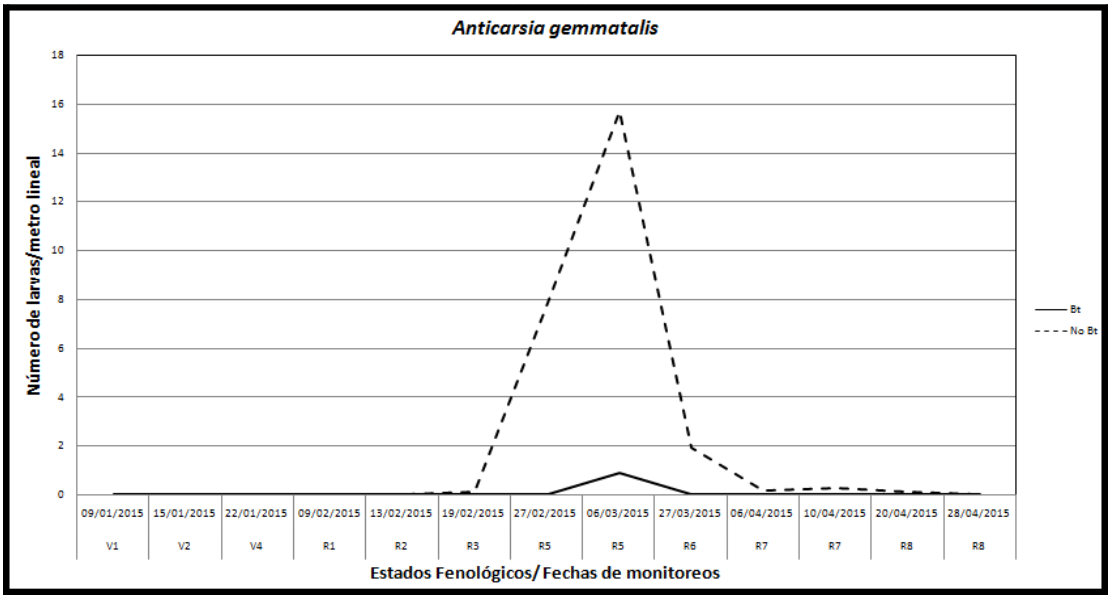


**Figura 7.** Densidad promedio de orugas de *Anticarsia gemmatalis* por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto.Pergamino, 2015.

Con respecto a *S.cosmioides* (Figura 8 y Tabla 6 ANEXO III), y de acuerdo a los resultados obtenidos, no parece ser afectada por la tecnología *Bt,* ya que no se encontraron diferencias significativas en la densidad poblacional de esta plaga en ambos cultivares. Comenzó su aparición en estadios vegetativos tempranos del cultivo, y se mantuvo incluso durante toda la etapa reproductiva, aunque en densidades bajas, alcanzando un máximo de 0,67 larvas/metro en el cultivar no *Bt* el 27/03/2015(R6) y 0,42 larvas/metro en el cultivar *Bt* el 15/02/2015 (R2).

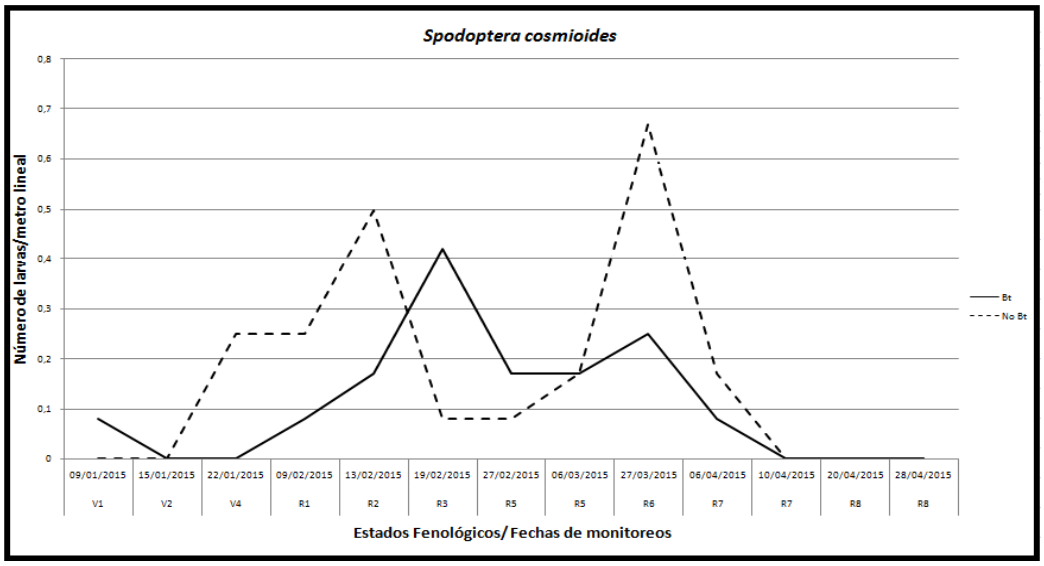


**Figura 8.** Densidad promedio de orugas de *Spodoptera cosmioides* por metro lineal, durante el ciclo del cultivo de soja en los cultivares DM 4670 y Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto.Pergamino, 2015.

En cada fecha de monitoreo se registró además el número de huevos de lepidópteros presentes en cuatro plantas tomadas al azar en ambos tratamientos. En la Figura 9 y Tabla 7, se puede observar la dinámica de oviposición de los adultos de lepidópteros durante el período monitoreado. Al inicio del estudio los adultos parecen no discriminar en oviponer en uno u otro cultivar, debido a que no se observaron diferencias significativas en el número de oviposiciones encontradas en ambos cultivos. Luego con el avance de los días, si bien no se ven diferencias significativas, el número de oviposiciones fué mayor en el cultivo *Bt*. Solo se observaron diferencias significativas en el número de huevos encontrados entre ambos cultivares, en los muestreos realizados el 27 de febrero (8 vs 1) y el 10 de abril (11 vs 0), siendo mayor en ambos casos el número recolectado en el cultivo *Bt* que en el no *Bt*.

**Tabla7**. Densidad total y promedio de huevos de lepidópetros, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar. Pergamino, 2015. Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(**α= 0,05).

| Fechas de monitoreos/Estadios Fenológicos | | Huevos en *Bt* | | | Huevos en No *Bt* | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | Total | Media | | Total | Media | |
| 09-ene | V1 | 1 | 0,08 | a | 5 | 0,42 | a |
| 15-ene | V2 | 13 | 1,08 | a | 8 | 0,67 | a |
| 22-ene | V4 | 17 | 1,42 | a | 9 | 0,75 | a |
| 09-feb | R1 | 2 | 0,17 | a | 3 | 0,25 | a |
| 13-feb | R2 | 7 | 0,58 | a | 3 | 0,25 | a |
| 19-feb | R3 | 5 | 0,42 | a | 4 | 0,33 | a |
| 27-feb | R5 | 8 | 0,67 | b | 1 | 0,08 | a |
| 06-mar | R5 | 7 | 0,58 | a | 4 | 0,33 | a |
| 16-mar | R5 | 3 | 0,25 | a | 0 | N/A | a |
| 27-mar | R6 | 2 | 0,17 | a | 0 | 0 | a |
| 06-abr | R7 | 2 | 0,17 | a | 0 | 0 | a |
| 10-abr | R7 | 11 | 0,92 | b | 0 | 0 | a |
| 20-abr | R8 | 0 | 0 | a | 0 | 0 | a |
| 28-abr | R8 | 0 | 0 | a | 0 | 0 | a |
| **Total** | | **78** | **0,46** | **b** | **37** | **0,22** | **a** |

Finalmente, al considerar el total de oviposiciones encontradas a lo largo de todo el ensayo, este número fue significativamente mayor en el cultivar *Bt* (78) por sobre las halladas el no *Bt* (37).

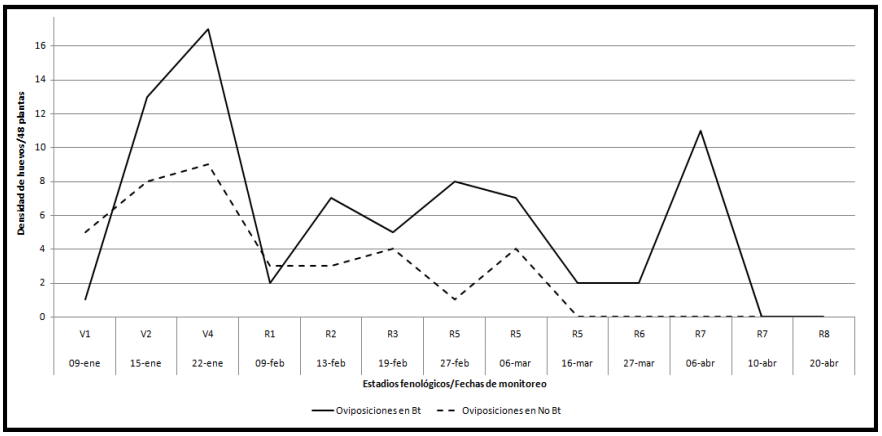


**Figura 9.** Densidad media de huevos de lepidópteros plaga en 48 plantas (4 por estación de monitoreo) muestreadas en las distintas fechas, para cada cultivar. Pergamino, 2015.

Respecto a los microhimenópteros parasitoides de huevos de lepidópteros, se encontraron individuos de la familia Trichogrammatidae (Chalcidoidea) del género *Trichogramma*. En el cultivar no *Bt,* se tomaron 37 desoves de los cuales 12 presentaron huevos parasitoidizados (32%), mientras que en el cultivar *Bt;* de los 78 desoves, 24 presentaron huevos parasitoidizados (31%) (Tabla 8 ANEXO III). Si bien el número de huevos encontrados (Tabla 7) y el número de huevos parasitoidizados fue mayor en el cultivar *Bt* (Figura 11 y Figura 12), el porcentaje de huevos parasitoidizados por*Trichogramma sp.* en ambos cultivares no difieren significativamente (31% para el cultivar *Bt* y 32% para el no *Bt*) (Tabla 8 ANEXO III). Como puede observarse en las figuras 10 y 11, el parasitoidismo de huevos de lepidópteros parece estar estrechamente relacionado con la dinámica de oviposición de los mismos. En el cultivar *Bt* donde se registró el mayor número de oviposiciones, el parasitoidismo se mantiene durante todo el ciclo del cultivo, alcanzando valores de hasta un 50% en algunas fechas de monitoreo.

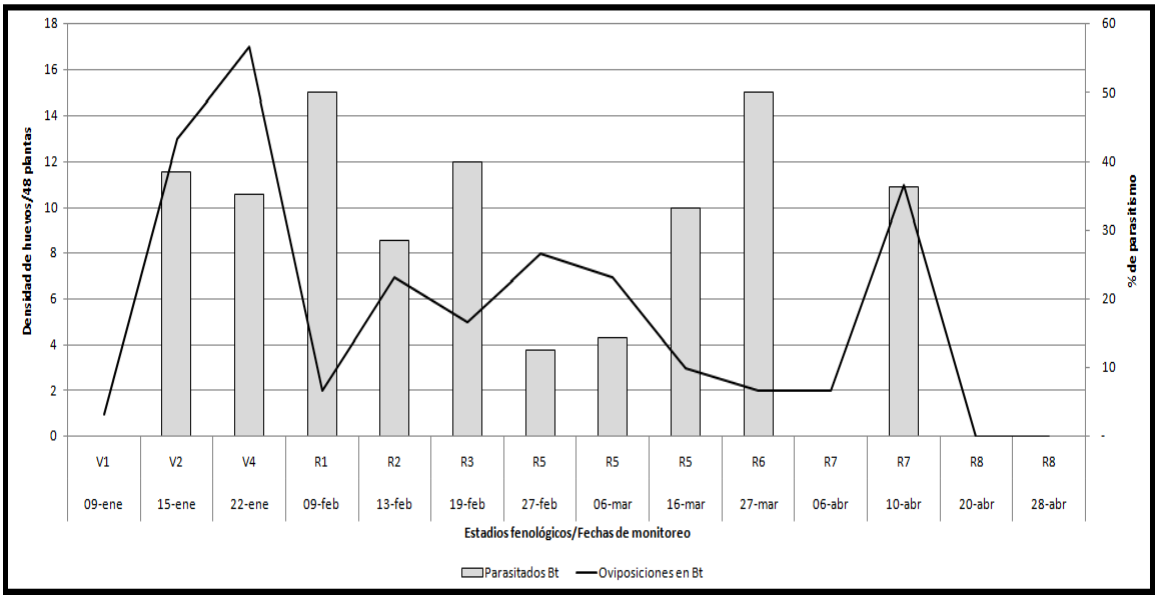


**Figura 10.** Densidad media de huevos de lepidópteros y porcentaje de parasitoidismo en el cultivo de soja *Bt*. Pergamino, 2015.

Si bien en el cultivar no *Bt* se encontró un menor número de oviposiciones, y por lo tanto, un menor número de huevos parasitoidizados, el parasitoidismo en este cultivar se caracterizó por tener oscilaciones, alcanzando por ejemplo valores del 75 % el 15 enero y del 11% en la siguiente fecha de monitoreo.

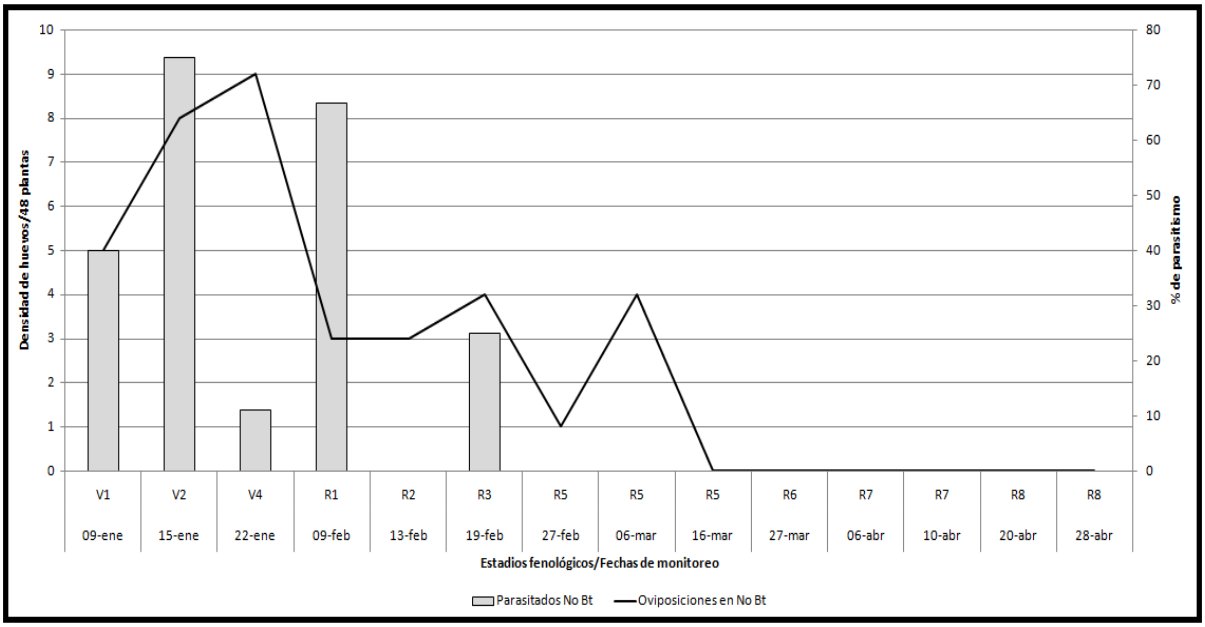


**Figura 11.** Densidad media de huevos de lepidópteros y porcentaje de parasitoidismo en el cultivo de soja no *Bt*. Pergamino, 2015.

*Rachiplusia nu* se estableció rápidamente en el cultivo, oviponiendo cuando las plantas de soja de ambos tratamientos tienen aproximadamente entre dos y tres hojas, y alcanzaron su máximo registro (22 huevos entre ambos tratamientos) el día 22 de enero de 2015 con el cultivo en el estadio de V4 (Figuras 12 y 13). Sin embargo, esta especie no logra alcanzar altas densidades larvales en el tratamiento sin tecnología *Bt*.

En el monitoreo realizado el 19 de febrero de 2015 se comenzó a registrar la presencia de huevos de esta plaga (Figuras 14 y 15). Al siguiente monitoreo (27/02/2015) se registró una media de 7,83 larvas/metro lineal de *A. gemmatalis* en el cultivar sin tecnología *Bt* (DM 4670), y luego el día 6 de marzo se obtuvo el máximo número de larvas en el cultivar no *Bt,* con una media de 15,67 larvas/metro lineal (Figura 7). A pesar de que se encontraron oviposiciones de ambas especies en ambos cultivares, las mismas no lograron desarrollarse en el cultivar *Bt* y si lo hicieron en el no *Bt*.

En la Tabla 9, se presenta el total de oviposiciones encontradas de las dos principales especies de lepidópteros: en el caso de *R. nu* el número de oviposiciones encontradas fue mayor en cultivar *Bt* (37 huevos) que en el no*Bt* (23 huevos), pero esta diferencia no fue significativa mientras que para *A. gemmatalis* se evidenciaron diferencias significativas en las medias (Tabla 9).

**Tabla 9.** Número total de oviposiciones de *Rachiplusia nu* y *Anticarsia gemmatalis,* número total de huevos de ambas especies de lepidópteros parasitoidizados por *Trichogramma sp* y sus respectivos porcetajes de parasitoidismo.Pergamino, 2015. Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(**α**=** 0,05).

| | ***Rachiplusia nu*** | | | | ***Anticarsia gemmatalis*** | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | ***Bt*** | | **No *Bt*** | | ***Bt*** | | **No *Bt*** | |
| N° de oviposiciones | 37 | a | 23 | a | 26 | b | 7 | a |
| N° de huevos parasitados | 13 | a | 9 | a | 7 | b | 1 | a |
| Parasitoidismo (%) | 35 | a | 39 | a | 27 | b | 14 | a |

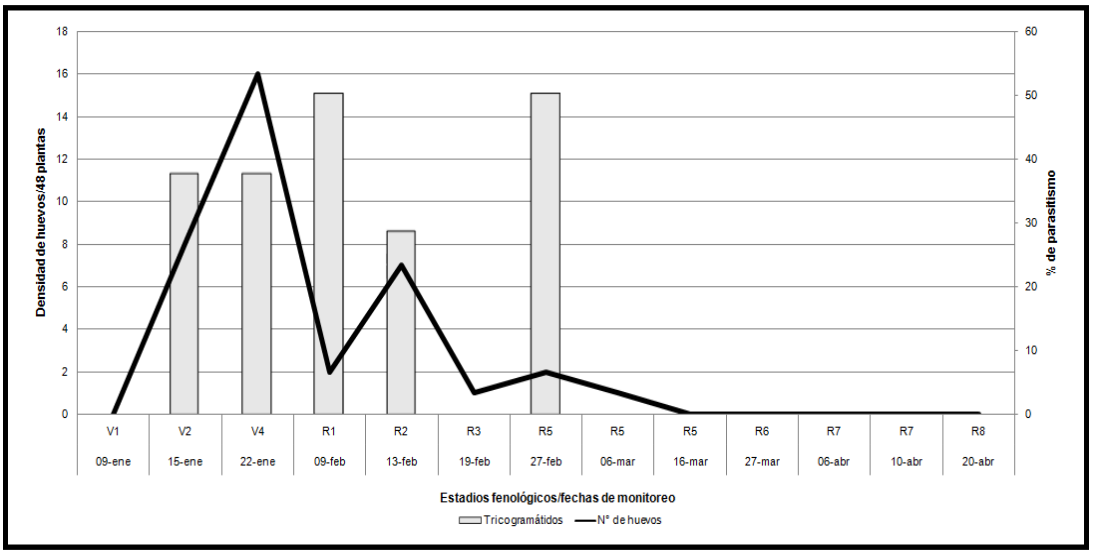


**Figura 12.** Densidad de huevos y número de huevos de *R.nu* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja *Bt*. Pergamino, 2015.

*Rachiplusia nu* fue la principal especie presente hasta el estado fenológico de R3 y posteriormente prevaleció *A. gemmatalis,* encontrándose posturas hasta el final del ciclo del cultivo. *Rachiplusia nu* alcanzó valores del 50 % de los huevos parasitoidizados en la soja *Bt* y hasta un 86 % (15 de enero) en soja no *Bt* (Figuras 13 y 14), con valores promedio de 35 y 39 % de parasitoidismo respectivamente (Tabla 9) (vs el 48 % registrado por Valverde & Virla, 2007).

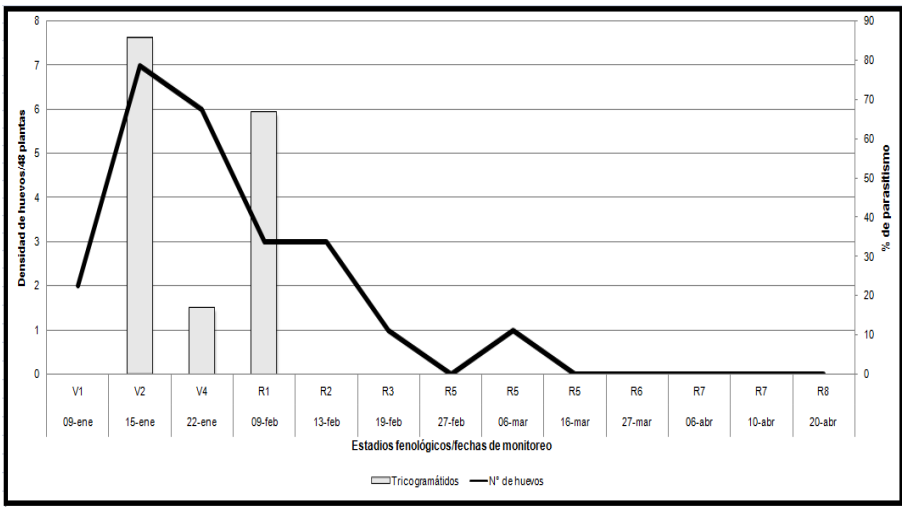


**Figura 13.**Densidad de huevos y número de huevos de *R.nu* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja no *Bt*. Pergamino, 2015.

El comportamiento de la isoca de las leguminosas, *A. gemmatalis,* presentó diferencias, no solo por su aparición más tardía en el cultivo, sino también en cuanto a la preferencia de tratamientos y los porcentajes de parasitoidismo. La diferencia de preferencia de oviposición fue significativa en favor de la soja *Bt* vs. la no *Bt* (26 huevos vs. 7) (Tabla 9), al igual que el porcentaje de parasitoidismo, el cual alcanzó valores del 50% en la soja *Bt* y 33 % en la no *Bt* (Figura 14 y Figura 15), con valores promedio de 27 y 14 % respectivamente (Tabla 9). Estas diferencias apoyarían la premisa referida a que los adultos de lepidópteros -y los parasitoides asociados- no discriminan entre cultivares *Bt* y no *Bt* al momento de la oviposición.

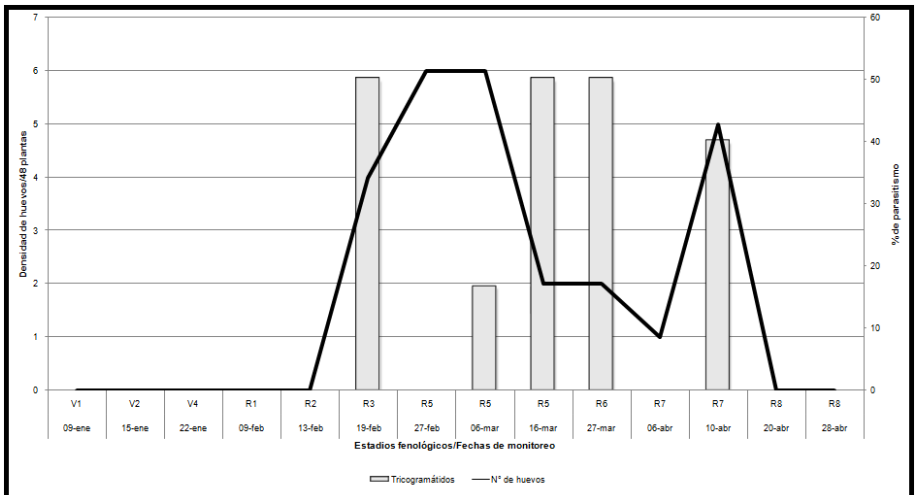


**Figura 14.** Densidad de huevos y número de huevosde *A. gemmatalis* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja *Bt*. Pergamino, 2015.

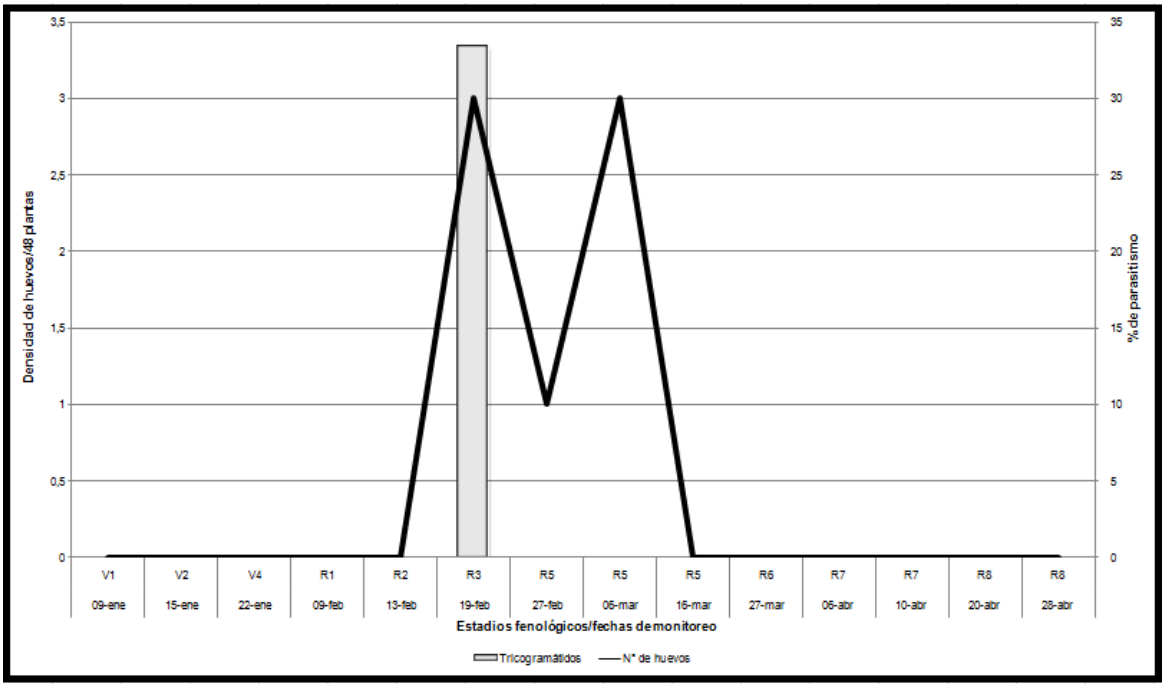


**Figura 15.**Densidad de huevos y número de huevos de *A. gemmatalis* parasitoidizados por Tricogramátidos en el cultivo de soja no *Bt*. Pergamino, 2015.

## XIV. DISCUSIÓN

De acuerdo a los resultados obtenidos, y como era de esperarse, la densidad de orugas defoliadoras fue considerablemente mayor en el genotipo no *Bt* con relación al *Bt.* Este resultado es coincidente con lo reportado por Saluso *et al.* (2015), como así también en la especie predominante en dicho cultivar - *A. gemmatalis* -. Cabe destacar que en el cultivar *Bt* solo se encontraron larvas grandes (mayores a 1,5 cm) de *S. cosmioides*, las demás especies si bien lograron sobrevivir un tiempo sobre el cultivo, no se observó un daño visible sobre el mismo, ya que las larvas pequeñas se alimentan, luego por acción de la toxina dejan de hacerlo y finalmente a los pocos días mueren.

Por otro lado, los resultados referidos al efecto de la soja *Bt* sobre a *A. gemmatalis* y *R. nu* son coincidentes con los obtenidos por Fazam *et al.* (2013) en Brasil, quienes reportaron que la soja con tecnología *Bt* causa drásticas reducciones de las poblaciones de *A. gemmatalis.* Por otro lado, López *et al.* (2014) en Balcarce mencionan que *R. nu* es incapaz de desarrollarse en cultivos de soja genéticamente modificados para resistencia a insectos (*Bt*). La gran suceptibilidad de *A. gemmatalis* a la proteína Cry1Ac, expresada por la soja MON 87701 x MON 89788, fue comprobada por Homrich (2008) en ensayos de laboratorio con plantas enteras, las cuales controlaron eficientemente la plaga en relación a los testigos que alcanzaron porcentajes de defoliación del 50 a 70 %. Corbo (2011), reporta que la proteína Cry1Ac expresada por la soja MON 87701 x MON 89788 causa alta mortalidad de las orugas *A. gemmatalis* y *C. includens,* e impide la reducción de la superficie foliar. Del mismo modo Bernardi (2012) a través de bioensayos con discos de hoja de soja MON 87701 x MON 89788, bioensayos con tejidos liofilizados de soja MON 87701 x MON 89788 diluido en dieta artificial, y bioensayos con proteína Cry1Ac purificada e incorporada en dieta artificial, comprobó la eficacia que tiene esta tecnología para *A. gemmatalis*.

En cuanto a la densidad de larvas de *S. cosmioides*, los resultados coinciden con los estudios de Lutz *et al.* (2015) en Pujato Norte (Santa Fe), donde compararon dos cultivares de soja, uno con tecnología *Bt* (Don Mario 6262) y otro no *Bt* (Don Mario 6.2i). De la misma manera que lo encontrado en el presente trabajo, *S. cosmioides*, ocasionó daños en estado vegetativo y reproductivo en ambos cultivares. *Anticarsia gemmatalis* y *R. nu* fueron las especies más abundantes en el cultivar no *Bt*. A partir de los resultados obtenidos podemos inferirque esta tecnología (soja *Bt*) no afectaría el desenvolvimiento de *S. cosmioides*. De manera similar, Silva *et al*. (2013) comprobaron en laboratorio bajo condiciones controladas de temperatura, que las larvas de *S. cosmioides* alimentadas con hojas de soja *Bt* y no *Bt,* no encontraron diferencias en el desarrollo larval y de pre-pupa, en la razón o

proporción sexual y supervivencia de larva-adulto. Esto también fue mencionado por Bernardi (2012), quien obtuvo una mortalidad menor al 13 % en bioensayos con proteína Cry1Ac purificada e incorporada en dieta artificial en la máxima concentración testeada (100 µg Cry1Ac/ml), y mortalidad menor al 7 % para bioensayos con disco de hojas de soja MON 87701 x MON 89788.

Si bien *S. cosmioides* hasta el presente ocurre con infestaciones bajas para la zona del noroeste de Buenos Aires (Navarro *et al*., 2009), sin la necesidad de intervenciones con tratamientos químicos para su control, la amplia adopción de la tecnología *Bt* podría por un lado favorecer la expansión de la plaga en la zona, pero por otro lado, debido a la reducción en el uso de insecticidas por la utilización de soja *Bt*, podría incrementar la cantidad de enemigos naturales. Silva (2013) menciona que el uso de algodón *Bt* provocó reducciones en el uso de insecticidas entre 60 y 80% en China, y entre el 27 y 61% en USA. Por otro lado el control de las principales especies de lepidópteros plagas de la soja en el noroeste de Buenos Aires mediante el uso de esta tecnología, podría acarrear una reducción en el uso de insecticidas en el cultivo y eventualmente favorecer la ocurrencia de otras plagas no blanco, como es el caso del complejo de chinches en soja, que antes sufrían el impacto de las aplicaciones insecticidas para el control de larvas de lepidópteros. Por lo expuesto, para evaluar el impacto ambiental de la soja *Bt*, se debería evaluar a futuro el balance entre dichas variables como: las especies de lepidópteros que no son controladas, las plagas no blanco que aprovechan el nicho que dejan las anteriores, y los requerimientos de aplicación de insecticidas para el control de las chinches y los enemigos naturales. La soja *Bt* es una herramienta más en el contexto del Manejo Integrado de Plagas, y su inclusión en nuestros sistemas productivos debería ser planificada en función de los principales problemas insectiles de cada zona, siempre teniendo en cuenta que las plagas blanco pueden desarrollar resistencia a la toxina en el corto y mediano plazo.

Los datos obtenidos referidos a la preferencia de oviposición de los lepidópteros, indicarían que no tienen la capacidad de discriminar entre cultivares con y sin tecnología *Bt*, por lo tanto, la modificación genética que recibieron los materiales *Bt* parece no alterar la composición de la planta de forma que les proporcione un efecto sobre la preferencia de oviposición de los adultos. Esto mismo fue observado por Corbo (2011), quien no encontró diferencias en la oviposición de *A. gemmatalis* y *C. includens* en cultivares de soja *Bt* y no *Bt.* De igual manera, Hellmich *et al.* (1999) y Pilcher & Rice (2001) no encontraron diferencias en la oviposición de *Ostrinia nubilalis* (Hubner) (Lepidoptera: Crambidae) (Barrenador del maíz Europero) en plantas de maíz con y sin tecnología *Bt*. Al igual que Giaveno *et al*. (2010), quienes no observaron una preferencia de oviposición de *S. frugiperda*, al comparar híbridos de maíz *Bt* y no *Bt*.

La dinámica poblacional de las dos principales especies de lepidópteros plaga durante el período en estudio (*R. nu* y *A. gemmatalis*) fué coincidente con lo reportado por el sistema de alerta de plagas de INTA Pergamino. El 26 de enero de 2015 emitió un alerta por el aumento de la capturas de adultos de *R. nu* en trampas de luz (Iannone, 2015a). Si bien el mayor número de oviposiciones encontradas pertenecieron a *R. nu,* esta especie no logra alcanzar altas densidades de larvas en la soja sin tecnología *Bt.* Esto podría deberse a la presencia de enemigos naturales, sumado a las precipitaciones registradas (311 mm) durante el mes de enero en la localidad de Pergamino. Dichas condiciones pueden haber afectado la abundancia de esta plaga. El día 5 de febrero de 2015 el servicio de alerta de plagas de INTA Pergamino volvió a emitir un alerta, esta vez, alertando por la continuidad de *R. nu* en la región pampeana y por el posible desplazamiento de poblaciones de *A. gemmatalis* desde el norte del país hacia el centro-sur de la región pampeana (Iannone, 2015b). Las condiciones ambientales durante los meses de febrero y marzo fueron propicias para que estas poblaciones de *A. gemmatalis* puedan extenderse hacia el sur de la región pampeana y causen daño en los cultivos de soja.

De acuerdo a los resultados obtenidos en este trabajo, se puede inferir que la capacidad de control de *Trichogramma sp.* sobre las principales especies de lepidópteros plaga no se vería afectada por la soja MON 87701 x 89788, debido a que el parasitoidismo encontrado es similar entre tratamientos. Se observaron resultados similares en la bibliografía para otros parasitoides. Por ejemplo, no se observaron diferencias en el parasitoidismo de las masas de huevos de *Ostrinia nubilalis* (Lepidoptera: Crambidae) entre parcelas de maíz transgénicas e isogénicas (Orr & Landis, 1997). Similares resultados fueron reportados por Curis (2013), quien no encontró diferencias significativas en en el parasitoidismo de huevos de *S. frugiperda* por *Trichogramma sp.* en cultivo de maíz *Bt* y no *Bt.* Los resultados obtenidos en el presente estudio muestran, para las principales especies halladas (*R. nu* y *A. gemmatalis*), porcentajes promedio de parasitoidismo natural menor que los encontrados por Valverde & Virla (2007). No obstante, el comportamiento de oviposición de las especies fue acotado en el tiempo, y en los momentos de mayor presencia de cada una de las plagas, la distribución del parasitoidismo registrado fue particular. Coincidiendo con la no preferencia de variedad de soja al momento de oviponer, tampoco se encontraron diferencias en los porcentajes de control para *R. nu*. Si bien estos valores de parasitoidismo (35 % en soja *Bt* y 39 % en soja no *Bt*) son inferiores a los encontrados por Valverde & Virla (2007) en la provincia de Tucumán (48 %), fueron superiores a los mencionados por Arretz *et al.* (1994), en la Región Metropolitana de Chile, en los años 1990-91 y 1991-92 donde obtuvieron promedios de parasitismo de 6,75 % y 15,21 % de *Trichogramma minutum* sobre *R. nu*. En el caso de *A. gemmatalis,* si bien los valores de parasitoidismo

obtenidos (27 % y 14 %) también son inferiores a los reportados en Tucumán por Valverde & Virla (2007) (75,5%), los mismos fueron superiores a los mencionados en Fazenda Rio Grande, Brasil, donde arrojaron valores de 4,8 % de parasitismo natural de tres especies de *Trichogramma* (*T. pretiosum, T. acacioi y T. atopovirilia*) sobre *A. gemmatalis* (Cañete & Foerster, 2003), y fueron similares a los señalados por Avanci *et al*. (2005), (23,3% en el año 2001, 4,8% en 2002, y 28,9% en 2003). Las diferencias obtenidas en cuanto a la dinámica de oviposición de *A. gemmatalis* y sus porcentajes de control por parte de *Trichogramma sp.* apoyarían la premisa referida a que los adultos de lepidópteros -y los parasitoides asociados- no discriminan entre cultivares *Bt* y no *Bt* al momento de la oviposición. Los parasitoides se caracterizan por su especificidad y la sincronización de los ciclos vitales con sus huéspedes, convirtiéndose en agentes importantes de control biológico (Godfray, 1994), de este modo los parasitoides del género *Trichogramma* se distribuyen en coincidencia con las oviposiciones de estas dos especies hospederas. Por lo que se infiere, que no están afectadas por el cultivo hospedero del lepidóptero, sino asociados estrechamente al insecto plaga.

## XV. CONCLUSIONES

-Los adultos de lepidópteros no discriminaron en oviponer en el cultivo de soja MON 87701 x MON 89788 vs la soja no *Bt*.

-La soja *Bt* (MON 87701 x MON 89788) que expresa la proteína Cry1Ac ejerce un control efectivo del complejo de orugas defoliadoras.

-La proteína Cry1Ac expresada por la soja MON 87701 x MON 89788 parece no afectar significativamente a las larvas de *S. cosmioides* (sólo se encontraron orugas mayores a 1,5 cm de esta especie y en muy baja densidad).

-Solo se encontraron parasitoides oófagos pertenecientes al género *Trichogramma sp*. en ambos tratamientos.

-Los valores de parasitoidismo de huevos de lepidópetros parecen no verse afectados por el genotipo de soja (32% en la soja no *Bt* y 31% en la *Bt*).

-*Rachiplusia nu* alcazó niveles promedio de parasitoidismo de huevos del 35% en soja *Bt* y del 39% en soja no *Bt*.

-*A. gemmatalis* alcanzó niveles promedio de parasitoidismo de huevos del 27% en soja *Bt* y del 14% en soja no *Bt*.

Los valores de parasitoidismo de huevos de *R. nu* parecen no verse afectados por el tipo de cultivar. Ya que *R. nu* alcazó niveles promedio de parasitoidismo de huevos del 35% en soja *Bt* y del 39% en soja no *Bt*. -

El parasitismo de huevos de *A. gemmatalis,* resultó afectado significativamente por el tipo de cultivar ya que alcanzó niveles promedio de parasitoidismo de huevos del 27% en soja *Bt* y del 14% en soja no *Bt*.

Se concluye que el porcentaje de parasitoidismo registrado es alentador y podría ser incrementado a futuro a través de buenas prácticas agrícolas, que incluya la modificación del paisaje con aquellas plantas que den refugio y alimento a los adultos de los enemigos naturales.

Se propone a futuro continuar con los estudios a los fines de verificar si la disminución del uso de insecticidas por la tecnología incrementa el porcentaje de parasitoidismo y la diversidad de enemigos naturales de los lepidópteros plaga en el cultivo de soja en la localidad de Pergamino y la evolución de *Spodoptera cosmioides* en los genotipos de soja con genes *Bt*.

## XVI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS


**Aguirre-Gil, O. J.** (2016). Aspectos biológicos de *Microcharops anticarsiae* (Hymenoptera: Ichneumonidae) parasitando *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Erebidae). Disponible en: https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/144687/gil_oj_dr_jabo.pdf?sequence=3&isAllowed=y(Última visita: 10/12/2017).

**Aizen, M. A., Garibaldi, L. A., & Dondo, M.** (2009). Expansión de la soja y diversidad de la agricultura argentina. *Ecología austral*, *19*(1), 45-54.

**Angulo, A.D. & Weigert, G.T.** (1974). *Rachiplusia nu* (Guenée), biología y estados inmaduros (Lepidoptera: Noctuidae). Boletín de La Sociedad de Biología de Concepción, v. 48, p. 117-122.

**Angulo, A.D. & Weigert, G.T.**(1975). Estados inmaduros de lepidópteros nóctuidos de importancia económica en Chile y clave para su identificación (Lepidoptera: Noctuidae).Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción. Publicación Especial, N° 2: 1-153.

**Angulo, A. O., Olivares, T. &Weiger G. T. H** (2008). Estados inmaduros de Lepidópteros Nóctuidos de importancia agrícola y forestal en Chile y claves para su identificación (Lepidoptera: Noctuidae). 3$^{era}$ Edición. Concepción: Universidad de Concepción, 154p.

**Aragón, J.; Molinari, A. y Lorenzatti, S.** (1998). Manejo integrado de plagas de soja. En: El cultivo de soja en la Argentina. INTA. Editores: L. Giorda y H. Baigorri. Editar. Pág. 247 -288.

**Aragón, J. R.** (2002). Insectos Perjudiciales de la Soja. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. EEA Marcos Juárez. Rev. de Información sobre Investigación y Desarrollo Agropecuario (IDIA XXI). N°3, Oleaginosas, Sección Soja. Pp 75-82.

**Aragón, J.** (2003). Avances en el desarrollo de soja con resistencia a insectos. Información para extensión. EEA Marcos Juárez, (81). Sección Entomología Suelos y Producción vegetal. INTA. Marcos Juárez. (En línea). Disponible en:

http://inta.gov.ar/sites/default/files/script-tmp-avances_en_el_desarrollo_de_soja_con_resistencia_a_in.pdf

(Última visita: 20/11/2017).

**Aragón, J., & Flores, F.** (2006). Control integrado de plagas en soja en el sudeste de Córdoba. Ed. INTA. *Soja: Actualización 2006*, 19-23. Disponible en:

http://agrolluvia.com/wp-content/uploads/2010/03/inta-marcos-juarez-control-integrado-de-plagas-en-soja-en-el-sudeste-de-cordoba.pdf

(Última visita: 12/12/2017).

**ArgenBio.** (2017). Los cultivos transgénicos en Argentina y en el mundo. - (En línea). Disponible en: http://www.argenbio.org/index.php?action=cultivos&opt=5(Última visita: 20/11/2017).

**Arretz, P., Lamborot, L., Guerrero, M. A., & Araya, J. E**. (1994). Parasitismo de huevos y larvas de *Rachiplusia nu* (Guenée)(Lepidoptera: Noctuidae) en frejol cultivado en la region metropolitana. *Chile. Bol. Sanid. Vegetal*, *20*, 909-917.

**Artigas, J.N.** (1972). Population dynamics in lepidoptera of agricultural importance in Chile.Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, v. 45, p. 5-93.

**Avalos, S., Mazzuferi, V., La Porta, N., Serra, G., & Berta, C.** (2004). El complejo parasítico (Hymenoptera y Diptera) de larvas de *Anticarsia gemmatalis* Hüb. Y*Rachiplusia nu* Guen.(Lepidoptera: Noctuidae) en alfalfa y soja. *AgriScientia*, *21*(2).

**Avanci, M. R., Foerster, L. A., & Cañete, C. L.** (2005). Natural parasitism in eggs of *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera, Noctuidae) by *Trichogramma spp*.(Hymenoptera, Trichogrammatidae) in Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, *49*(1), 148-151.

**Ávila-Rodríguez, V., González-Hernández, A., Alvarado-Gómez, O. G., Nava-Camberos, U., & Cortéz-Mondaca, Y. E.** (2010). Géneros de Trichogrammatidae 1 en México Asociados a Cultivos Agrícolas y Áreas Naturales Aledañas. *Southwestern Entomologist*, *35*(2), 177-191.

**Barbara, K. A.** (2000). Velvetbean Caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* (Hübner) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). Gainesville, p. 5 (IFAS Extension, University of Florida).Disponible en: https://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN30800.pdf(Última visita: 12/12/2017).

**Barbut, J.** (2008). Révision du genre *Rachiplusia* Hampson, 1913 (Lepidoptera, Noctuidae, Plusiinae). Bull. Soc. Entomol. France, 113, 445-452.

**Barrionuevo, M. J.** (2010). Biología comparada de dos especies de Plusiinos (Lep.: Noctuidios) asociados al cultivo de soja. Tesina para optar por el título de Licenciado en Cs Biológicas. UN Tucumán. Instituto Miguel Lillo.

**Barrionuevo, M. J.** (2011). Redescripción de los estados preimaginales de *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, *70*(3-4), 169-184.

**Barrionuevo, M. J., Murua, G. M., Goane, L., Meagher, R. & Navarro, F. (**2012). Life Table Studies of *Rachiplusia nu* (Guenée) and *Chrysodeixis* (=*Pseudoplusia*) *includes* (Walker) (Lep.: Noctuidae) on Artificial Diet. Florida entomologist. 95 (4), pp. 944-951.

**Basso, C., & Pintureau, B.** (2004).Las especies de *Trichogramma* de Uruguay (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, *63*(1-2), 71-80.

**Bernardi, O.** (2012). Avaliação do risco de resistência de lepidópteros - praga (Lepidóptera: Noctuidae) à proteína Cry1Ac expressa em soja MON 87701 × MON 89788 no Brasil. Universidade de São Paulo, USP-Esalq, Piracicaba.

**Blanchard, E.** (1852). – *In* Gay (C.), Historia Fisica y Politica de Chile. *Zoologia*, vol. **7**. 112 p. Paris: Maulde y Renou.

**Bueno, A, F., Sosa-Gómez, D. R., Corrêa-Ferreira, B. S., Moscardi, F., & de Freitas Bueno, R. C. O.** (2012). INIMIGOS NATURAIS DAS PRAGAS DA SOJA

In: Hoffmann-Campo, C. B.; Corrêa-Ferreira, b. s.; Moscardi, f. (Ed.). Soja: manejo integrado de insetos e outros Artrópodes-praga. Brasília, DF: Embrapa, 2012. p. 493-630. Disponible en: http://www.cnpso.embrapa.br/artropodes/Capitulo8.pdf (Última visita: 12/12/2017).

**Buschman, L. L., Whitcomb, W. H., Neal, T. M., & Mays, D. L. (1977).** Winter survival and hosts of the velvetbean caterpillar in Florida. *Florida Entomologist*, 267-273.

**Buschman, L. L., Pitre, H. N., Hovermale, C. H., & Edwards Jr, N. C.** (1981). Occurrence of the Velvetbean Caterpillar in Mississippi: Winter Survival or Immigration. *Environmental Entomology*, *10*(1), 45-52.

**Boito, G. T., Giovanini, D., Crenna, A. C., Oddino, C., Giuggia, J. A., & Gerardo, U. A.** (2013). Desarrollo y validación de una escala para evaluación de daño por orugas defoliadoras en soja (*Glycine max* L.), para el sur de la provincia de Córdoba. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cuyo*, *45*(1), 0-0.

**Cañete, C. L., & Foerster, L. A.** (2003).Natural incidence and biology of *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983 (Hymenoptera, Trichogrammatidae) in eggs of *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera, Noctuidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, *47*(2), 201-204.

**Carrillo, P. S. C.** (2013). Plagas del Cultivo de Soya. Facultad de Ciencias Agrarias. Escuela Académico Profesional de Agronomía. Departamento Académico de Sanidad Vegetal y Producción Pecuaria**.**

**Cazado, L.E., Casmuz, A.S., Scalora, F.S., Fadda, C., Fernández, R.A., Tuzza, M.S., Fadda, L.A., Dami, L., Toranzo, A.C., Jadur, A., Vera, A., Gastaminza, G., López, R., & Ruiz, S.** (2014). Comportamiento de la soja *Bt* frente a las principales plagas insectiles y sus depredadores naturales en el noroeste Argentino. Capítulo 12. (En línea). Disponible en: http://www.eeaoc.org.ar/publicaciones/categoria/16/Pub-Especiales.html(Última visita: 20/11/2017).

**Chaparro Giraldo, A.** (2011). Cultivos Transgénicos: Entre los riesgos biológicos y los beneficios ambientales y económicos. *Acta Biológica Colombiana*,*16*(3), 231-252.

**Claudino, V. C. D. M.** (2014). Plusíineos (lepidoptera: noctuidae: plusiinae) ocorrentes em Planaltina-DF: identificação, épocas de ocorrência e plantas hospedeiras./ Vander Célio de Matos Claudino. Planaltina- DF, Monografia - Faculdade UnB Planaltina, Universidade de Brasília. 39f. Disponible en: http://bdm.unb.br/bitstream/10483/9753/1/2014_VanderCelioDeMatosClaudino.pdf(Última visita: 20/11/2017).

**Colomo, M. V., Berta, C., Valverde, L., Romero Sueldo, M., & Dode, M.** (2009). Incidencia de parasitoides en larvas de lepidópteros noctuidos en el cultivo de soja, en Tucumán, Argentina. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, *35*(4), 563-570.

**Cônsoli, F. L., Kitajima, E. W., & Parra, J. R. P.** (1999). Ultrastructure of the natural and factitious host eggs of *Trichogramma galloi* Zucchi and *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *International Journal of Insect Morphology and Embryology*, *28*(3), 211-231.

**Corbo, E.** (2011). Eficácia da soja geneticamente modificada MON 87701 × MON 89788 com a expressão da proteína Cry1Ac no controle de Anticarsia gemmatalis (Hübner) e Pseudoplusia includens (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) / Edson Corbo. -- Jaboticabal, 2011. xi, 37f.: il. ;28 cm. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Disponible en: https://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/91311/corbo_e_me_jabo.pdf?sequence=1(Última visita: 20/11/2017).

**Curis, M.C.** (2013) “Efecto de los maíces *Bt* sobre plagas claves, secundarias y los enemigos naturales” Tesis Universidad Nacional del Litoral. (En línea). Disponible en:http://bibliotecavirtual.unl.edu.ar:8180/tesis/handle/1/702

(Última visita: 20/11/2017).

**Etcheverry, M. (**1953). Identificaciones lepidopterológicas. *Revista Chilena de Entomología*, *3*, 3-126.

**da Luz, P. M. C., de Azevedo Filho, W. S., & Specht, A.** (2015). CARACTERIZAÇÃO MORFOLÓGICA DOS ESTÁGIOS IMATUROS DE *Rachiplusia nu* (GUENÉE, 1852)(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE: PLUSIINAE) E LISTA DE PLANTAS HOSPEDEIRAS. *Caderno de Pesquisa*, *26*(3), 65-76.

**da SILVA, D. M., HOFFMANN-CAMPO, C. B., BUENO, A. D. F., & MOSCARDI, F.** (2012). Aspectos biológicos de *Anticarsia gemmatalis* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes temperaturas. In *Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)*. In: WORKSHOP SOBRE MUDANÇAS CLIMÁTICAS E PROBLEMAS FITOSSANITÁRIOS, Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente.

**Degrande, P. E., & Vivan, L. M.** (2011/2012). Pragas da soja. *Tecnologia e produção: soja e milho*, Cap.8. 155-206. Disponible en: http://www.fundacaoms.org.br/base/www/fundacaoms.org.br/media/attachments/21/21/5385dc2c47c064f727a0d39a094cf2b093463e25dcf50_08-pragas-da-soja_432333550.pdf(Última visita: 20/11/2017).

**de Oliveira Bernardes, C.**(2011). ABORDAGEM SOBRE *Anticarsia gemmatalis*, SEUS INIMIGOS NATURAIS *Trichogramma* E *Bacillus thuringienses* E A INTERAÇÃO ENTRE ESTES. Disponible en: http://docplayer.com.br/2248237-Abordagem-sobre-anticarsia-gemmatalis-seus-inimigos-naturais-trichogramma-e-bacillus-thuringienses-e-a-interacao-entre-estes.html(Última visita: 20/11/2017).

**Fazam, J., Sismeiro, M., Roggia, S., Pasini, A., Tura, G., Visentini, A., ...& Lopes, G.** (2013). Efeito da soja Bt sobre a frequência e densidade populacional de pragas e predadores. In *Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)*. In: JORNADA ACADÊMICA DA EMBRAPA SOJA, 8. Londrina: Embrapa Soja. p. 115-118. (Documentos, 339). Disponible en: https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/964384/1/EfeitodasojaBtsobreafrequenciaedensidadepopulacionaldepragasepredadores.pdf(Última visita: 20/11/2017).

**Fehr, W.R. & Caviness, C.E.** (1977).Stages of soybean development.SpecialReport 80, Iowa Sate University, Ames, Iowa, U.S.A 12 pp.

**Fernández, F. & Sharkey, M.** (2006). Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 894 p.

**Foerster, L. A., & Avanci, M. R.** (1999). Egg parasitoids of *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) in soybeans. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, *28*(3), 545-548.

**Ford, B. J., STRAYER, J., REID, J., BLOUNT, V., & RIDDLE, T.** (1975). The literature of arthropods associated with soybean, a bibliography of the velvetbean caterpillar *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae). Urbana, Illinois National History Survey. 15p.(Biological Notes, 92).

**Fugi, C. G. Q.** (2003). Aspectos biológicos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 em genótipos de soja com diferentes graus de resistência a insetos (Doctoral dissertation, Instituto Agronômico.).

**Gerding, M. P. & Torres, C. P.** (2001).Producción masiva de *Trichogramma*. Ministerio de Agricultura. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Centro Regional de Investigaciones Quilamapu. Chillán, Chile. Boletín INIA N°61. 38 p. Disponible en: http://biblioteca.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR27725.pdf(Última visita: 12/12/2017).

**Giacomelli, E.** (1911). Lepidópteros riojanos, nuevos o pocos conocidos. Anales de la Societad Cientifica Argentina, **72**: 19-40.

**Giaveno, C. D., Paravano, A. S., Cella, M., & Curis, M. C.**(2010).Efecto de Diferentes Maíces *Bt* en la Biología de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith)(Lepidoptera: Noctuidae). *FAVE Sección Ciencias Agrarias*, *9*(1/2), 45-54.

**Gómez López, V. A., Ramírez de López, M. B., Arias Ruíz Díaz, O. R., Gaona Mena, E. F., Ocampos, O., Flores, C. E., Olmedo, C. & Escobeiro, S.** (2015). Aspectos biológicos de plagas claves del cultivo de la soja en Paraguay, San Lorenzo, Paraguay: FCA-UNA/INBIO.

**Godfray, H. C. J.** (1994). Parasitoids: behavioral and evolutionary ecology. Princeton University Press.

**Gowdey, C. C.** (1926) Moths of Jamaica *Anticarsia gemmatallis* Family Noctuidae Subfamily Ophiderinae. p. 67; M.J.C.B. collection.Disponible en: www.mbarnes.force9.co.uk/jamaicamoths/images8/antgem.htm (Última visita: 20/12/2017).

**Greene, G. L**. (1974). Sexual dimorphism of *Anticarsia gemmatalis* leg scales. Florida Entomologist, Gainsville, v. 57, n. 3, p. 280.

**Greene, G. L., Reid, J. C., Blount, V. N., & Riddle, T. C.** (1973).Mating and Oviposition Behavior of the Velvetbean Caterpillar in Soybeans 1 2. *Environmental Entomology*, *2*(6), 1113-1115.

**Gregory, B.** (1989). Field observations of mating, oviposition, and feeding behavior of *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) in a soybean field. *Journal of insect behavior*, *2*(6), 761-774.

**Griot, M.** (1944). Oruga que vacía las cápsulas del lino. *Rev. Arg. Agron.Bs.As*, *11*(1), 44-57.

**Guenée, A.** (1852). Histoire naturelle des insectes.Species.Général des Lépidoptères*. In:* BOISDUVAL, J. B.; GUENÉE, A. Tome Cinquiéme. Noctuélites Tome 1, XCVI. Paris, Roret,443p.

**Hampson, G. F.** (1913).Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum.Londres, 609p.

**Hellmich, R. L., Higgins, L. S., Witkowski, J. F., Campbell, J. E., & Lewis, L. C.** (1999). Oviposition by European corn borer (Lepidoptera: Crambidae) in response to various transgenic corn events. *Journal of Economic Entomology*, *92*(5), 1014-1020.

**Hernandez Juáres, A.** (2015). EFECTIVIDAD BIOLÓGICA DEL MAÍZ GENÉTICAMENTE MODIFICADO PARA CONTROL DE LEPIDOPTEROS Y SU EFECTO SOBRE LA DIVERSIDAD DE ARTRÓPODOS NO BLANCO.

**Herzog, D. C., & Todd, J. W.** (1980). Sampling velvetbean caterpillar on soybean. *Sampling methods in soybean entomology*, 107-140.

**Hinds, W. E., & Osterberger, B. A.** (1931).The soybean caterpillar in Louisiana. *Journal of Economic Entomology*, *24*(6), 1168-1173.

**Hoffmann-Campo, C. B., de Oliveira, E. B., & Moscardi, F.** (1985).Criação massal da lagarta da soja (*Anticarsia gemmatalis*). *Embrapa Soja-Documentos (INFOTECA-E)*.

**Hoffmann-Campo, C. B., Moscardi, F., Corrêa-Ferreira, B. S., Oliveira, L. J., Sosa-Gómez, D. R., Panizzi, A. R., & Oliveira, E. D**. (2000). Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado (p. 70). Londrina: Embrapa Soja.

**Homrich, M. S.** (2008). Plantas transgénicas de soja [*Glycine* (Max.) L Merrill] resistententes a lagarta *Anticarsia gemmatalis*. Tese apresentada ao Programa de Pós-graduacao em Genética e Biología Molecular da Universidade Federal do Rio Grande do Sul como requesito parcial para obtencao do titulo de Doutor em Ciencias. Porto Alegre.

**Iannone, N.** (2014). Las isocas no aflojarán. Sistema de alerta de plagas. 12 de Febrero. *Anticarsia gemmatalis.*INTA Pergamino. Diponible en: http://www.agroconsultasonline.com.ar/documento.html/Alerta%20de%20Plagas

%20del%20Servicio%20T%E9cnico%20INTA%20Pergamino%20del%2012-02-2014.pdf?op=d&documento_id=429. (Última visita: 20/11/2017).

**Iannone, N.** (2015a). ¿Qué haremos con la medidora?. SISTEMA DE ALERTAS DE PLAGAS Servicio Técnico - INTA Pergamino Ing. Agr. Nicolás Iannone, 26 de Enero de 2015. Disponible en: http://www.agroconsultasonline.com.ar/documento.html/Alerta%20de%20Plagas%20del%20Servicio%20T%E9cnico%20INTA%20Pergamino%20del%2026-01-2015.pdf?op=d&documento_id=566.(Última visita: 20/11/2017).

**Iannone, N.** (2015b). A medidora y Anticarsia ¿las contolamos así???.SISTEMA DE ALERTAS DE PLAGAS Servicio Técnico - INTA Pergamino Ing. Agr. Nicolás Iannone, 5 de Febrero de 2015. Via mail.

**Iannone, N.** (2016). 16 años junto al productor. Sistema de alerta sobre aparición de plagas. Técnico - INTA Pergamino Ing. Agr. Nicolás Iannone 23 de Septiembre de 2016.

**Ibarra, J. E., & Castro, M. C. D. R.** (s/f). Análisis e integración de la información sobre OGMs con eventos *Bt*: Reporte final sobre el análisis de riesgo por su liberación.CINVESTAVCampus Guanajuato, Irapuato, Gto. México. http://www.inecc.gob.mx

**Igarzábal, D. & Gálvez, M. C.** (2014).¿Quién cambió el menú? *Spodoptera cosmioides*, una nueva invitada a la mesa de la soja. [En línea]. Disponible en http://www.agrositio.com/vertext/vertext.asp?id=152894&se=18(Última visita: 20/11/2017).

**Igarzábal, D. A., Galvez, M. C., Aldrey, M. C., Peralta, C. R., Cacciavillani, J. I., Gassen, D. N.** (2014). Orugas y chinches en soja. Edición Dupont-Summitagro**.**

**James, C.** (2014). "Situación mundial de los cultivos transgénicos GM comercializados: 2014". ISAAA BRIEF 49- EXECUTIVE SUMMARY (En línea). Disponible en:

http://isaaa.org/resources/publications/briefs/49/executivesummary/default.asp

(Última visita: 20/11/2017).

**Jensen, R. L., Newsom, L. D., & Gibbens, J.** (1974). The soybean looper: Effects of adult nutrition on oviposition, mating frequency, and longevity. *Journal of economic entomology*, *67*(4), 467-470.

**Joel, Á. V., & Angel, R. D. B. L.** (2004).Control biológico del gusano terciopelo con el nucleopoliedrovirus de *Anticarsia gemmatalis* en soya. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Centro de investigaciones

regional del noroeste, campo experimental sur de Tamaulipas. Folleto técnico N° 17. Disponible en: http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/796/238.pdf?sequence=1(Última visita: 20/11/2017).

**Johnson, D. W., Mitchell, E. R., Tumlinson, J. H., & Allen, G. E.** (1981). Velvetbean caterpillar: response of males to virgin females and pheromone in the laboratory and field. *Florida Entomol*, *64*, 528-533.

**Johnson, N: F.** (1987). Systematics of new world *Trissolcus*, a genus of pentatomid egg-parasites (Hymenoptera: Scelionidae): Neotropical species of the flavipes group. Journal of Natural History 21: 285- 304.

**Lee, J. H., & Johnson, S. J**. (1990). Microhabitat distribution of velvetbean caterpillar (Lepidoptera: Noctuidae) pupae in soybean fields in Louisiana. Environmental entomology, 19(3), 740-745.

**Leppla, N. C., Guy, R. H., Heath, R. R., & Dueben, B.** (1987). Laboratory Studies of the Courtship of the Velvetbean Caterpillar Moth, *Anticarsia gemmatalis* (Hū¼bner)(Lepidoptera: Noctuidae). Annals of the Entomological Society of America, 80(2), 278-283.

**Loiácono, M. Margaría, C., Diaz, N. & Gallardo F.** (2008).“Lista de himenópteros parasitoides y depredadores de los insectos de la República Argentina primer suplemento, por De Santis, L. y C. Monetti”. En: *Contribuciones taxonómicas en órdenes de insectos hiperdiversos,* editado por J. Llorente Bousquets y A. Lanteri con el auspicio de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y RIBES-CYTED (Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática-Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo), págs. 91- 139.

**Lutz, A.; Scotta, R.; Curis, C; Bertolaccini, I.; Rosetti, L.; Domizi, L.** (2015). Efecto de la sojaBt en la población de artrópodos plagas y benéficos en el Centro de la Provincia de Santa Fe. XV Jornadas Fitosanitarias Argentinas.Santa Fe, Santa Fe, Argentina. Libro de Resúmenes Z-29. ISSN: 2451-8069.

**Knutson, A.** (1998). The Trichogramma Manual. *Bulletin/Texas Agricultural Extension Service; no. 6071.*

**Machado, V. D. O. F., Ferreira, G. A., Rosa, S. R. A., Garcia, A. H., Pinheiro, J. B., & Veloso, V. D. R. S.** (1999). ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Anticarsia gemmatalis* HÜEBNER (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) EM CULTIVARES DE SOJA (Glycine max MERRIL). *Pesquisa Agropecuária Tropical (Agricultural Research in the Tropics)*, *29*(1), 39-41.

**Magrini, Eliana Aparecida, Botelho, Paulo Sérgio Machado, & Silveira Neto, Sinval.** (1999). Biologia de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura da soja. *Scientia Agricola*, *56*(3), 547-555. https://dx.doi.org/10.1590/S0103-90161999000300006(Última visita: 20/11/2017).

**Margaría, C.B.**(2008). Microhimenópteros parasitoides de huevos de insectos y arañas: estudio sistemático y biológico de potenciales agentes de control integrado de plagas. Tesis Nº0974, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, Argentina.

**Margaría, C.B., Loiácono, M.S. & Lanteri, A.A.** (2009). New geographic and host records for scelionid wasps (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoids of insect pests in South America. *Zootaxa* 2314: 41- 49.

**Margaría, C. B., Loiácono, M. S. & Lanteri, A.A.** (2014). Scelionidae. En: Roig-Juñent, S., Claps, L. y Morrone, J. Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Vol. 4.Editorial INSUE. UNT, San Miguel de Tucumán. Fac. de Ciencias Naturales. 548pp.

**Masner, L.** (1976). Revisionary notes and keys to world genera of Scelionidae (Hymenoptera: Proctotrupoidea). Mem.Entomol. Soc. Can. 97:1-87.

**Masner, L.** (1993). Superfamily Platygastroidea. En: Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families, H. Goulet & J.T.Huber (eds). 558-65.

**Massoni, F., Schlie, G., & Frana, J. E.** (2014).Cultivo de soja *Bt* [RR2 PRO] y convencional [RR1] expuestos a poblaciones naturales de organismos plaga y depredadores. Publicación miscelánea. INTA-EEA Rafaela, (128). (En línea) Disponible en: http://www.aapresid.org.ar/wp-content/uploads/2015/01/Soja-Bt-vs-convencional-expuestos-a-organismos-plaga-y-depredadores_MASSONI_F-4.pdf

(Última visita: 20/11/2017).

**Massoni, F., Trossero, M. & Frana, J.E.** (2015).Cultivo de soja *Bt* (AW 6211 IPRO) y convencional (DM 5.9i) expuestos a poblaciones naturales de organismos plaga y benéficos. Publicación miscelánea. INTA-EEA Rafaela, (129).

**Milano, P., Berti Filho, E., Parra, J. R., & Cônsoli, F. L.** (2008). Influência da temperatura na freqüência de cópula de *Anticarsia gemmatalis* Hübner e *Spodoptera frugiperda* (JE Smith)(Lepidoptera: Noctuidae). *Neotropical Entomology*, *37*(5), 528-535.

**Molinari, A.** (2005). “Control Biológico”. Especies entomófagas en cultivos agrícolas. INTA. Centro Regional Santa Fe. Estación Exp. Agropecuaria Oliveros. 1ª. Ed. 80 p.

**Monsanto,** (2017). “La Experiencia del Rinde”. El rinde habla por sí mismo. Disponible en: http://www.intactarr2pro.com.ar/experienciadelrinde2017-ver-la-experiencia-del-rinde-el-rinde-habla-por-si-mismo-180.

**Moscardi, F.** (1983). Utilização de *Baculovirus anticarsia* no controle da lagarta-da-soja*, Anticarsia gemmatalis*. Londrina: EMBRAPA-CNPSo, 21p. (EMBRAPA CNPSo, Comunicado Técnico, 23).

**Moscardi, F., Bueno, A. F., Sosa-Gómez, D. R., Roggia, S., Hoffmann-Campo, C. B., Pomari, A. F., & Yano, S. A. C.** (2012). Artrópodes que atacam as folhas da soja. Soja. Manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, DF: Embrapa, 214-334.

**Navarro, F. R., Saini, E. D. & Leiva, P. D.** (2009). Clave pictórica de polillas de interés agrícola. INTA EEA Pergamino (Ed.).96 pp.

**Olivares, T. S., Torres, S. A. & Zúñiga, L. A.** (2005). Morfología de huevos de siete especies de nóctuidos de Chile (Lepidoptera: Noctuidae) y clave actualizada para su identificación. Rev. Biol. Trop. Vol. 53 (1-2): 153-163.

**Panizzi, A. R., Corrêa, B. S., Gazzoni, D. L., De Oliveira, E. B., Newman, G. G., & Turnipseed, S. G.** (1977). Insetos da soja no Brasil. *Embrapa Soja-Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento (INFOTECA-E)*.

**Parra, J. R. P., & Consoli, F. L. (2009).** Criação massal e controle de qualidade de parasitóides de ovos. *Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. Editora UFLA, Lavras, 429p*, 170-197.

**Pereyra, P.C.,** (1991). Estudio de la interacción herbívoro-planta como aporte al manejo integrado de los lepidópteros plagas de la soja. 172f. Tesis (Doctoral) – Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP.

**Pérez Salazar, O. E., & Pacheco Flores, S. A.** (2002). Determinación del ciclo biológico de *Sitotroga cerealella* olivier hospedero facticio de *Trichogramma pretiosum* Riley, en la cría comercial del Centro de Investigación y Reproducción de Controladores Biológicos de la UNAN-León (Doctoral dissertation, Universidad Nacional Agraria, UNA).

**Perotti, E., Russo, R., López, R., Zari, F., Pradolini, E., Sanmarti, N., ...& Gamundi, J.** (2014). Evaluación de estrategias de manejo de refugios asociados a cultivos de soja *Bt* sobre plagas blanco, no blanco y sus depredadores.INTA EEA OLIVEROS. (En línea). Disponible en:

http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-evaluacin-estrategias-manejo-refugios-asociados-.pdf(Última visita: 20/11/2017).

**Peterson, A.** (1964). Eggs types among moths of the Noctuidae (Lepidoptera).Florida ent. 47:71-91.

**Pilcher, C. D., & Rice, M. E.** (2001). Effect of planting dates and *Bacillus thuringiensis* corn on the population dynamics of European corn borer (Lepidoptera: Crambidae). *Journal of Economic Entomology*, *94*(3), 730-742.

**Pinto, J. D.** (2006).Familia Trichogrammatidae. Capítulo 82. En: Fernández, F. & Sharkey, M.. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 894 p.

**Praça, L. B., Moraes, S., & Monnerat, R. G.** (2006). *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) biologia, amostragem e métodos de controle. *Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia-Documentos (INFOTECA-E)*.

**Querino, R. B., & Zucchi, R. A.** (2011). Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil. *Embrapa Informação Tecnológica, Brasília*.

**Rebuffo, M., & Cabrera, K.** (2010). ENFERMEDADES Y PLAGAS EN PASTURAS. *INIA Serie Técnica; 183*.

**Regunaga, M., Fernández, S., & Opacak, G.** (2003). El impacto de los cultivos genéticamente modificados en la agricultura argentina. Programa de Agronegocios y Alimentos, Facultad de Agronomía, Universidad de Buenos Aires. Disponible en: http://producirconservando.org.ar/intercambio/docs/libro_biotec_mr.pdf(Última visita: 20/11/2017).

**Reid, J. C.** (1978). Larval development and consumption of soybean foliage by the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera, Noctuidae), in the laboratory.Disponible en: https://ia800306.us.archive.org/6/items/larvaldevelopmen00reid/larvaldevelopmen00reid.pdf. (Última visita: 20/11/2017).

**Rolim, A. A. S. G., Yano, S. A. C., Specht, A., Andrade, C. G. T. D. J., & Sosa-Gómez, D. R.** (2013). Morphological and molecular characterization of the eggs of some noctuid species associated with soybean in Brazil. *Annals of the Entomological Society of America*, *106*(5), 643-651.

**Saluso, A., Penco, R., Guelperin, P., De Los Santos, M., & Tomasini L.**(2015). Impacto de la Soja *Bt* sobre las comunidades de artrópodos benéficos.

XXIII Congreso de AAPRESID. Disponible en: http://2015.congresoaapresid.org.ar/wp-content/uploads/Adriana-Saluso.pdf(Última visita: 04/12/2017).

**Satorre, E.** (2005). Cambios tecnológicos en la agricultura argentina actual. *Ciencia Hoy*, *15*(87), 24-31.

**Savio, G. M., & Pinotti, E. B.** (2008). Controle biológico da lagarta-da-soja (*Anticarsia gemmatalis*) por Baculovirus anticarsia. *Exemplares desta publicação podem ser solicitados à: ASSOCIAÇÃO CULTURAL E EDUCACIONAL DE GARÇA/ACEG*, 95.

**Silva, GV** (2013). Efeito das plantas Bt de soja e milho sobre pragas não-alvo e seus inimigos naturais. Dissertação, Mestrado em Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

**Silva, G., Bortolotto, O., Biatto, R., Tonsic, D., Pomari, A., Yatei, A., & Bueno, A.** (2013). Biologia de *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1958)(Lepidoptera: Noctuidae) em Soja *Bt* e não-*Bt*. In *Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)*. In: JORNADA ACADÊMICA DA EMBRAPA SOJA, 8., 2013, Londrina. Resumos expandidos. Londrina: Embrapa Soja. p. 29-31.Embrapa Soja. Documentos, 339.

**Singh, G. (Ed.).** (2010). The soybean: botany, production and uses. CABI.Departament of Plant Breedingand Genetics, Punjab Agricultural University Ludhiana, India.Disponible en: http://203.64.245.61/images/book/NB3.pdf(Última visita: 04/12/2017).

**Soberón, M., & Bravo, A**. (2008). Las toxinas *Cry* de *Bacillus thuringiensis*: modo de acción y consecuencias de su aplicación. López-Munguía, A.,Una ventana al quehacer científico, Instituto de Biotecnología de la UNAM, *25*, 303-314.

**Sosa-Gómez, D. R.** (2004). Intraspecific variation and population structure of the Velvetbean Caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). *Genetics and Molecular Biology*, *27*(3), 378-384.

**Sujii, E. R., Tigano, M. S., & Gomes, D. S.** (2002). Simulação do impacto do fungo *Nomuraea rileyi* em populações da lagarta da soja, *Anticarsia gemmatalis*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, *37*(11), 1551-1558.

**Torretta J., Navarro F. & Medan D.** (2009). Visitantes florales nocturnos del girasol (*Helianthus annuus*, Asterales: Asteraceae) en la Argentina. Disponible en: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0373-56802009000200011. (Última visita: 20/11/2017).

**Trigo, E. J.** (2016). VEINTE AÑOS DE CULTIVOS GENÉTICAMENTE MODIFICADOS EN LA AGRICULTURA ARGENTINA. ArgenBio. Disponible en: https://argenbio.org/adc/uploads/20GM_2016/Informe_20GM_web.pdf (Última visita: 20/11/17).

**Trumper, E.V. & Edelstein, J.D. (eds).** (2008). Chinches fitófagas en soja. Revisión y avances en el estudio de su ecología y manejo, Ediciones INTA, Manfredi, 190 pp.

**Urretabizkaya, N., Vasicek, A. & Saini, E.** (2010). Insectos Perjudiciales de Importancia Agronómica. Capítulo I. Lepìdópteros. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) Sistema Nacional de Vigilancia y Monitoreo de Plagas, SENASA. UNLZ y UNLP. Buenos Aires.

**Valverde, L.** (2007). Abundancia y distribución de los huevos de las principales especies de lepidópteros noctuidos plagas en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. Bol. San. Veg. Plagas 33: 163-168.

**Valverde, L., & Virla, E. G.** (2007). Parasitismo natural de huevos de las principales especies de Noctuidae (Lepidoptera) plagas en el cultivo de soja en Tucumán, Argentina. Boletín de sanidad vegetal. Plagas, *33*(4), 469-476.

**Valverde, L., Loiacono, M., & Polaszek, A.** (2008). Primera cita de *Telenomus cyamophylax* (Himenóptera: Scelionidae) parasitoide de huevos de *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) en Argentina. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, 67(3-4), 143-145.

**Valverde, L., Colomo, M. V., Berta, C., Sueldo, M. R., & Dode, M.** (2010). Presencia de *Copidosoma floridanum* (Ashemead)(Hymenoptera: Encyrtidae) afectando poblaciones de Plusiinae en cultivos de soja en Tucumán, Argentina. *Boletín de sanidad vegetal, Plagas*, *36*, 113-118.

**Watson, J. R.** (1916). Life-History of the Velvet-Bean Caterpillar (*Anticarsia gemmatalis,* Hb.). *Journal of economic entomology*, *9*(6), 521-528.

**Wisch, L., Ruthes, E., de Oliveira, M. C. N., & Sosa-Gómez, D. R.** (2012). Distribuição vertical de ovos e lagartas de *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: noctuidae) na cultura da soja. In *Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SOJA, 6., 2012, Cuiabá. Soja: integração nacional e desenvolvimento sustentável: anais. Brasília, DF: Embrapa.

**Ybran, R.G. & Lacelli, G.A.** (2016).Informe estadístico del mercado de soja. Disponible: https://inta.gob.ar/documentos/informe-estadistico-del-mercado-de-la-soja. (Última visita: 20/11/17).

## ANEXOS

ANEXO I

## ASPECTOS BIOLÓGICOS DE LEPIDÓPTEROS PLAGA DE LA SOJA

### *a- Rachiplusia nu* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae)

= *Plusia nu* (Guenée); = *Plusia depauperata* (Blanchard);= *Plusia detrusa* (Walker); = *Plusia fumifera* (Walker); = *Plusia atrata* (Giacomelli) (Barbut, 2008).

**b- Nombre común:**Isoca medidora (del girasol y del lino (*Linum usitatissimum* Linn.) (Navarro *et al*., 2009)).

### c- Ubicación taxonómica

Reino: Animalia
Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Lepidoptera
Familia: Noctuidae
Subfamilia: Plusiinae
Tribu: Plusiini

Dentro del complejo de los insectos que afectan a la soja, *Rachiplusia nu* es una de las especies de mayor importancia (Pastrana citado por Barrionuevo, 2011; Pastrana *et al*. citado por Barrionuevo, 2011; Navarro *et al*., 2009) y la defoliadora más común de este cultivo en los agroecosistemas sojeros de la región pampeana (Aragon *et al*., 1997).

En la República Argentina fue registrada por primera vez en el año 1911 en la provincia de La Rioja por Eugenio Giacomelli, bajo el nombre de *Plusia atrata*, pero se trataba de *Plusia nu,* la misma especie descripta porGuenée en el año 1852 (Giacomelli, 1911; Barbut, 2008).

Esta especie que en primer lugar se ubicó dentro del género *Plusia* Ochsenheimer (Guenée, 1852; Blanchard, 1852), luego pasaría a integrar el género *Rachiplusia* creado por Hampson en 1913 (Barbut, 2008).

*Rachiplusia nu* se destaca como la especie más importante del género *Rachiplusia* (Hampson, 1913; da Luz *et al*., 2015), dentro del cual están incluidas *R. ou* (Guenée), *R. virgula* (Blanchard) y *R. grisea* (Barbut) (Barbut, 2008; da Luz *et al.,* 2015).

### d- Distribución

Este lepidóptero tiene ocurrencia en varios países de América del Sur, de esta manera, es mencionada por Barrionuevo (2011) en Bolivia, Chile, Brasil y

Argentina, da Luz *et al.* (2015) la cita como la mayor defoliadora del sur de Brasil, Uruguay, Argentina y Paraguay. Otros autores le dan una distribución más amplia, dando registros de esta especie en Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Paraguay, Perú y Uruguay (Artigas, 1972; Angulo & Weigert, 1974; Barbut, 2008; Claudino, 2014;). Navarro *et al*. (2009) también la ubican un poco más al norte del continente Americano, por la zona del Caribe, e incluso Aragon *et al*. (1997) la nombra como la principal "medidora" que ataca la soja en el sudeste de E.E.U.U.

### e- Hospederos

Es una especie extremadamente polífaga (Griot, 1944; Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; da Luz *et al*., 2015). Se la relaciona con al menos 58 plantas hospederas pertenecientes a 18 familias botánicas (Amarantaceae, Apiaceae, Asparagaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Linaceae, Malvaceae, Poaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Solanaceae, Urticaceae, Verbenaceae, Zingiberaceae), destacándose Asteraceae y Fabaceae (Tabla 10) (Navarro *et al.,* 2009; da Luz *et al*., 2015).

Entre sus principales hospederos pueden citarse cultivos como soja, girasol (defoliadora temprana), alfalfa, lino (importante defoliadora de este cultivo antes de la aparición de la soja en la región pampeana), algunas ornamentales, hortícolas (arveja, espinaca, papa, poroto, tomate, zapallo, zanahoria, hinojo y el complejo *Brasssica spp*.), forrajeras como tréboles (rojo, blanco y de olor), y malezas como quínoa *Chenopodium album*, rama negra *Conyza bonariensis*, viznaga *Ammi visnaga* (L.) Lam., cardos: *Cardus acanthoides* L. y *Cynara cardunculus* L. (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010). También mencionada para trigo y maíz (Rizzo (1971) citado por Navarro *et al.,* 2009).

**Tabla 10.** Plantas hospederas de *Rachiplusia nu*: familia, nombre científico y nombre vulgar de la especie, y referencia bibliográfica.

| Familia | Nombre científico | Nombre común | Referencia biliográfica* |
|---|---|---|---|
| **Amarantaceae** | 1. *Amaranthus caudatus* Linn. | Amaranthus | 4 |
| | 2. *Amaranthus retroflexus* Linn. | Bledo | 6 |
| | 3. *Spinacia oleracea* Linn. | Espinaca | 1, 3, 7, 8 |
| **Apiaceae** | 4. *Ammi visnaga* (Linn.) Lam. | Viznaga | 4, 7 |
| | 5. *Daucus carota* L. | Zanahoria | 7 |
| | 6. *Foeniculum vulgare* (Mill.) | Hinojo | 1, 4, 7 |

| | | | |
|---|---|---|---|
| | 7. *Petroselinum crispum* (Mill.) A.W. Hill. | Perejil | 4 |
| | 8. *Pimpinella anisum Linn.* | Anís | 2, 4 |
| **Asparagaceae** | 9. *Asparagus officinalis* Linn. | Espárrago | 6 |
| **Asteraceae** | 10. *Carduus acanthoides* Linn. | Cardo chileno | 4, 7 |
| | 11. *Carduus nutans* Linn. | Cardo almíscarado | 4 |
| | 12. *Carthamus sp.* | Cártamo | 4 |
| | 13. *Conyza bonariensis* [Linn.] (Cronquist) | Rama negra | 4, 7 |
| | 14. *Cosmos bipinnatus* Cav. | Cosmos/Girasol púrpura | 4 |
| | 15. *Cynara cardunculus* Linn. | Cardo de Castilla | 4, 7 |
| | 16. *Cynara scolymus* Linn. | Alcaucil/Alcachofa | 6 |
| | 17. *Erigeron sp.* | Vitadinia | 6 |
| | 18. *Flaveria bidentis* (Linn.) Kuntze | Flaveria | 4 |
| | 19. *Helianthus annuus* Linn. | Girasol | 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8 |
| | 20. *Tagetes sp.* | Cinchilla | 6 |
| **Brassicaceae** | 21. *Brassica rapa* Linn. | Nabo | 6 |
| | 22. *Brassica oleracea* Linn. var. capitata | Repollo | 1, 4, 6, 7 |
| | 23. *Brassica oleracea* Linn. var. botrytis | Coliflor | 4, 6, 7 |
| | 24. *Brassica napus* Linn. var. oleifera | Colza/Canola | 4, 6, 7 |
| | 25. *Raphanus sativus* Linn. | Rábano | 1, 4, 6 |
| **Chenopodiaceae** | 26. *Beta vulgaris* Linn. | Remolacha | 1, 4 |
| | 27. *Beta vulgaris* Linn. var cicla | Acelga | 1 |
| | 28. *Chenopodium album* L. | Quínoa | 7 |
| **Cucurbitaceae** | 29. *Cucumis sativus* Linn. | Pepino | 2, 6 |
| | 30. *Cucumis pepo* Linn. | Zucchini | 1, 3, 4, 6, 7, 8 |
| **Fabaceae** | 31. *Arachis hypogaea* Linn. | Maní | 4 |
| | 32. *Cicer arietinum* Linn. | Garbanzo | 6 |
| | 33. *Glycine max* (Linn.) Merr. | Soja | 1, 2, 3, 4, 7, 8 |
| | 34. *Melilotus albus* Medik. | Trébol de olor blanco | 4, 7 |
| | 35. *Melilotus indicus* (Linn.) All. | Trébol de olor | 2, 3, 7 |
| | 36. *Melilotus officinalis* (Linn.) Pall. | Trébol de olor amarillo | 2, 3, 7 |
| | 37. *Medicago sativa* Linn. | Alfalfa | 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8 |
| | 38. *Pisum sativum* Linn. | Arveja | 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8 |

| | | | |
|---|---|---|---|
| | 39. *Phaseolus vulgaris* Linn. | Frijoles/Judías/Porotos | 1, 3, 4, 6, 7, 8 |
| | 40. *Trifolium incarnatum* Linn. | Trébol encarnado | 1, 2, 3, 4 |
| | 41. *Trifolium pratense* Linn. | Trébol rojo | 3, 7, 8 |
| | 42. *Trifolium repens* Linn. | Trébol blanco | 3, 7, 8 |
| **Lamiaceae** | 43. *Melissa officinalis* Linn. | Melisa | 4 |
| | 44. *Mentha arvensis* Linn. var. piperascens | Menta | 4 |
| | 45. *Ocimum basilicum* Linn. | Albahaca | 4 |
| **Linaceae** | 46. *Linum usitatissimum* Linn. | Lino | 1, 2, 3, 4, 6, 7 |
| **Malvaceae** | 47. *Gossypium herbaceum* Linn. | Algodón | 4 |
| **Poaceae** | 48. *Triticum aestivium* Linn. | Trigo | 4, 7 |
| | 49. *Zea mays* Linn. | Maíz | 4, 7 |
| **Rosaceae** | 50. *Malus domestica* Bork. | Manzano | 5 |
| **Rubiaceae** | 51. *Coffea arabica* Linn. | Café | 1 |
| **Solanaceae** | 52. *Nicotiana glauca* Graham | Palán palán | 1, 4 |
| | 53. *Nicotiana tabacum* Linn. | Tabaco | 6 |
| | 54. *Solanum tuberosum* Linn. | Papa | 1, 2, 3, 4, 6, 7, 8 |
| | 55. *Solanum lycopersicum* Linn. | Tomate | 2, 3, 4, 6, 7, 8 |
| **Urticaceae** | 56. *Boehmeria nivea* (Linn.) Gaudich | Ramio | 4 |
| **Verbenaceae** | 57. *Lantana sp.* | Lantana | 4 |
| **Zingiberaceae** | 58. *Curcuma sp.* | Curcuma | 4 |

- 1 - Silva *et al.* (1968) citado por da Luz *et al* (2015); 2 - Biezanko *et al.* (1974) citado por da Luz (2015); 3 - Bentancourt & Scatoni (1995) citado por da Luz *et al* (2015); 4 - Pastrana, (2004) citado por da Luz *et al* (2015); 5 - Fonseca (2006) citado por da Luz *et al* (2015); 6 - Angulo *et al.* (2008) citado por da Luz *et al* (2015); 7- Navarro *et al.* (2009); 8- Urretabizkaya *et al*. (2010).

Pereyra (1991) evaluó experimentalmente el desempeño de larvas alimentadas con tres tipos distintos de plantas huéspedes: soja, melilotus y girasol. Por su condición de especie polífaga, las tres especies vegetales resultaron igualmente apropiadas para el crecimiento y desarrollo de *R. nu*. La disponibilidad de cultivos en el territorio argentino (girasol, soja, alfalfa, arveja, poroto, papa, tréboles (rojo, blanco y de olor), algodón, tabaco) y de otras especies nativas presentes en el ambiente, relacionadas con la elevada capacidad de adaptación de *R. nu*, favorecen su reproducción en una gran diversidad de huéspedes, potenciando la presencia de la especie en diversos agroecosistemas del país.

### f- Ciclo de vida

*Rachiplusia nu*, al igual que todos los lepidópteros, es un Holometábolo de metamorfosis completa y por lo tanto su ciclo de vida consiste en cuatro etapas: huevo, larva, pupa y adulto (Figura 16) (Urretabizkaya *et al.,* 2010). La duración del ciclo desde huevo hasta adulto es de aproximadamente 39 días en condiciones de laboratorio (Barrionuevo *et. al*., 2012). Presenta cinco generaciones anuales según Aragón *et al.* (1997), Urretabizkaya *et al.* (2010) mencionan cuatro generaciones por año, pasando el invierno al estado de pupa, y en algunas ocasiones puede no presentar diapausa y permanecer durante todo el año con una generación invernal más larga, a causa de las bajas temperaturas. Según Navarro *et al.* (2009), *R. nu* tiene un ciclo de entre 36-38 días para el norte de Buenos Aires, sur de Santa Fe y sudeste de Córdoba, dos a tres generaciones por año y más a latitudes menores. Los ataques provocados por esta especie comienzan lentamente en la primavera afectando los cultivos de alfalfa, luego se la encuentra en el cultivo de girasol y más tarde en soja (Igarzábal *et al., 2014*), siendo la segunda generación, la más peligrosa, ocurriendo desde mediados de diciembre a mediados de enero (Igarzábal *et al., 2014*). Aragón (2002) indica que los picos poblacionales de esta especie ocurren desde fines de diciembre y principios de enero hasta mediados de febrero inclusive.

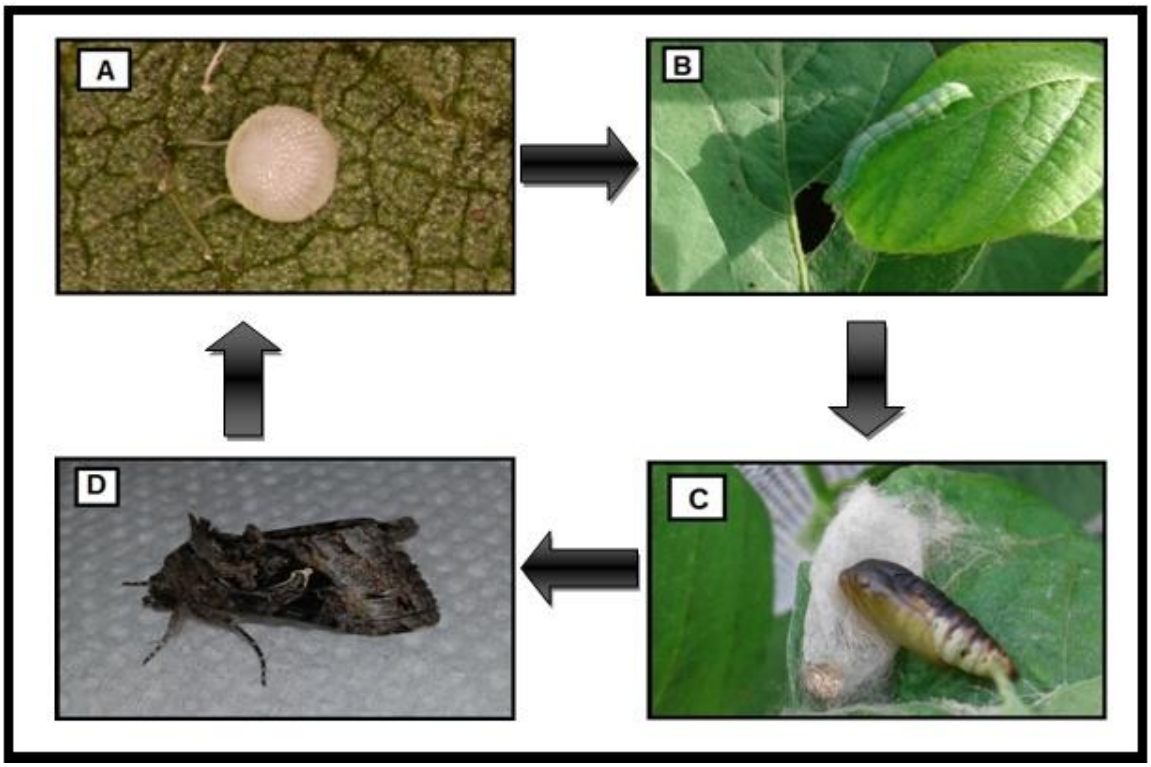


**Figura 16.** Ciclo biológico de *R. nu*. (A) Huevo; (B) Larva; (C) Pupa; (D) Adulto (Fotos: Biondini).

### f.1- Huevos

Los huevos de *R. nu* son de forma esférica, con una base plana y lisa. De aproximadamente 0,5 mm de diámetro y 0,34 mm de alto (Angulo & Weigert, 1975; Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011; da Luz *et al*., 2015); el corion es delgado y transparente (Figura 16a), presenta aproximadamente 39 costas radiales (Angulo *et al*., 2008), entre 32 y 38 (Barrionuevo, 2011), de 25 a 46 (da Luz *et al*., 2015). Pero solo 19 aproximadamente se extienden desde la base hasta el área micropilar (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011). Además, se pueden observar que las costas radiales están conectadas entre si por estrías transversales finas, irregulares y débilmente marcadas (Barrionuevo, 2011). El área micropilar, presente en el polo superior del huevo, esta compuesta por la micrópila (abertura de comunicación a través del cual ingresan los espermatozoos para la fecundación), y rodeando a la misma, se disponen en primer lugar las celdas primarias que conforman la roseta primaria y luego las celdas secundarias que conforman la roseta secundaria, ambas series de celdas dispuestas en un mismo plano (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011). La roseta primaria presenta entre siete y ocho celdas fusionadas de manera circular (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011), carácter primitivo que comparte con otros integrantes de la subfamilia Plusiinae (Olivares *et al*., 2005). Las celdas secundarias están dispuestas en dos ciclos, y su número varía entre 21 y 22 (Angulo *et al*., 2008), 24 a 26 (Barrionuevo, 2011). El primer ciclo completo, cerrado y semejante en forma a la roseta micropilar, aunque con celdas de mayor tamaño; el segundo ciclo a veces incompleto y poco visible en algunos huevos, con celdas de forma irregular y el margen extremo distal redondeado, puntiagudo o truncado (Barrionuevo, 2011). En total el área micropilar estaría formada por 29 celdas en forma petaloide (Angulo *et al*., 2008; da Luz *et al*., 2015), distinto a loobservado por Rolim *et al.* (2013), con la presencia de 19 celdas. Dentro de los pétalos de la roseta de *R. nu*se observa la presencia de hilos radiaes cortos en alto relieve (Cônsoli *et al*., 1999; Rolim *et al*., 2013).

De coloración blanco-amarillento brillantes cuando la polilla recién los coloca, tornándose pálido amarillento a grisáceo a medida que avanza el estado embrionario (Angulo *et al*., 2008; Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; Barrionuevo, 2011; Igarzábal *et al., 2014;* da Luz *et al*., 2015). Al finalizar la incubación se observan dos puntos oscuros que corresponden a la cabeza y al escudo protorácico de la larva (Barrionuevo, 2011; Igarzábal *et al., 2014*).

Los huevos generalmente son colocados por las hembras adultas en forma aislada en el envés de las hojas (Figura 17) (Angulo & Weigert, 1974; Aragon *et al*., 1997; Navarro *et al.,* 2009), aunque se los puede encontrar en ambas caras (Urretabizkaya *et al.,* 2010; Igarzábal *et al., 2014*) e incluso en el tallo cuando las

poblaciones son muy altas (Igarzábal *et al., 2014*). Rolim *et al* (2013) menciona que esta especie también puede oviponer en pequeños grupos de 2 a 6 huevos.

**Figura 17.** Huevos de *R. nu* en el borde del envés de las hojas de soja. Foto: Biondini.

El número promedio de huevos/hembra es de 1288 colocados en forma aislada o individual (Gamundi & Buhmann (1983) citado por Igarzábal *et al.*, 2014). Según Barrionuevo *et al.* (2012) la capacidad promedio de ovoposición es de 433,7 huevos/hembra. Navarro *et al.* (2009) refieren oviposiciones entre 300 y 500 huevos/hembra, logrados en un período de entre 4 y 8 días. Urretabizkaya *et al*. (2010) mencionan oviposturas entre 70 y 1600 huevos/hembra en un período de 20 días; Aragón *et al*. (1997) citan que cada hembra puede colocar entre 600 y 1300 huevos en los meses de mayor ataque (Noviembre, Diciembre y Enero).

Luego de un período embrionario de tres días para Urretabizkaya *et al.* (2010), de cuatro días promedio (oscilando entre dos y ocho días) para Navarro *et al.* (2009) y de 5 a 7 días para Aragon *et al*. (1997), eclosionan las larvas siendo su primer alimento el corion del huevo (Figura 18).

**Figura 18.** Larva neonata de *R. nu*alimentándose del corion del huevo. Foto: Ocampo.

### f.2- Larvas

Las larvas son polípodas típicamente eruciformes con cuerpo cilíndrico (Figura 16b), tres pares de patas torácicas o verdaderas, y solo 3 pares de patas falsas (espuripedios) insertas en los segmentos V, VI y X del abdomen, lo que le confiere la peculiar forma de trasladarse, arqueando el cuerpo al ceñir la patas torácicas con las abdominales y le ha valido el nombre de "isoca medidora", particularidad que comparte con los "geométridos" (isocas medidoras verdaderas con 2 pares de patas falsas) (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; Igarzábal *et al., 2014*). Esta característica se observa a partir del segundo estadio larval (Igarzábal *et al., 2014*). Pasan por cinco o seis estadios según la alimentación que dispongan (Aragón, 2002; Margheritis & Rizzo (1965) citado por Igarzábal *et al., 2014*), en un período de 20 a 25 días (Aragon *et al*., 1997). Son cinco los estadios larvales los cuales transcurren en un período de entre 18 a 21 días según Urretabizkaya *et al.* (2010). Navarro *et al.* (2009), mencionan que el período larval transcurre entre 16 y 20 días, luego de cumplir cinco a seis estadios. Claudino (2014), citando a Vogt *et al*. (2005), refieren que esta especie transcurre por cinco instares entre 18 a 21 días. En tanto que Fichetti *et al*. (2010) citado por Igarzábal *et al.* (2014) mencionan valores de 14 a 18 días.

El primer estadio larval tiene un tamaño entre 1,7 y 2,9 mm de largo, la cabeza tiene una coloración oscura y el cuerpo es verde, mostrando en ambos casos setas de color negro. Estas larvas poseen detrás de la cabeza el escudo

protorácico en forma de “montura” de color marrón, siendo este un parámetro para poder diferenciar a la oruga medidora de la falsa medidora, *Chrysodeixis* (=*Pseudoplusia*) *includens* (Walker). Dicho carácter se pierde a partir del segundo estadio (Ficchetti *et al.*, 2010 citado por Igarzábal *et al.,* 2014; Barrionuevo, 2010; Barrionuevo, 2011). Algunas larvas son de color verde claro, y otras verde oscuro, en el dorso y a los lados del cuerpo presenta finas franjas longitudinales blancas (Aragon *et al*., 1997; Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et. al.,* 2010), aunque las tonalidades pueden ser distintas dependiendo de la etapa fenológica de la planta y la temperatura ambiente. Las formas oscuras son más frecuentes en ambientes de altas temperaturas continuas (sin amplitud térmica) (Ficchetti *et al.*, 2010 citado por Igarzábal *et al.,* 2014). La coloración de la cabeza y de las patas también es variable. Algunos individuos presentan cabeza verdosa (Navarro *et al.,* 2009), marrón claro en orugas grandes y también en estadios intermedios se presentan orugas con cabeza negra (Aragon *et al*., 1997). La coloración de las patas puede variar desde verdosas a negras (Navarro *et al.,* 2009). Aunque también, en condiciones constantes de altas temperaturas, muchos individuos poseen cabezas y patas negras e incluso se oscurecen algunas líneas del tegumento (Ficchetti *et al.* (2010) citados por Igarzábal *et al.,* 2014). Finalmente, en el último estadio, las larvas presentan una longitud de 24 a 30 mm (Barrionuevo, 2010; Barrionuevo, 2011). Urretabizkaya *et al.* (2010) refieren que esta especie en su máximo desarrollo larval mide de 30 a 40 mm. En tanto que Navarro *et al*. (2009), mencionan que el último estadio larval puede llegar a medir 35 mm de longitud. En este instar se puede observar que el ancho del cuerpo es mayor hacia la zona caudal afinándose hacia la zona craneal (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al.,* 2010; Barrionuevo, 2011). Además en este estadio se puede ver que la cabeza tiene forma redondeada y proporcionalmente es más pequeña que el primer segmento del tórax (Barrionuevo, 2011; Igarzábal *et al.,* 2014), siendo estos otros caracteres que la diferencian de *C. includens,* la cual en su último estadio larval posee una cabeza proporcional al primer segmento del tórax (a veces se pueden encontrar en la cabeza puntuaciones negras, ausentes en *R. nu*), y abdomen y tórax ligeramente uniforme en ancho (Barrionuevo, 2011; Igarzábal *et al.,* 2014).

Otra característica que diferencia a las larvas del último estadio de *R. nu* de las larvas de *C. includens*, observables en laboratorio con ayuda de un microscopio binocularestereoscópico de 40X de aumento, es la presencia de pilosidad (micro-espinas) sobre el tegumento, que poseen las medidoras en la región dorsal. En cambio, en la falsa medidora, esta pilosidad es menos evidente y se ubica en la región ventral (Barrionuevo, 2010; Igarzábal *et al.,* 2014). Además, las larvas de *R. un* carecen de pseudopatas vestigiales en los segmentos III y IV del abdomen, la cuales están presentes en las larvas de *C. includens* (Barrionuevo, 2011;

Igarzábal *et al.,* 2014). Otro carácter taxonómico no utilizable a campo es la presencia de una protuberancia en la cara interna de la mandíbula de las larvas *C. includens,* a la altura de los dientes dos y tres. Esta característica no es observada en larvas de *R. nu* (Urretabizkaya *et al.*, 2010; Saluso (2012) citado por Igarzábal *et al., 2014*).

Un comportamiento bastante particular y distintivo de *R. nu* es su forma de erguirse apoyándose en sus tres falsas patas, se cree que este tiene dos objetivos distintos: el primero sería de inmovilidad para confundir a sus predadores y el segundo de movimiento pendular, utilizado para trasladarse a otra hoja o rama de la planta (Figura 19) (Angulo & Weigert, 1974).

**Figura 19.** Larva de R. nu erguida sobre sus patas falsas. Foto: Biondini.

### f.3- Pupas

Completado el desarrollo larval, se visualiza una pérdida de intensidad en la coloración de las larvas y un acortamiento longitudinal del cuerpo, esto ocurre dos o tres días antes de que comience a tejer el capullo sedoso con el cual une uno o varios folíolos en el caso de soja y protegen a la futura crisálida (Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010; Ficchetti *et al.* (2010) citado por Igarzábal *et al.,* 2014). Es una pupa obtecta, con el tegumento liso, alargada y cilíndrica (da Luz *et al*., 2015). De coloración castaño oscuro a negruzca en la zona dorsal y castaña clara a rojiza en la ventral, oscureciéndose gradualmente en los días próximos a la emergencia del adulto (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011; da Luz *et al*., 2015) (Figura 16c). Con respecto al tamaño Barrionuevo (2011) encontró diferencias entre sexos con ejemplares capturados en Argentina, de esta manera registró pupas de machos (longitud 15,00-16,20 mm, ancho 3,20-

3,90 mm.) mayores que las hembras (longitud 12,00-13,30 mm, ancho 2,90-3,17mm). Distinto fue lo observado por da Luz *et al*. (2015) con ejemplares capturados en Brasil, donde no encontró diferencias en cuanto al tamaño ni al peso entre ambos sexos, obteniendo una longitud media de 16,0 ± 1,10 mm, un ancho medio 5,08 ± 0, 45 mm y el peso 0,214 ± 0,059 g. El cremáster posee una proyección rugosa, presenta dos ganchos mayores y dos pares más pequeños dispuestos en cada lado (da Luz *et al*., 2015), pero además Angulo *et al*. (2008) señala que también hay dos posteriores. Sin embargo, los machos y las hembras tienen sus propias características en lo que se refiere a las aberturas genitales, las cuales pueden visualizarse en los segmentos octavo, noveno y décimo de la zona apical de la pupa, cuando se visualiza ventralmente (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011). Según Barrionuevo (2011) el orificio genital del macho se ubica en el octavo segmento del abdomen, mientras que en la hembra se ubica en el séptimo segmento. Angulo *et al*. (2008) sostienen que el orificio genital del macho se encuentra en el borde posterior medial del octavo segmento abdominal, mientras que en la hembra se ubica luego de una escotadura medial en el borde anterior del octavo segmento, y luego en el noveno sergmento se encuentra la abertura del ovipositor. Estas estructuras en línea le confieren un aspecto de estrangulamiento al octavo segrmento abdominal de la hembra (Angulo *et al*., 2008). El orificio anal se ubica en ambos sexos en el décimo segmento abdominal (Angulo *et al*., 2008; Barrionuevo, 2011).*Rachiplusia nu* sobrevive el invierno en el estadio de pupa, y tanto el fotoperiodo como la temperatura parecen ser las señales dominantes para inducir la diapausa, aunque en algunas ocasiones puede no presentar diapausa y permanecer durante todo el año con una generación invernal más larga, a causa de las bajas temperaturas (Navarro *et al*., 2009; Urretavizkaya *et al*., 2010). El período pupal transcurre en 7 días según Urretabizcaya *et al.* (2010), entre siete y 10 días para Aragón *et al* (1997). Moscardi *et al.* (2012) citados por Igarzábal *et al.* (2014) registran que la duración de esta etapa es de aproximadamente 12,7 días, y Navarro *et al.* (2009) mencionan que esta fase es de 10 días durante el verano, y puede prolongarse hasta 20 días en otoño. Esto nos indica que la duración de este estadio varía en las distintas generaciones anuales, y está directamente relacionado a la época del año en que estas larvas empupan. Si las larvas empupan durante los meses de verano, el desarrollo de lasmismas continúa hacia la emergencia de adultos. Sin embargo, si las larvas se convierten en pupas en el otoño, como los días se acortan y las temperaturas disminuyen, entrarían en diapausa. Finalmente, concluido este período, emergen los adultos (Aragón *et al*., 1997; Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Moscardi *et al*., 2012).

### f.4- Adultos

Los adultos presentan una expansión alar de 30 a 35 mm de ancho y 13 a 18 mm de largo del cuerpo. En reposo las alas se disponen en forma de techo de dos aguas y en el dorso del tórax muestra un predominante mechón de escamas erizadas. Las alas anteriores presentan un color gris con reflejos dorados y en el centro hay una mancha plateada en forma de letra griega gamma (γ) (Figura 16d). El segundo par es de color predominantemente anaranjada con los márgenes posteriores oscuros (Navarro *et al*., 2009). Esta especie muestra un dimorfismo sexual (Barbut, 2008; Navarro *et al*., 2009; Ficchetti *et al.* (2010) citado por Igarzábal *et al.,* 2014), los machos tienen colores más brillantes presentando en las alas anteriores una banda más ancha, ceniciento grisácea, paralela al margen externo y en las alas posteriores un borde marginal más angosto que las hembras (Navarro *et al*., 2009). Poseen antenas ciliadas marrones, cabeza con palpo labial alargado, excediendo notablemente la base antenal, cubierto con escamas marrón oscuras mezcladas con blanco (Barbut, 2008; Moscardi *et al*., 2012). El tórax presenta un collar marrón oscuro en la parte distal, metatórax marrón, cresta torácica ocre y marrón claro debajo del tórax. Poseen patas (coxa, fémur, tibia y tarso) marrones y tarsos ligeramente anillados (Barbut, 2008).En el abdomen, los terguitos y esternitos están cubiertos de escamas de color marrón ocre (Barbut, 2008).

Las polillas de hábitos nocturnos, permanecen activas durante el período de oscuridad, en el cual se reproducen y oviponen. Durante el día usualmente se ocultan en la vegetación, pero a veces se las puede observar alimentándose del néctar y mielatos de una gran diversidad de hospederos, como plantas ornamentales, malezas y es citada por Torretta *et al.* (2009) como un visitante nocturno de las flores del girasol. Cuando se alimentan, extienden su espiritrompa por presión de la hemolinfa, succionan los líquidos azucarados a través de la bomba faríngea y finalmente son impulsados hacia el interior por contracción (Urretavizkaya *et al*., 2010).

### g- Enemigos Naturales

*Rachiplusia nu* tiene una gran cantidad y diversidad de enemigos naturales, los cuales contribuyen a la regulación de sus poblaciones. Dentro de estos organismos benéficos se encuentra parasitoides (de huevos, larvas y pupas), predadores y entomopatógenos (Arretz *et al*., 1994; Aragón *et al*., 2002; Navarro *et al*., 2009; Iannone, 2015).

Como principales parasitoides oófagos podemos mencionar a los microhimenópteros calcidoideos *Encarsia porteri* Mercet (Aphelinidae) y *Trichogramma minutum* Riley (Trichogrammatidae) (Arretz *et al*., 1994; Molinari

2005; Valverde, 2007; Valverde & Virla, 2007; Valverde *et al*., 2008; Loiácono *et al*., 2008; Margaría *et al*., 2009, 2014; Margaría, 2008). Arretz *et al.* (1994) reportan que en los años 1990-91 y 1991-92, en la Región Metropolitana de Chile, se obtuvieron promedios de 15,07 % y 20,46 % de parasitoidismo por *E. porteri* y 6,75 % y 15,21 % por *T. minutum*, respectivamente. Mayores son los valores obtenidos por Valverde & Virla (2007) en la Localidad de El Bracho, Tucumán, Argentina. Donde el parasitoidismo de huevos de *R. nu* por *E. porteri* llega al 52 % y el parasitoidismo por parte del complejo de especies de *Trichogramma* alcanza el 48 %.

Las isocas medidoras son muy susceptibles de ser afectadas por agentes naturales de control biológico (Aragón *et al*., 2002; Colomo *et al*., 2009; Navarro *et al*., 2009; Valverde *et al*., 2010; Iannone, 2015). Los parasitoides y predatores provocan una importante mortalidad de las larvas, principalmente en los primeros estadios. Dentro del complejo de los parasitoides podemos nombrar a *Copidosoma florindanum* (Ashmead) (microhimenóptero Calcidoideo poliembriónico) como el más importante de todos, registrándose en la EEA Pergamino casos frecuentes de parasitoidismo de esta plaga crecanos al 100%, pero además, *Casinaria plusiae* (Balnchard), *Campoletis grioti* (Balnchard), *Cotesiaspp*. (syn.=*Apanteles*) (microhimenópteros que colocan sus huevos sobre la isoca, luego la larva penetra al huésped, se desarrolla y sale del mismo para empupar exteriormente) con eficiencia variable de 5-10% para el sudeste de Córdoba y hasta el 50% en Oliveros (Santa Fe), *Rhogas* sp., *Chelonus* spp., *Brachymeria* spp., y *Euplectrus* sp. (Eulophidae); y dípteros Tachínidos *Voria ayerzai* Bréthes, *Voria ruralis* (Fallen), *Incamya chilensis* Aldrich y *Lespesia rufomaculata* (Balnchard) (Arretz *et al*., 1994; Aragón *et al*., 2002; Navarro *et al*., 2009).

Avalos *et al* (2004) encontraron en Córdoba que *Rachiplusia nu* tuvo 11 especies de himenópteros parasitoides, dos pertenecientes a Braconidae (*Cotesia sp*. y *Aleioides sp*.), dos a Ichneumonidae (*Campoletis griotti* y *Hyposoter sp*.), Encyrtidae (*Copidosoma sp.),* Chalcididae (*Brachymeria sp.*) y cinco dípteros Tachinidae (*Incamyia chilensis*, *Lespesia spp*., *Patelloa sp.*, *Voria ruralis* y *Winthemia sp.)*, todos endoparasitoides primarios, koinobiontes excepto *Brachymeria sp.* (Chalcididae) categorizado como idiobionte.

Como los predadores más frecuentes de huevos y larvas pequeñas podemos mencionar al coleóptero *Eriopis connexa* (Germ.) y el Neuróptero *Chrysopa lannata lannata* (Blanks). Dentro de las arañas se destacan lo Tomisidos. Además *R. nu* es atacada por un complejo de patógenos los cuales están asociados a períodos lluviosos, como los hongos *Entomopthora gammae*, *Nomuraea rileyi;* y menos frecuentes *Aspergillus flavus* y *Entomophaga* sp. Los

virus poliédricos también tienen un rol importante en el control de esta plaga y finalmente un protozoario, *Nosonema* sp. (Aragón *et al*., 2002; Navarro *et al*., 2009).

### h- Daños al cultivo de soja

*Rachiplusia nu* es unatípica defoliadora, las larvas de los primeros estadios suelen roer las hojas, y las de los estados avanzados consumen el parénquima de las de las mismas respetando las nervaduras principales (Aragon *et al*., 1997; Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Igarzábal *et al.,* 2014), esto provoca que la hojas dañadas tome un aspecto de red, el cual se diferencia del daño ocasionado por *Anticarsia gemmatalis* o *Spodoptera spp*., las cuales lo hacen de manera más desprolija y sin tener en cuenta las nervaduras (Aragón, 2002). Las orugas del último estadio son las que provocan la mayor parte del daño, ya que consumen entre el 80 y el 85% del total ingerido en todo su desarrollo (Aragon *et al*., 1997). Pereyra (1991) observó que las orugas consumen durante el estadio vegetativo de la soja casi 10 veces más área foliar que durante el estadio reproductivo de la planta, aunque el peso consumido fue prácticamente igual en los dos momentos. Las larvas de *Rachiplusia nu* cuando son alimentadas con hojas de soja del mes de diciembre (en estado vegetativo) responden con un crecimiento más rápido, menor duración del período larval y mayor peso pupal que cuando se utiliza soja del mes de febrero (en estado reproductivo), aunque este efecto de la calidad del alimento no se manifiesta directamente en la fecundidad (número total de huevos/hembra), pero si en la tasa de oviposición (número de huevos/hembra/día). El consumo foliar de esta especie en el cultivo de soja es de 1074 mg/oruga (Pereyra, 1991). Por otro lado, Gamundi & Buhmann (1983) citado por Igarzábal *et al.* (2014) mencionan un consumo larval de 325,4 mg y 876 mg en el quinto y sexto estadio respectivamente. Aragón *et al.* (2002) refieren un consumo de 100 y 110 $cm^2$ de hojas de soja durante su período larval. Navarro *et al.* (2009) y Barrionuevo *et al.* (2012) destacan un consumo foliar 100 $cm^2$ de hoja de soja.Generalmente estas larvas se ubican en el tercio medio de la canopia de las plantas de soja. Esto fue determinado por Cacciavillani (2010) citado por Igarzábal *et al.* (2014), mediante la utilización de un paño vertical segmentado, midió la distribución porcentual de orugas medidoras en la canopia de soja desde la mañana hasta las primeras horas de la noche. A pesar de ser considerada defoliadora, Igarzábal *et al*. (2014), menciona que en ocasiones esta plaga también puede dañar cotiledones, brotes nuevos y vainas en estado reproductivo, cuando las poblaciones son muy altas. Cabe destacar que los ataques de larvas de *R. nu,* como así también el de varias especies de Lepidópteros plaga,pueden

predecirse hasta dos semanas antes mediante la captura de adultos en trampas de luz. Para la zona Pampeana Núcleo, el INTA Pergamino hace 15 años que conduce un Sistema de Alerta de plagas y ofrece un servicio técnico coordinado por el Ing. Agr. Nicolás Iannone, donde se informa los datos de captura de adultos en trampas de luz (Iannone, 2016).

ANEXO II

## ASPECTOS BIOLÓGICOS DE LEPIDÓPTEROS PLAGA DE LA SOJA

### a- *Anticarsia gemmatallis* (Hübner) (Lepidoptera: Erebidae)

=*Hypernaria detrahens* (Walker); =*Plaxia spiloleuca* (Walker); =*Plaxia subducta* (Walker); =*Remigia subsignata* (Walker); =*Thermesia costalis* (Walker); =*Thermesia monstratura* (Walker); =*Hypernaria leucospila* (Walker); =*Thermesia infumata* (Felder & Rogenhofer); =*Thermesia gemina* (Maassen) (Gowdey, 1926).

**b- Nombre común:** Isoca de las leguminosas (Navarro *et al*., 2009); lagarta da soja (Panizzi, *et al*., 1977); velvetbean caterpillar (Barbara, 2000), gusano caballada o gusano de terciopelo (Carrillo, 2013).

### b- Ubicación taxonómica

Reino: Animalia
Filum: Arthropoda
Clase: Insecta
Orden: Lepidoptera
Familia: Erebidae (ex Noctuidae)
Subfamilia: Erebinae (ex Catocalinae)
Tribu: Panopodini

Los primeros estudios sobre el desarrollo biológico de *Anticarsia gemmatalis* fueron hechos por Watson (1916) en hojas de mucuna (*Stizolobium deeringianum* Bort.). Esta plaga durante mucho tiempo integró la familia Noctuidae, pero en el Congreso Brasilero de Entomología llevado a cabo en septiembre del 2014 en Goianaia, se presento la novedad del cambio de status taxonómico, y desde ese momento pasó a integrar la familia Erebidae. Dicho cambio se fundamenta en la división (cuadrífida) de una de las venas del ala anterior, diferente a los Noctuidae en general (trífida). Otro carácter que la diferencia de su anterior familia es la forma en que superponen las alas en reposo,en *Anticarsia* gemmatallis es parcial, mientras que en la familia Noctuidae es casi total (Igarzábal *et al*., 2014).

### d- Distribución

La oruga de las leguminosas, *Anticarsia gemmatalis*, es nativa de las áreas tropicales y subtropicales del hemisferio occidental, con una amplia distribución en el continente americano, desde 40° N en América del Norte hasta 39° S en

Argentina (Watson, 1916; Ford *et al*., 1975; Panizzi *et al*., 1977; Herzog & Todd, 1980; Barbara, 2000; Sosa-Gómez, 2004; Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Gómez López *et al*., 2015). Es una de las plagas más importantes de los agroecosistemas de soja del Nuevo Mundo (Sosa-Gómez, 2004), y es considerada por Urretabizkaya *et al*. (2010) como el principal defoliador de la soja en el hemisferio occidental. Se mencionan ataques de esta plaga en Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay, Perú, Brasil, Venezuela, Colombia, Surinam, Las Antillas, Jamaica, Puerto Rico, Mexico, Estados Unidos (Herzog & Todd, 1980; Gómez López *et al*., 2015), pero localmente es importante en América del norte y del sur (Navarro *et al*., 2009). Sin embargo, ladinámica poblacional y la bioecología de este insecto pueden variaren las diferentes regiones donde se encuentran, principalmentedebido a las diferencias observadas en la temperatura y la nutriciónde los insectos (Milano, 2008 citado por Moscardi *et al*., 2012).

En los Estados Unidos, *A. gemmatallis*, fue encontrada por primera vez en la Florida en 1903 (Hinds & Osterberger, 1931). Es un habitante permanente en América central, sur de Florida y México, y emigra cada año hacia el norte, en el sudeste de los Estados Unidos para colonizar las áreas de soja (Herzog & Todd, 1980; Buschman*et al*., 1981; Barbara, 2000). Lasinfestaciones comienzan en el mes de Marzo en el sur de la Florida, para luego continuar hacia el norte, donde anualmente es un problema de junio a septiembre en los estados de Florida, Georgia y Alabama (Herzog & Todd, 1980; Barbara 2000; Navarro *et al*., 2009). Estas infestaciones continúan extendiéndose hacia el norte, pero rara vez causan perjuicios económicos en los estados más al norte de Carolina del Sur, Georgia y aquellos que bordean el Golfo de Mexico. Sin embargo, se han encontrado adultos de esta especie en el mes de octubre en zonas tan al norte como el estado de Wisconsin y en Ontario, Canadá (Herzog & Todd, 1980). Esto ocurre porque las polillas de *A. gemmatalis*tienen una gran capacidad de vuelo, y utilizando los patrones de circulación del aire pueden cubrir grandes distancias, y a través del paso de algunas generaciones, pueden desplazarse algunos miles de kilómetros (Herzog & Todd, 1980; Buschman*et al*., 1981). En el año 1978, en Stoneville, Mississippi, se colectaron 17 adultos de *A. gemmatalis* en una trampa de luz ubicada a 28 m de altitud, pero no se recogió ninguna polilla en trampas de luz colocadas a nivel del suelo. Esto indica que los adultos estaban volando muy por encima del suelo, configurando un patrónmigratorio para la especie (Buschman*et al*., 1981).Las infestaciones de *A. gemmatalis* son menos frecuentes hacia el oeste de los Estados Unidos (Barbara, 2000). Debido a las bajas temperaturas, esta especie no logra sobrevivir todo el año al norte de 28° de latitud en los Estados Unidos, pues el insecto no entra en diapausa en estas condiciones (Herzog & Todd, 1980).

En América del sur, las infestaciones en cultivos de soja ocurren por migraciones de los adultos desde áreas tropicales en el norte hacia áreas templadas más al sur (Aragón, 2002), sin embrago en zonas más cálidas, como Paraguay o Brasil, se dice que arriban desde el norte. Es posible que exista una migración, pero el mayor componente de las infestaciones lo constituyen las pupas invernantes sobrevivientes que dan origen a las poblaciones locales (Igarzábal *et al*., 2014). Sosa-Gómez (2004), estudiaron las variaciones intraespecíficas de poblaciones de *A. gemmatalis*geográficamente distintas con el fin de determinar la distancia genética entreellas y para evaluar la variabilidad de dichas poblaciones, a través del uso de marcadores moleculares. Se obtuvieron muestras de individuos de sitios cercanos a Marianna y Quincy (Florida, EE. UU.);La Virginia (Tucumán, Argentina); Londrina (PR), Passo Fundo (Rio Grande do Sul, Brasil) y Planaltina(Goiás, Brasil). A pesar de la gran distancia (alrededor de 6.500 km) que separa Planaltina con Quincy, algunos de los especímenes de la población de Quincy fueron ubicados en un grupo genéticamentecercano de las poblaciones de Planaltina. Larvas recolectadas en Marianna y en Quincy (a 70 km de distancia)fueron genéticamente similares. Y la población Argentina fué completamente distinta a la población Brasileña, lo que indicaría un nivel de aislamiento geográfico. Pero las similitudes genéticas encontradas entre individuos de poblaciones geográficamente distantes (Planaltina con Quincy) indican que también ocurre migración. En Colombia esta plaga es particularmente dañina en el Valle del Cauca (López, 2003 citado por Gómez López *et al*., 2015), en Perú incide sobre las tres regiones en cultivos de porotos y alfalfas, y en la región de Tumbes sobre soja (Carrillo, 2013). En Chile se colectaron larvas de *A. gemmatalis* en los valles agrícolas del Departamento de Aríca sobre alfalfares (Etcheverry,1953).

En Brasil se la considera el principal insecto defoliador de la soja (Panizzi *et al*., 1977; Hoffmann-Campo*et al*., 2000;Praça*et al*., 2006). Suele atacar los cultivos a partir de noviembre, en las regiones al norte de Paraná, y a partir de diciembre a enero en el sur del país, pudiendo causardefoliación, que puede llegar al 100% (Hoffmann-Campo*et al*., 2000). Panizzi *et al.* (1977) la menciona causando severas defoliaciones en el sur deGoiás, Mato Grosso y hasta Río Grande del Sur. Por observación personal de Moscardi, este insecto es capaz de sobrevivir todo el año en la región de Londrina (23° 18’ S latitud), pero no logra hacerlo un poco más al sur en Santa María (29° 41’ S latitud) (Tarrago *et al*., 1977 citados por Moscardi *et al*., 2012).

En Argentina, normalmente aparecen en el norte de la región sojera (NOA y NEA) y durante la campaña agrícola se van dispersando hacia el sur hasta el norte de Buenos Aires y el sur de Santa Fe (Aragón, 2002; Navarro *et al*., 2009; Igarzábal *et al*., 2014). Sagandi (2004) citado por Igarzabal *et al*. (2014) afirma que los adultos de *A. gemmatalis* aparecen en la zona central de Argentina a

mediados de enero y febrero y los ataques a campo se observaron hasta mediados de marzo. Pero Aragón (2002) y Navarro *et al*. (2009) mencionan que la aparición de esta plaga en la región pampeana es entre marzo y abril.

### e- Hospederos

A pesar de ser considerada como una especie oligófaga de leguminosas (Ford *et al*., 1975; Fugi, 2003; Urretabiizcaya *et al*., 2010), se la ha encontrado consumiendo hojas de algodón (Douglas, 1930 citado por Herzog & Todd, 1980; Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009), alfalfa (Elisor &Graham, 1937 citado por Herzog & Todd, 1980), arroz (Tarragó et al., 1977 citado por Fugi, 2003), trigo (Moscardi, 1979 citado por Fugi, 2003) y algunas pasturas (Wille, 1943 citado por Fugi 2003). En los Estados Unidos, Herzog & Todd (1980) realizaron estudios ecológicos sobre ese insecto con el objetivo de generar subsidios para la implantación de programas de control integrado, reuniendo a sus hospederos vegetales, indicando 38 especies de leguminosas y otras cinco especies pertenecientes a las familias Begoniaceae, Gramineae, y Malvaceae. Se actualizaron los hospederos descriptos por Herzog & Todd (1980), y se obtuvo un total de 64, 54 pertenecientes a la familia Fababceae, 3 a Poaceae, 2 a Malvaceae y 1 de Begoniaceae, Cannabaceae, Linaceae y Polygonaceae (Tabla 11).

**Tabla 11.** Plantas hospederas de *Anticarsia gemmatalis*: familia, nombre científico y nombre vulgar de la especie, y referencia bibliográfica.

| Familia | Nombre científico | Nombre común | Referencia bilbiográfica* |
|---|---|---|---|
| **Begoniaceae** | 1. *Begonia sp.* | Begonia | 20 |
| **Cannabaceae** | 2. *Cannabis sativa L.* | Cañamo | 26 |
| **Fabaceae** | 3. *Acacia sp.* | Acacia | 26 |
| | 4. *Aeschynomene sp.* | Pega pega/Antejuela/Dormilonga | 20, 28 |
| | 5. *Agati glandiflora (*Linnaeus) | Colibrí vegetal/Agati | 9, 28 |
| | 6. *Arachis hypogaea* Linnaeus | Maní | 7, 23, 28 |
| | 7. *Cajanus cajan (*Linnaeus) | Guandú | 18, 28 |
| | 8. *Cajanus indicus* Spreng | Guandú | 20, 28 |
| | 9. *Canavalia gladiata* (Jacq.) | Haba espada | 9, 28 |
| | 10. *Canavalia maritima* Thouars | Haba/Poroto de playa | 19, 28 |
| | 11. *Canavalia rosea* (Sw.) | Haba/Poroto de playa | 17, 28 |

| | | | |
|---|---|---|---|
| | 12. *Canavalia sp.* | Haba/Poroto de playa | 4, 28 |
| | 13. *Cassia fasciculata* Michx. | Guisante de perdíz | 21, 28 |
| | 14. *Cassia obstusifolia* Linnaeus | Patito | 19, 28 |
| | 15. *Desmodium florindanum* Chapman | Desmodium | 17, 28 |
| | 16. *Dolichos lablab* Linnaeus | Frijol de Egipto | 19, 28 |
| | 17. *Galactia speciformis* Torr and Gray | | 19, 28 |
| | 18. *Glycine max* (Linn.) Merr. | Soja | 6, 28 |
| | 19. *Indigofera hirsuta* Linnaeus | Indigofera | 17, 23, 28 |
| | 20. *Indigofera suffruticosa* Miller | | 28 |
| | 21. *Lespedeza sp.* | Lespedeza | 14, 23, 28 |
| | 22. *Lotus sp.* | Lotus | 27 |
| | 23. *Lupinus albus* Linnaeus | Lupín blanco | 28 |
| | 24. *Medicago lupulina* Linnaeus | Mielga negra | 28 |
| | 25. *Medicago sativa* Linnaeus | Alfalfa | 10, 27, 28 |
| | 26. *Melilotus albus* Medik. | Trébol de olor blanco | 23, 26, 28 |
| | 27. *Melilotus indicus* (Linn.) All. | Trébol de olor | 26 |
| | 28. *Melilotus officinalis* (Linn.) Pall. | Trébol de olor amarillo | 26 |
| | 29. *Pachyrhizus erosus* Linnaeus | Jícama/Nabo mexicano | 19, 28 |
| | 30. *Phaseolus calcaratus* Roxburgh | Frijol arroz | 28 |
| | 31. *Phaseolus lathryoides* Linnaeus | | 9, 28 |
| | 32. *Phaseolus limensis* Macfad. | | 17, 28 |
| | 33. *Phaseolus semierectus* Linnaeus | | 17, 28 |
| | 34. *Phaseolus speciosus* Kunth | | 19, 28 |
| | 35. *Phaseolus vulgaris* Linnaeus | Frijoles/Judías/Porotos | 9, 28 |
| | 36. *Pisum sativum* Linnaeus | Arveja | 20, 28 |
| | 37. *Pisum sp.* | | 20, 28 |
| | 38. *Pueraria lobata* (Willdenow) Ohwi | Kudzu | 3, 23, 28 |

| | | | |
|---|---|---|---|
| | 39. *Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth. | Kudzu tropical | 13, 28 |
| | 40. *Rhyncosia minima* (Linnaeus) | Hocico | 19, 28 |
| | 41. *Robinia pseudoacacia* Linnaeus | Falsa acacia | 12, 23, 28 |
| | 42. *Sesbenia emerus* (Aubl.) | Sesbenia/Vaina larga | 20, 23, 28 |
| | 43. *Sesbenia exaltata* (Raf.) Cory | Sesbania/Tamarindillo | 17, 23, 28 |
| | 44. *Sesbania exasperata* Kunth | | 28 |
| | 45. *Sesbenia macrocarpa* Muhl. | Sesbenia/Hierba café | 12, 23, 28 |
| | 46. *Stizolobium deeringianum* Bort | Frijol terciopelo/Mucuna | 1, 23, 28 |
| | 47. *Tephrosia sp.* | Plantas leguminosas | 15, 28 |
| | 48. *Tephrosia cinerea* (Linnaeus) Pers. | Anil-bravo | 28 |
| | 49. *Trifolium repens* Linnaeus | Trebol blanco | 27, 28 |
| | 50. *Trifolium pratense* Linnaeus | Trebol rojo | 27 |
| | 51. *Vicia sp.* | Vicia | 26 |
| | 52. *Vicia angustifolia* Linnaeus | Larica/Negrita | 28 |
| | 53. *Vigna luteola* (Jacq.) Benth. | Porotillo/Frijol de la playa | 19, 28 |
| | 54. *Vigna repens* | Guisante de playa/Caupí con muesca | 20 |
| | 55. *Vigna sinensis* Linnaeus | Frijol caupí | 5, 28 |
| | 56. *Vigna unguiculata* | Caupí | 23, 26 |
| | 57. *b** | Wooly pyrol | 2 |
| **Linaceae** | 58. *Linum usitatissimum Linn.* | Lino | 26 |
| **Malvaceae** | 59. *Abelmoschus (ex=Hibiscus) esculentus* | Quimbobó/Gombo/Okra | 22 |
| | 60. *Gossypium hirsutum* | Algodón | 8, 23, 26 |
| **Poaceae** | 61. *Oryza sativa* | Arroz | 16, 24 |
| | 62. *Panicum miliaceum* | Mijo | 26 |
| | 63. *Triticumm sp.* | Trigo | 11, 25 |
| **Polygonaceae** | 64. *Polygonum punctatum* Elliot | Persicaria punctatum | 28 |

*: 1- Chittenden (1905) citado por Herzog & Todd (1980); 2- Ballou (1912) citado por Herzog & Todd (1980); 3- Watson (1915) citado por Herzog & Todd (1980); 4- Watson (1916a) citado por Herzog & Todd (1980); 5- Cotton (1918) citado por Herzog & Todd (1980); 6- Nickels (1926)

citado por Herzog & Todd (1980); 7- Anonymous (1928) citado por Herzog & Todd (1980); 8- Douglas (1930) citado por Herzog & Todd (1980); 9- Wolcott (1936) citado por Herzog & Todd (1980); 10- Ellisor & Graham (1937) citado por Herzog & Todd (1980); 11- Wille (1940) citado por Herzog & Todd (1980); 12- Hinds & Osterberger (1931) citado por Herzog & Todd (1980); 13- Telford & Childers (1947) citado por Herzog & Todd (1980); 14- USDA (1954a) citado por Herzog & Todd (1980); 15- USDA (1954b) citado por Herzog & Todd (1980); 16- Rosetto et al. (1971) citado por Herzog & Todd (1980); 17- Tietz (1972) citado por Herzog & Todd (1980); 18- Mc Cord (1974) citado por Herzog & Todd (1980); 19- Buschman *et al*. (1977) citado por Herzog & Todd (1980); 20- DPI** citado por Herzog & Todd (1980); 21- Herzog (unpublished) citado por Herzog & Todd (1980); 22- Todd (unpublished) citado por Herzog & Todd (1980); 23- Barbara (2000); 24- Tarragó *et al*. (1977) citado por Fugi (2003); 25- Moscardi (1979) citado por Fugi (2003); 26- Navarro *et al*. (2009); 27- Rebuffo & Cabrera (2010). 28- Moscardi et al. (2012). *Sin nombre científico hasta ese momento (posible *Phaseolus mungo* L.). ** Division of Plant Industry (DPI).

### f- Ciclo de vida

Esta plaga afecta en la mayoría de los casos al cultivo de soja en estado reproductivo, produciendo daños rápidos e intensos en hojas y vainas con granos en formación. Normalmente esta plaga aparece todos los años en el norte de la región sojera Argentina, y durante la campaña agrícola se va dispersando hacia el sur llegando hasta el centro-sur de Santa Fe y centro-norte de Buenos Aires, aunque esta última zona es menormente afectada por esta plaga, ya que dicha dispersión es interrumpida por los fríos del mes de abril. Si embargo, en años que se registran altas temperaturas en primavera-verano, la plaga cuenta con el tiempo suficiente para continuar su dispersión más al sur, y así llega al centro-norte de Buenos Aires donde todavía encuentra lotes de soja en estado reproductivo (Navarro *et al*., 2009). Presenta 2 a 3 generaciones anuales en Argentina (Navarro *et al*., 2009), 5 son mencionadas en el norte del país por Iannone (2014), coincidiendo con Urretabizkaya *et al*. (2010). Según otros autores mancionados por Moscardi *et al*. (2012), el número de generaciones anuales de *A. gemmatalis* es de 3 a 4, siendo la tercera la más destructiva. El ciclo de vida presenta una duración média de 47 dias (Figura 20) (huevo = 3 dias; larva = 15 dias; pupa = 9 dias; adulto = 20 dias) (Degrande & Vivan, 2012).

Generalmente la aparición de esta especie esta relacionada a períodos de bajas precipitaciones, ya que en condiciones de alta humedad, el desarrollo de esta plaga se ve muy afectado por el hongo entomopatógeno *Nomuraea riley*(Fartow) Samson (Panizzi *et al*., 1977; Urretabizkaya *et al*., 2010).

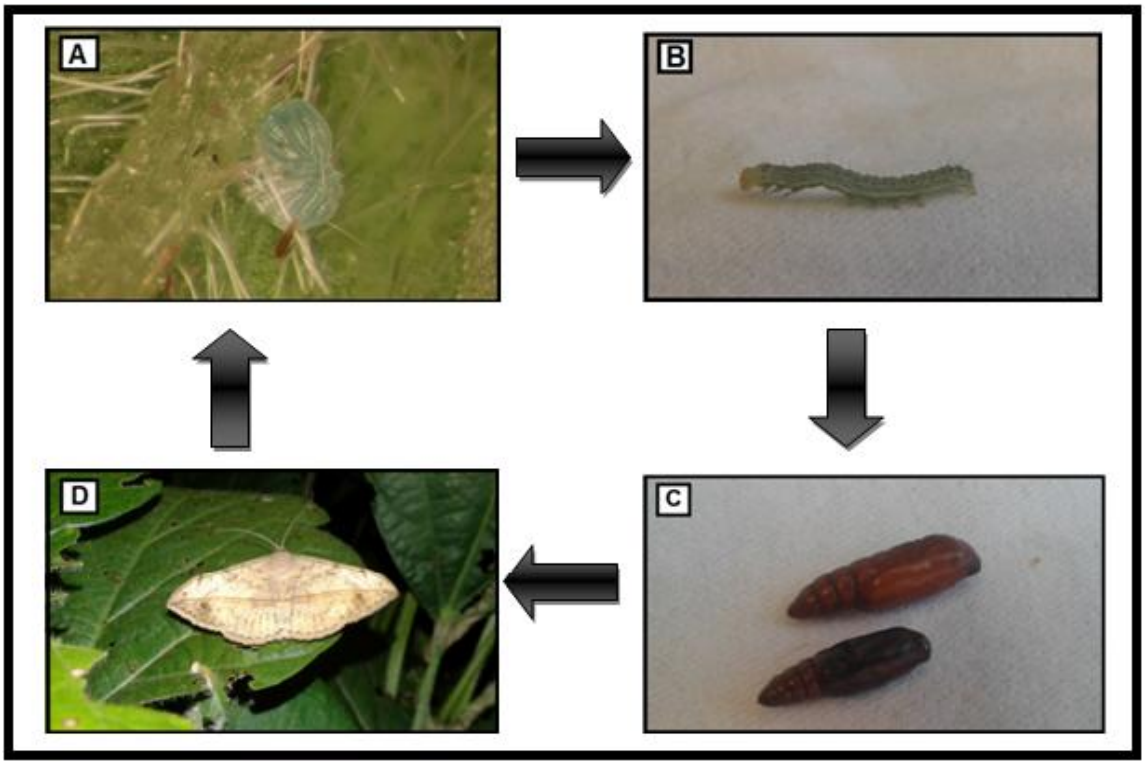


**Figura 20.**Ciclo biológico de *A. gemmatalis.* (A) Huevo (Foto: Biondini); (B) Larva (Foto: Biondini); (C) Pupa (Foto: Biondini); (D) Adulto (Foto: Biondini).

### f.1- Huevos

Los huevos de *Anticarsia gemmatalis* son muy llamativos, muestran una gran variedad de colores, siendo el azul verdoso el más común cuando son recién colocados, tornándose oscuros con el avance del desarrollo del embrión(Cônsoli *et al*., 1999) (Figura 20a).Moscardi *et al*. (2012) los mencionan de color blanquecino a verde claro, lo que los hace muy difícil de detectar, ya que se mezclan con el mismo tono de las hojas, pecíolos y tallos. Esta situación cambia a medida que se desarrolla el embrión, debido a que los huevos viran de color hacia el gris o rosa, para finalmente culminar amarronados antes de la aeclosión de las larvas. Gutierrez & Pulido (1978) citados por Gómez López *et al*. (2015) mencionan que los huevos recién colocados son de color blanquecino, pero a medida que progresa la incubación se van tornando verdes con tintes rosados, y próximos a la eclosión son verdes salpicados de manchas rojizas.De forma semiesférica, ligeramente achatados en la base, de 0,63 mm de ancho, 0,43 mm de alto y un volumen de 0,089 $mm^3$ (Cônsoli *et al*., 1999). Poseen costillas bien marcadas en las paredes que son evidentes bajo microscopio óptico. Estas costillas tienen forma de cresta, y nueve o diez alcanzan las células alrededor de la micropila (compuesta por tres círculos de células), característica que diferencia

los huevos de esta especie de los de *R. nu*, sumada a que los pétralos de la roseta son distintos (Figura 22)(Cônsoli *et al*., 1999; Rolim *et al*., 2013). Entre estas crestas bien marcadas, se observan una o dos crestas más cortas y menos visibles, que se conectan entre sí mediante puentes laterales, quedando delineadas pequeñas áreas rectangulares (Cônsoli *et al*., 1999).Otra característica que distingue los huevos de *A. gemmatalis* de los de *R. nu* son los hilos radiales cortos en alto relieve que están presentes dentro de todos los pétalos de la roseta de *R. nu* pero están ausentes en *A. gemmatalis*(Figura 21) (Cônsoli *et al*., 1999; Rolim *et al*., 2013).

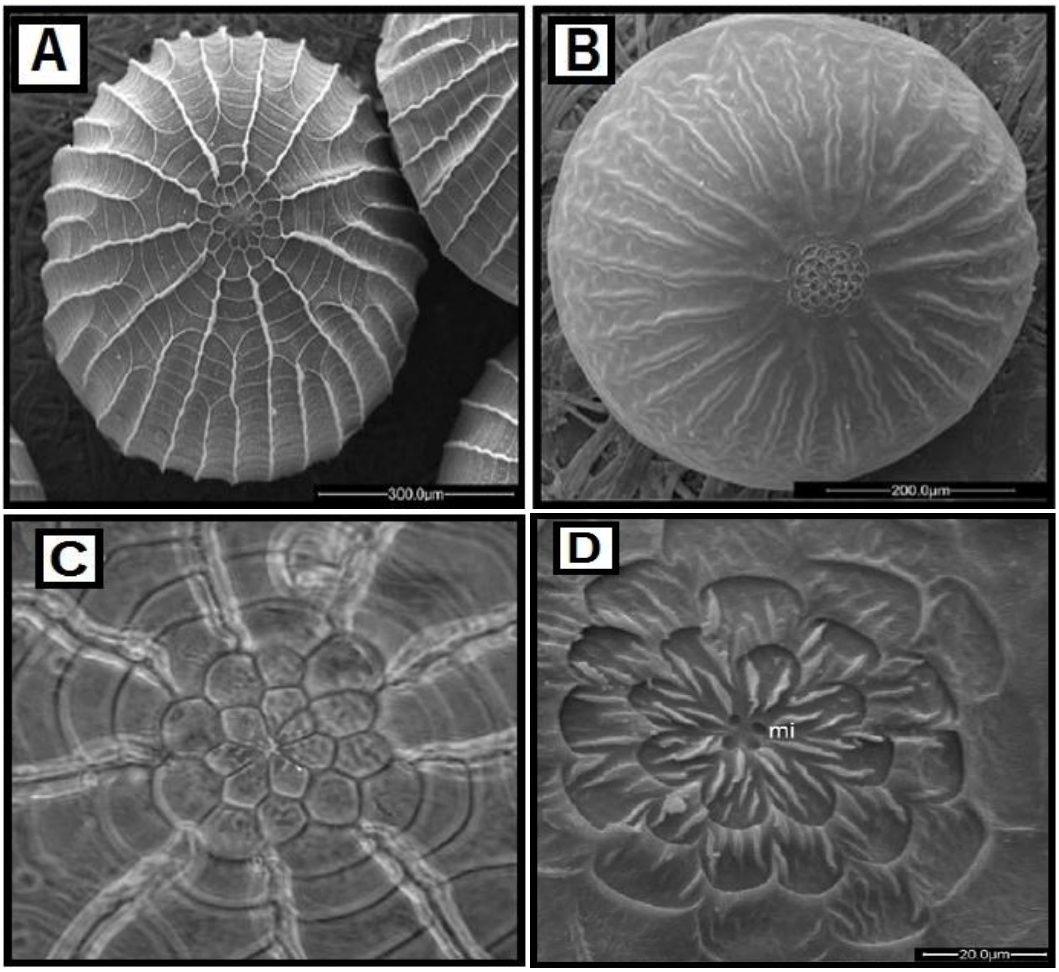


**Figura 21.**Figuras comparativas de huevos de *A. gemmatalis y R. nu*. (A) Huevo de *A. gemmatalis*. (B) Huevo de *R. nu*. (C) Roseta micropilar de *A. gemmatalis*. (D) Roseta micropilar de *R. nu*. Fuente: Rolim *et al*., 2013.

Los adultos oviponen de manera aislada en el envés de las hojas (Barbara, 2000; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010; Wisch *et al*., 2012; Igarzábal *et al*., 2014),sin embargo, cuando las infestaciones son altas, lo hacen en ambas caras de las hojas (Figura

22)(Barbara, 2000; Igarzábal *et al*., 2015). También pueden oviponer sobre tallos (Barbara, 2000; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010; Wisch *et al*., 2012; Igarzábal *et al*., 2014), ramas, peciolos (Barbara, 2000; Hoffmann-Campo *et al*., 2000) y vainas (Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010; Igarzábal *et al*., 2014).Cualquiera sea el órgano, prefieren oviponer en el tercio medio de la planta (Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Wisch *et al*., 2012; Correa Ferreira & Panizzi, 1978 citado por Igarzábal *et al*., 2014).Según Valverde (2007), los huevos son depositados con mayor frecuencia en el estrato medio de las plantas y en el borde del envés de las hojas de soja.Los adultos tienen la capacidad de colocar entre 900-1000 huevos/hembra/ciclo (Navarro *et al*., 2009). Hoffmann-Campo *et al*. (2000) dicen que cada hembra tiene la capacidad de oviponer hasta 1000 huevos, de los cuales el 80% son depositados entre los primeros 8 y 10 días de vida. Magrini *et al*. (1999) demostraron en 5 años consecutivos de estudio que la hembra coloca en promedio un valor de 73, 5 +- 5 huevos en diferentes cultivares de soja. Moscardi *et al*. (1981) mencionados por Fugi (2003) observaron que, de acuerdo a la temperatura, la oviposición puede variar de 310 (32,2 ºC) hasta 842 (26,7 ºC) huevos/hembra, cuando son alimentadas en dieta artificial. Fugi (2003) dice que estos mismos autores estudiaron los efectos de la edad de la hoja de soja utilizada en la alimentación de *A. gemmatalis* sobre la tasa de oviposición, la cual varió de 964,4 a 515 huevos por hembra, cuando las orugas fueron criadas con hojas de plantas de los estadios vegetativos V2 - V5 o con hojas senescentes, de plantas del final del ciclo, respectivamente. Nantes *et al.* (1978) citado por Fugi (2003) también utilizando dieta natural, obtuvieron un promedio de oviposición muy inferior a los valores anteriormente señalados: 149,37 ± 22,51 huevos por hembra, bajo condiciones de laboratorio, a 26 ± 2ºC. Silva (1981) citado por Fugi (2003) registró oviposición media de 346,5 huevos por hembra a una temperatura de 25ºC, con orugas creadas en dieta natural.El período embrionario dura aproximadamente 3 días (Barbara, 2000; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Fugi, 2003; Praça*et al*., 2006; Navarro *et al*., 2009; Urretabizcaya *et al*., 2010), 3,6 días en promedio para Magrini *et al*. (1999). Fichetti *et al*. (2010) citado por Igarzábal *et al*. (2015) concluyeron que dicho período dura entre 3 y 7 días dependiendo de la temperatura ambiente. Concluido este período, eclosionan las larvas.

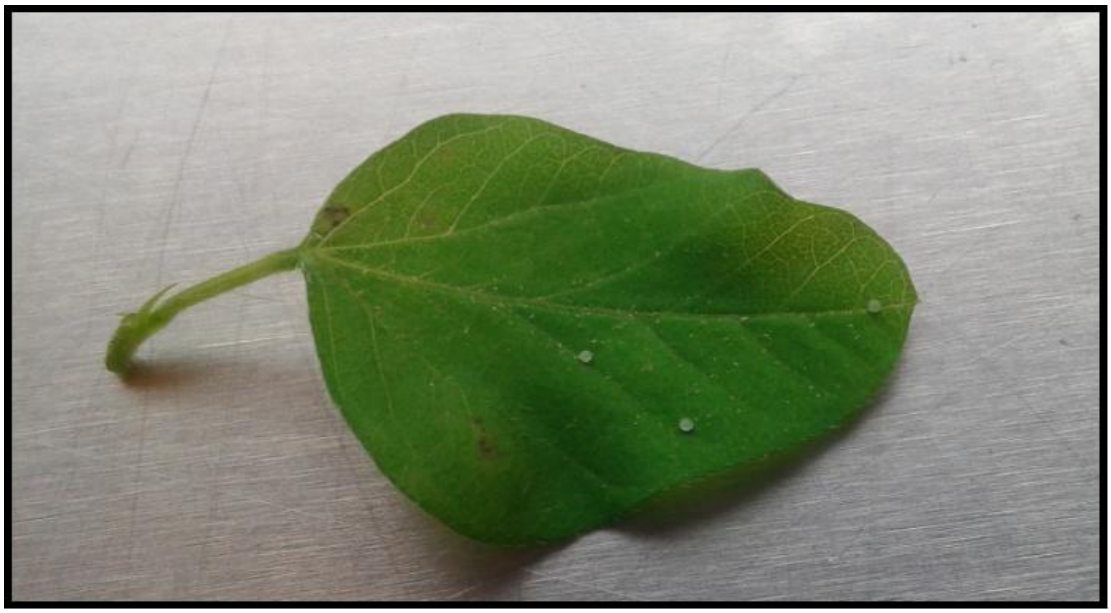

**Figura 22.** Huevos de *A. gemmatalis*sobre el ház de un folíolo de soja. Foto: Biondini

### f.2- Larvas

Al eclosionar los huevos nacen las larvas de coloración verde blanquecina, y miden cerca de 2,5 mm de largo (Gómez López *et al*., 2015), siendo su primer alimento el corion del huevo (Barbara, 2000). Las larvas pasan alrededor de dos días en el primer instar y crecen de 2,5 mm a 6 o 7 mm antes de la muda (Barbara, 2000). A partir del segundo instar, en el dorso del cuerpo aparecen dos lines longuitudinales de color blanco (Gómez López *et al*., 2015), y a medida que siguen creciendo se comienzan a ver líneas intersegmentales amarillentas o naranjas (Fichetti *et al*., 2010 citado por Igarzabal *et al*., 2014). Las larvas de *A. gemmatalis*son eruciformes, los dos primeros estadios presentan tres pares de patas torácicas y solo tres pares de patas falsa (dos abdominales en los segmentos V y VI del abdomen y uno anal), por lo cual, tienen la particularidad de medir al desplazarse, y pueden confundice fácilmente con las "falsas medidoras" (*Rachiplusia nu* y *Chrysodeisis includens*) (Watson, 1916 citado por Reid, 1975; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Urretabizcaya et al., 2010; Moscardi *et al*., 2012). Recién a partir del tercer instar desarrollan los últimos dos pares de espuripedios en los segmentos III y IV del abdomen (Urretabizcaya *et al.,* 2010) (Figura 20b).

A partir del tercer estadio, las larvas presentan dos formas de coloración, verdeclara y con menor frecuencia castaño-oscura a negra (Igarzabal *et al*., 2014), con líneas longitudinales dorsales blanquecinas y una franja amarillenta lateral a lo largo del cuerpo (Navarro *et al.,* 2009). Las formas oscuras son mas

frecuentes en condidiones de altas poblaciones, o escases de alimento (Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Fugi, 2003). El tercero, el cuarto y el quinto instar ocurren cada tres a cuatro días y la larva alcanza una longitud media de 9 mm, 16 mm y 25 mm, respectivamente. El sexto instar dura de 5 a 25 días y la oruga se alarga gradualmente y puede crecer hasta 48 mm (Barbara, 2000), entre 30 y 40 mm (Aragón, 2002), habitaualmente entre 35 y 45 mm, pero hasta 50 mm (Navarro *et al*., 2009). Las larvas de *A. gemmatalis* presentan los segmentos del cuerpo claramente marcados, cabeza ovalada más ancha que el cuerpo y de color amarillo-limón (Navarro et al., 2009), pero además, poseen dos caracterítica distintivas que ayudan a su reconocimiento. Una característica es morfológica, y se basa en que posee el último par de espuripedios (espuripedios anales) extendidos hacia atrás y abiertos en forma de "V" (Navarro *et al.,* 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010; Iannone, 2014; Igarzábal *et al.,*2014). La otra característica distintiva es en cuanto al comportamiento, en reposo se encuentran totalmente extendidas, pero al tocarlas responden con movimientos intensos, retorciéndose de un lado a otro y saltando en todas direcciones e incluso dejándose caer de la planta. Este comportamiento convulsivo es típico de esta especie (Panizzi *et al*., 1977; Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009, Urretabizkaya *et al*., 2010; Iannone, 2014). Aragón (2002) y Navarro *et al*. (2009) mencinan que el período larval tiene una duración de entre 15 a 20 días, pasando por seis estadíos. Urretabizkaya *et al*. (2010) hacen referencia que *A. gemmatalis* pasa por 6 estadios larvales en 20 a 30 días, mientras que Boldt*et al*. (1975) mencionados porFugi (2003) dicen que el período larval pasa por 5-6 instares, pero en algunos individuos pueden presentar hasta 8 instares. Según Moscardi et al. (2012), las larvas de *A. gemmatalis* pueden tener entre cinco y siete estadios, siendo seis estadios lo mas común, pero mencionan, que la duración de cada estadio puede variar como consecuencia de varios factores, como la temperatura, la planta huésped y la calidad del alimento (Moscardi *et al*., 2012). El desarrollo larval de *A. gemmatalis* alimentándose de mucuna fue de 20 a 38 días (Watson, 1916 citado por Moscardi *et al*., 2012). Gómez López *et al*. (2015) estudiaron la biología de *A. gemmatalis* alimentadas con dos dietas distintas, en laboratorio y bajo condiciones controladas de temperatura (25±2 ºC), humedad relativa (60±10%) y fotoperíodo (14 horas).

La primera dieta consistió en dieta natural compuesta por hojas de soja (*Glycine max* L. Merril), y la segunda fue una dieta artificial propuesta por Parra (2001). Encontraron que las larvas alimentadas con dieta natural pasaron por 5 instares en un lapso de 15,88 días, con una viabilidad del 71 %. Aquellas alimentadas con dieta artificial completaron su desarrollo luego de haber presentado ocho instares (62% de la población total estudiada), en 35,53 días con una viabilidad del 78 %. Resultados muy similares a lo descripto por Boldt*et al*. (1975) mencionados porFugi (2003) donde dicen que el período larval pasa

por 5-6 instares, pero en algunos individuos pueden presentar hasta 8 instares. La influencia de la calidad nutricional del alimento en la duración de la fase larval fue estudiada por Reid (1975), donde encontró que las hojas más nuevas proporcionan un número de estadios más pequeño, y cuando las orugas son alimentadas con hojas provenientes de plantaso partes de plantas más viejasel número de estadios es mayor. Gamundi (1988) citado por Fugi (2003), obtuvo 14,37 días para orugas alimentadas con hojas jóvenes de la parte superior de la planta de soja, 16,02 días para las alimentadas con hojas viejas de la parte inferior y 19,69 días para las alimentadas con vainas.Lambert & Kilen (1984a) citados por Fugi (2003) observaron que el número de días que dura el período larval también puede variar en función del genotipo de soja del cual se alimentan. Machado *et al*. (1999), estudiaron la biología de esta plaga en cuatro cultivares de soja distintos y en condiciones controladas de temperatura (25+2ºC), humedad relativa (40+10%) y fotoperíodo de 13h, encontrando una duración media del período larval de 14,22 días, con un minimo de 12,47 días y un máximo de 15, 25 días. La temperatura puede afectar tanto el número de estadios larvales por el cual transcurre el insecto, como así también la duración de la fase larval. Reid (1975), observó que por encima de 18,3ºC, las orugas presentaron cinco a seis instares y, a temperaturas inferiores, de seis a siete. Mientras que da Silva et al. (2012) encontró que cuando la temperatura aumenta de 25°C a 34°C, la duración del período larval se reduce en aproximadamente 10 días, debido a una asceleración en el metabolismo del insecto.

**f.3-Pupas**

Al finalizar el último estadio, la larva entra en la fase de pre-pupa, la cual dura alrededor de 2 días. Durante esta fase la larva se encoge, adquiere una coloración rosada y permanece sin alimentarse, preparándose para transformarse en pupa (Praça*et al*., 2006; Moscardi *et al*., 2012; Gómez López *et al*., 2015).

Lee & Johnson (1990) estudiaron como es la distribución de microhábitats de pupas de *A. gemmatalis* en campos de soja de Luisiana. Ellos mencionan que las orugas en pre-pupa se dirigen hacia la parte inferior de la planta y contruyen una cámara pupal debajo de las hojas secas que se encuentran en la superficie del suelo, o que es mas frecuente encontrarlas enterradas en el suelo a una profundidad menor a 2 cm, pero que nunca empupan en la planta de soja. Las pupas de *A.gemmatalis*, son del tipo obtecta, lisas y brillantes (Gómez López *et al*., 2015) (Figura 20c). En este estado pueden distinguirse los sexos, las hembras presentan la abertura genital en el octavo segmento abdominal, mientras que en los machos se encuentra entre el noveno y el decimo segmento (Hoffman *et al.,* 1985). Inicialmente las pupas presentan una coloración verde

clara, luego adquieren una coloración marrón oscura tornándose casi negra y brillantes próxima a la emergencia del adulto (Hoffman *et al.,* 2000; Fugi, 2003; Praça*et al*., 2006; Gómez López *et al*., 2015). El tamaño de las pupas es de 16 mm de largo por 5 mm de ancho (Navarro *et al*., 2009), de 16 a 18 mm de longuitud (Urretabizkaya *et al*., 2010), de 17 a 20 mm de largo (Praça*et al*., 2006; Gómez López *et al*., 2015) y 18 a 20 mm de largo (Barbara, 2000). La duración de este periodo es mencionada por diversos autores, para Navarro *et al*. (2009) es de 9 días, entre 7 y 11 días según Urretabizkaya *et al*. (2010), de 7 a 9 días para Praça*et al*. (2006) citando a Gazzoni & Yorinori (1995). Igarzábal *et al*. 2014 citando a Fichetti *et al*. (2010) dan cuenta de un período de 7 días en pleno verano, extendiéndose entre 10 y 21 días en otoño, y llegando a 48 días en invierno. Según Barbara (2000) la etapa de la pupa suele durar unos siete días en verano y once días a principios del otoño.Buschman*et al*. (1977) citando a Watson (1916) mencionan que el período pupal de *A. gemmatalis* es de 10-11 días en el mes de Septiembre, pero este periodo se extiende a 47-48 días en el mes de Noviembre. Fugi (2003) afirma que a duración de este estadio es inversamente proporcional a la temperatura. Esta tendencia fue primero observada por Reid (1975), donde obtuvo una duración del periodo pupal de 19,4 días a una temperatura de 18,3 °C y 7,7 días para una temperatura de 29,4 °C. Luego, Silva (1981) citado por Fugi (2003) observa una tendencia similar en cuanto a una disminución de la duración del estadio de pupa a medida que aumenta la temperatura, obteniendo valores de 22,2; 10; 9,5; 6,9 días para temperaturas de 20, 25, 30 y 35 °C. Además, menciona que el peso de las pupas también varía en función de la temperatura en que fueron criadas las larvas, obteniendo menores peso de pupas cuando as larvas son criadas a temperaturas más elevadas. El estadio de pupa es la forma en que pasa el invierno *A. gemmatalis* (Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010), pero en latitudes altas, estas pupas son destruidas por los fríos invernales (Navarro *et al*., 2009).

Barbara (2000) menciona que *A. gemmatalis* sobrevive al invierno en el sur de Florida y desde allí comienzan a moverse hacia el norte a principios del verano. Llegan al norte de la Florida a mediados de agosto y son muy abundantes en septiembre. Pero Buschman*et al*. (1977) mencionan que *A. gemmatalis* no logra sobrevivir al invierno en la región central de Florida. Un estudio llevado a cabo por Buschman *et al*. (1981), revela que *A. gemmatalis,* no sobrevivió al invierno de 1978-79 en condiciones experimentales en el sur de Mississippi.Las pupas se mantuvieron a 9° C y murieron antes de la primavera. Estos autores afirman que las ocurrencias de polillas en abril y junio (1978) se asociaron con patrones de circulación de aire que pueden haberlos llevado a Mississippi desde el sur de Florida o la península de Yucatán.

### f.4- Adultos

Los adultos son polillas con una envergadura alar de 26 a 36 mm, con un cuerpo de 12 mm de largo (Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010) (Figura 20d). La coloración de las alas es muy variable, va desde el pardo morado al pardo grisáceo o pardo amarillento pálido, moteado de negro (Navarro *et al*., 2009). Una línea diagonal cruza las alas desde el ápice del primer par de alas hasta la mitad del margen anal del segundo par (Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009). Según Navarro *et al*. (2009) esta línea puede ser más clara o más oscura que el resto del ala, para Barbara (2000) esta línea es mas oscura que el resto del ala. Algunos individuos también pueden presentar dos pequeñas manchas negras en el segundo par de alas por fuera de la línea anteriormente mencionada (Navarro *et al.,* 2009). En la cara inferior de las alas pueden observarse una hilera de puntos de color claro (siete en cada ala) cerca del margen de lasmismas (Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009).Esta especie tiene dimorfismo sexual (Greene, 1974; Navarro *et al.,* 2009), el macho es más grande y pesado que la hembra. Las patas del macho presentan largas escamas, en el femur de las patas protorácicas y en las tibias de las patas metatorácicas, notoriamente más abundantes que en las hembras (Greene, 1974; Navarro *et al.,* 2009).Viven entre 10 y 15 días, son de hábito nocturno, con mayor actividad al atardecer y al amanecer, refugiándose durante el día en zonas sobreadas, principalmente entre las hojas de la soja (Fichetti *et al*., 2010 citado por Igarzábal *et al.,* 2014). La longevidad de los adultos es menor con el aumento de la temperatura (Magrini *et al*., 1999).

Las polillas de *A. gemmatalis* necesitan alimento suplementario como adulto. Las fuentes primarias de alimento para los lepidópteros adultos son néctares de flores, y la disponibilidad de néctar ha sido correlacionada a menudo con brotes de algunas plagas de lepidópteros (Jensen *et al*., 1974). Estas polillas se alimentan durante la noche con pico de alimentación desde el atardecer hasta el anochecer (Barbara, 2000).Un estudio llevado a cabo por Gregory (1989) indicó que la alimentación de los adultos de *A. gemmatalis* ocurrió principalmente por la noche, con la mayoría de los machos alimentándose durante la primera mitad de la noche y hembras durante la segunda mitad. Machos y hembras compartían algunos sitios de alimentación, pero otros eran visitados estrictamente por los machos.

La conducta reproductiva de *A. gemmatalis*es semejante al de muchas otras especies de polillas. Greene*et al*. (1973) divide este proceso en cinco fases: liberación de la feromona, atracción del macho, posición de cópula asumida por el macho, transferencia de esperma y separación. Más tarde, Leppla *et al.*(1987) dice que dicho proceso esta compuesta por siete patrones de comportamiento

distintos: acercamiento (el macho se aproxima), exhibición, antennación (toca la hembra dorsalmente con las antenas), empuje (impulsa las piernas protorácicas hacia abajo de su cabeza), envoltura (la envuelve), montaje (asume la posición de cópula) y copulación.Antes de la cópula la hembra atrae al macho mediante la emisión de feromonas sexuales, para esto, dobla el abdomen hacia arriba y entonces produce la liberación de las feromonas (Greene*et al*., 1973; Johnson *et al*., 1981), esto ocurre cerca de 2 horas después de la puesta del sol (Johnson *et al*., 1981).Luego los machos comienzan a volar en zigzag hacia las hembras guiados por la fuente de feromonas (Johnson *et al*., 1981).El apareamiento ocurre predominantemente durante las primeras 4 h después de la puesta del sol (desde el crepúsculo hasta la medianoche) (Gregory, 1989; Greene*et al*., 1973) y la cópula dura en promedio 2 h 21 min (Greene*et al*., 1973). Si bien la ocurrencia de todo el proceso reproductivo esta mencionada como una actividad nocturna (Greene*et al*., 1973; Johnson *et al*., 1981; Gregory, 1989; Hoffmann-Campo*et al*., 2000), la cópula también puede observarse a plena luz del día (observación personal) (Figura 23).

**Figura 23.** Cópula de adultos de *Anticarsia gemmatalis*. Foto: Biondini.

La cópula de los adultos tiene su pico durante las primeras 48 horas después de la emergencia del adulto, ocurriendo una reducción en los seis días siguientes y continúa disminuyendo hasta el día 15 (Leppla, mencionado por Fugi 2003).La temperatura parece ser un factor que afecta la frecuencia de cópula de *A. gemmatalis,* Milano *et al*. (2008) dice que las temperaturas intermedias (20ºC a 30ºC) permiten un mayor número de copulas, pero en cambio, temperaturas

superiores o inferiores a las mencionadas (15ºC o 35ºC) producen reducciones drásticas de dicha actividad.

La oviposición se concentra dentro de las primeras 6 horas después del atardecer. Los huevos se colocaron solos, y en áreas de alta densidad de tricomas, en foliolos, ramas y peciolos. (Greene*et al*., 1973; Gregory, 1989).

**g- Enemigos naturales**

Diversos son los organismos que contribuyen al control biológico natural de *A. gemmatalis,* tal es el caso de los parasitoides, predadores y entomopatógenos. (Molinari 2005; Valverde, 2007; Valverde & Virla, 2007; Valverde *et al*., 2008; Loiácono *et al*., 2008; Margaría *et al*., 2009, Navarro *et al*., 2009; Margaría *et al*.,2014; Margaría, 2008).

Como parasitoides de huevos, se destacan los microhimenópteros calcidoideos pertenecientes al género *Trichogramma* (Valverde &Virla, 2007; Loiácono *et al*., 2008; Margaría *et al*., 2009, Navarro *et al*., 2009; Querino & Zucchi, 2011; Margaría *et al*., 2014; Margaría, 2008). Dentro de este género, las siguientes especies fueron asociadas con *A. gemmatalis: Trichogramma acacioi* Brun,Moraes & Soares; *Trichogramma atopovirilia*Oatman & Platner; *Trichogramma lasallei*Pinto; *Trichogramma pretiosum* Riley; *Trichogramma rojasi* Nagaraja & Nagarkatti (Querino & Zucchi, 2011). El parasitoidismo de huevos de *A. gemmatalis*, también esta asociado a otras dos familias de Hymenoptera: Scelionidae(*Telenomuscyamophylax* Polaszek) (Foerster & Avanci, 1999; Valverde *et al*., 2008)yAphelinidae (*Encarsia porteri* Mercet) (Foerster & Avanci, 1999; Valverde & Virla, 2007). Las larvas de *A. gemmatalis* son parasitoidizadas por especies del himenópteros y dípteros (Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009). Dentro de los primeros, *Campoletis grioti* (Blandchard), *Pteromalus sp.*, *Microcharops bimaculata* Ashmead, *Euplectrus sp*., *Cotesia sp*., y *Rhogas sp*. (*Navarro et al*., 2009); Barbara (2000) menciona a *Euplectrus puttleri* Gordh (Eulophidae) y *Meteorus autographae* Muesebeck (Braconidae) parasitoidizando a *A. gemmatalis*; Avalos *et al*. (2004) mencionan a *Cotesia sp.* y*Aleiodes sp*., ambos pertenecientes a la familia (Braconidae), parasitoidizando larvas de *A. gemmatalis* en lotes de alfalfa y soja ubicados en la provincia de Córdoba, Argentina. En Brasil se nombra a las siguientes especies de Hymenopteros como parasitoides de larvas de *A. gemmatalis,Meteorus leviventris* (Wesmael) (Braconidae) (Corrêa-Ferreira, 1979 citado por Bueno *et al*., 2012), *Campoletis sonorensis* (Cameron) (Ichneumonidae) (Corrêa-Ferreira, 1979 citado por Bueno *et al*., 2012; Moraes *et al*. 1991 citados por Bueno *et al*., 2012; Patel & Habib, 1998 citados por Bueno *et al*., 2012), *Microcharops anticarsiae* Gupta, 1987 (Aguirre-Gil, 2016). Diptera: Para Barbara (2000), el parasitoide más importante de las orugas de *A. gemmatalis* en los Estados Unidos es *Winthemia*

*rufopicta* (Bigot) (Tachinidae). Mientras que Navarro *et al*. (2009) menciona a *Euphorocera caridei* Bréthes y *Patelloa similis* Towsend. Dentro de los segundos, Avalos *et al*. (2004), encontraron tres especies parasitoidizando larvas de *A. gemmatalis*, *Chetogena sp*., *Patelloa sp*., *Voria ruralis*, todos pertenecientes a la familia Tachinidae. Finalmente, en Brasil, también son mencionados los taquínidos *Patelloa rusti* (Aldrich) (Corrêa, 1975 citado por Bueno *et al*., 2012), *Patelloa similis*(Townsend) (Corrêa-Ferreira, 1979 citado por Bueno *et al*., 2012), *Jurinella salla* (Curran) (Corrêa-Ferreira, 1979 citado por Bueno *et al*., 2012).

Entre los principales predadores se encuentran las chinches predadoras *Podisus nigrispinus*, *Podisus nigrolimbatus* (Pentatomidae); y entre las arañas se destacan los Tomisidos (Navarro *et al*., 2009). Barbara (2000) menciona que en los Estados unidos la depredación de las larvas de *A. gemmatalis* es un factor significativo en cuanto a la regulación de la densidad poblacional de esta plaga, y menciona a escarabajos de tierra, *Calosoma sayi*Dejean, *Calleida decora* (Fabricius) y *Poecilus chalcites* (Say) (todos Coleoptera: Carabidae); los escarabajostigre *Megacephala carolina* (Linnaeus) y *Megacephala virginica*(Linnaeus) (ambos Coleoptera: Cicindelidae); *Labidura riparia* (Pallas) (Dermaptera: Labiduridae) y la hormiga roja de fuego , *Solenopsis invicta*Buren (Hymenoptera: Formicidae). Esto también fue reportado por Lee *et al*. (1990), donde observaron que la depredación fue el principal factor de mortalidad de larvas de *A. gemmatalis*, y representó 52,5 a 95,2% de la mortalidad en parcelas de campo en Louisiana.

En Brasil, varias especies de artrópodos benéficos son mencionados como predadoras de *A. gemmatalis.* Hemipteros: *Geocoris spp*. (Geocoridae)(puede llegar a consumir 9 huevos de *A. gemmatalis* por día); *Nabis spp.* (Nabidae)(consumo medio de 21, 16 huevos o 3,29 larvas del tercer instar de *A. gemmatalis*); *Orius insidiosus* (Say) (Anthocoridae)(consume huevos y pequeñas larvas); *Podisus nigrispinus* (Dallas) (= *P. connexivus* [Bergroth]) (Pentatomidae); *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas) (Pentatomidae) (puede consumir más de 80 larvas de *A. gemmatalis*); *Tynacantha marginata* Dallas (Pentatomidae). Coleópteros: *Callida* spp. (Carabidae); *Lebia concinna* (Brullé) (Carabidae) (consumo medio de 4,8 larvas de *A. gemmatalis*);*Calosoma granulatum* (Perty) (Carabidae). También son predadores de este lepidóptero, arañas, avispas y ácaros (Bueno *et al*., 2012).

Varios entomopatógenos, principalmente hongos, se han asociado con la oruga de las leguminosas (Aragón *et al*., 1997; Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009; Bueno *et al*., 2012). En determinadas condiciones ambientales, fundamentalmente períodos prolongados de alta humedad relativa (mayor a un 80 %), *Nomuraea rileyi* Samson, es el principal organismos de control natural que causa la muerte de orugas de *A. gemmatalis* en la República Argentina (Aragón *et al*., 1997;Navarro *et al*., 2009; Urretabizkaya *et al*., 2010), además también es

muy importante en Brasil (Panizzi *et al*., 1977; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Sujii *et al*., 2002, Bueno *et al*., 2012) y en los Estados Unidos (Barbara, 2000). En Brasil se reportan niveles de control superiores al 90% durante períodos prolongados de alta mencionan porcentajes de control de *A. gemmmatalis* del 74% por parte de este hongo. También se menciona la presencia de los hongos, *Entomophthora sphaerosperma* Fresenius (Navarro *et al*., 2009), *Isaria tenuipes* Peck (Sosa-Gómez et al., 2010 citado por Bueno *et al*., 2012). Dentro de los virus, se destaca uno específico de *A. gemmatalis*, Baculovirus *Anticarsia* (AgMVPN), el cual es un patógeno importante para su control (Moscardi, 1983; Aragón *et al*., 1997; Hoffmann-Campo *et al*., 2000; Joel & Angel, 2004; Savio& Pinotti, 2008; Navarro *et al*., 2009; Bueno *et al*., 2012). También bacterias como *B. thuringiensis y* Protozoários como *Thelohania sp.*afectan las poblaciones de *A. gemmatalis* (Bueno *et al*., 2012).

### h- Daños al cultivo de soja

Las orugasde *A. gemmatalis* causan daño al consumir el follaje de las plantas de soja (Barbara, 2000). Los primeros tres estadios poseen una baja capacidad de cosumo foliar, y se alimentan de los tejidos mas tiernos de la planta (Moscardi *et al*., 2012). Las larvas recién eclosionadas roen las hojas, consumiendo la epidermis inferior y el mesófilo. Así continúan alimentándose consumiendo las partes tiernas de las hojas hasta el final del segundo estadio (Barbara, 2000; Urretabizkaya *et al*., 2010). Finalmente, las larvas de los últimos estadios, con mayor capacidad de consumo, terminan consumiendo toda la hoja sin respetar las nervaduras (Figura 24) (Barbara, 2000; Navarro *et al*., 2009). El consumo foliar en soja de las larvas de *A. gemmtalis*es reportado por diversos autores. Según Aragón *et al.* (1997) una larva puede llegar a consumir entre 100 y 110 $cm^2$ de hoja de soja, Hoffmann-Campo*et al.* (2000) mencionan un consumo larval de 100 a 150 $cm^2$ de área foliar y que el 96 % de ese consumo ocurre del cuarto al sexto estadio larval. Praça*et al*. (2006) dice que una larva consume 90 $cm^2$ de hoja de soja al final del período larval. Para Navarro *et al*. (2009) el consumo es de 105 $cm^2$ equivalente a 3 folíolos (un trifoliolo). Moscardi *et al*. (2012) hacen referencia de un cosumo larval de 85 a 150 cm2 de área foliar de soja, y Iannone (2014) dice que una isoca de esta plaga tiene una capacidad de ingesta superior a los 100 $cm^2$ de hoja.Según Navarro *et al*. (2009) la defoliación comienza en la parte superior del canopeo y continua hacia la parte baja del mismo. Iannone (2014) menciona que la acción defoliadora de esta especie en el cultivo de soja se acelera significativamente con condiciones de muy altas temperaturas, y en estas ocaciones puede producir resultados desvastadores sobre el cultivo de soja dejando “los palos” (tallos de soja desprovistos de hojas y vainas). Estos resultados se deben al inadecuado seguimiento del cultivo, tomas

de decisiones tardías, o bien demoras prolongadas en el servicio de aplicación como consecuencia de una gran demanda de control (Iannone, 2014). Similares situaciones son descriptas por Hoffmann-Campo*et al*. (2000) en Brasil, donde mencionan que si a esta plaga no se la maneja de la manera correcta puede provocar defoliaciones de hasta el 100%, produciendo la pérdida total del cultivo. En estas situaciones de altas defoliaciones o cuando la densidad poblacional es muy alta, las larvas de *A. gemmatlis* tienen la capacidad de trasladarse en grandes grupos de un lote a otro para encontrar un nuevo sitio de alimentación (Igarzábal *et al*., 2014). En ataques muy severos pueden consumir brotes, tallos tiernos y vainas (Urretabizkaya *et al*., 2010). En estadios reproductivos ataca a partir de R4-R5, consumiendo vainas y granos en formación, con el consecuente impacto directo en la producción. Consume las vainas cortando trozos desde el bode hacia adentro, a diferencia de la oruga bolillera (*Helicoverpa gelotopoeon*) que perfora en el centro de la vaina justo sobre el grano (Navarro *et al*., 2009; Igarzábal *et al*., 2014).En la zona norte de Buenos Aires y sur de Santa Fe, esta plaga puede presentar dos picos de aparición, uno en enero produciendo defoliación y otro en marzo consumiendo fundamentalmente vainas.

**Figura 24.**Larvas de los últimos estadios de *A. gemmatalis* causando defoliación en el cultivo de soja. Foto: Biondini.

ANEXO III

**Tabla 3.** Densidad promedio de orugas defoliadoras, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar.Pergamino, 2015. Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(**α= 0,05).

| **Fenología/ Fecha** | **DM 4670** | | **Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto** | |
|---|---|---|---|---|
| | *Orugas defoliadoras/ metro lineal* | | *Orugas defoliadoras/ metro lineal* | |
| V1 - 09/01/2015 | 0 | a | 0,17 | a |
| V2 - 15/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| V4 - 22/01/2015 | 0,25 | a | 0 | a |
| R1 - 09/02/2015 | 1,58 | b | 0,08 | a |
| R2 - 13/02/2015 | 1,92 | b | 0,5 | a |
| R3 - 19/02/2015 | 1,92 | b | 0,5 | a |
| R5 - 27/02/2015 | 10,67 | b | 0,42 | a |
| R5 - 06/03/2015 | 17,67 | b | 1,08 | a |
| R6 - 27/03/2015 | 3,17 | b | 0,25 | a |
| R7 - 06/04/2015 | 0,42 | a | 0,08 | a |
| R7 - 10/04/2015 | 0,33 | a | 0 | a |
| R8 - 20/04/2015 | 0,17 | a | 0 | a |
| R8 - 28/04/2015 | 0 | - | 0 | - |

**Tabla4.** Densidad promedio de orugas de *Rachiplusia nu*, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar. Pergamino, 2015. Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(**α= 0,05).

| **Fenología/ Fecha** | **DM 4670** | | **Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto** | |
|---|---|---|---|---|
| | *Rachiplusia nu* | | *Rachiplusia nu* | |
| V1 - 09/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| V2 - 15/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| V4 - 22/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R1 - 09/02/2015 | 1,33 | b | 0 | a |
| R2 - 13/02/2015 | 1,42 | b | 0,33 | a |
| R3 - 19/02/2015 | 1,75 | b | 0,08 | a |
| R5 - 27/02/2015 | 1,17 | b | 0,25 | a |
| R5 - 06/03/2015 | 0,5 | a | 0 | a |
| R6 - 27/03/2015 | 0 | - | 0 | - |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| R7 - 06/04/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R7 - 10/04/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R8 - 20/04/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R8 - 28/04/2015 | 0 | - | 0 | - |

**Tabla 5.** Densidad promedio de orugas de *Anticarsia gemmatalis*, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar. Pergamino, 2015Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(**α= 0,05).

| **Fenología/ Fecha** | **DM 4670** | | **Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto** | |
|---|---|---|---|---|
| | *Anticarsia gemmatalis* | | *Anticarsia gemmatalis* | |
| V1 - 09/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| V2 - 15/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| V4 - 22/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R1 - 09/02/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R2 - 13/02/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R3 - 19/02/2015 | 0,08 | a | 0 | a |
| R5 - 27/02/2015 | 7,83 | b | 0 | a |
| R5 - 06/03/2015 | 15,67 | b | 0,92 | a |
| R6 - 27/03/2015 | 1,92 | b | 0 | a |
| R7 - 06/04/2015 | 0,17 | a | 0 | a |
| R7 - 10/04/2015 | 0,25 | a | 0 | a |
| R8 - 20/04/2015 | 0,08 | a | 0 | a |
| R8 - 28/04/2015 | 0 | - | 0 | - |

**Tabla 6.** Densidad promedio de orugas de *Spodoptera cosmioides*, durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar. Pergamino, 2015.Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(**α= 0,05).

| **Fenología/ Fecha** | **DM 4670** | | **Variedad Exp. INTACTA RR2 PRO ciclo corto** | |
|---|---|---|---|---|
| | *Spodoptera cosmioides* | | *Spodoptera cosmioides* | |
| V1 - 09/01/2015 | 0 | a | 0,08 | a |
| V2 - 15/01/2015 | 0 | - | 0 | - |
| V4 - 22/01/2015 | 0,25 | a | 0 | a |
| R1 - 09/02/2015 | 0,25 | a | 0,08 | a |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| R2 - 13/02/2015 | 0,5 | a | 0,17 | a |
| R3 - 19/02/2015 | 0,08 | a | 0,42 | a |
| R5 - 27/02/2015 | 0,08 | a | 0,17 | a |
| R5 - 06/03/2015 | 0,17 | a | 0,17 | a |
| R6 - 27/03/2015 | 0,67 | a | 0,25 | a |
| R7 - 06/04/2015 | 0,17 | a | 0,08 | a |
| R7 - 10/04/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R8 - 20/04/2015 | 0 | - | 0 | - |
| R8 - 28/04/2015 | 0 | - | 0 | - |

**Tabla8.** Porcentaje de huevos de lepidópetros parasitoidizados por *Trichogramma* sp., durante los estados vegetativos y reproductivos, para cada cultivar. Pergamino, 2015. Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas según el análisis de test no parámetrico Mann-Whitney-Wilcoxon **(α=** 0,05).

| **Fecha/Fenología** | | **Parasitoidismo de Huevos en cultivar *Bt* (%)** | | **Parasitoidismo de Huevos en cultivar No *Bt* (%)** | |
|---|---|---|---|---|---|
| **09-ene** | **V1** | - | a | 40 | a |
| **15-ene** | **V2** | 38 | a | 75 | a |
| **22-ene** | **V4** | 35 | a | 11 | a |
| **09-feb** | **R1** | 50 | a | 67 | a |
| **13-feb** | **R2** | 29 | a | - | a |
| **19-feb** | **R3** | 40 | a | 25 | a |
| **27-feb** | **R5** | 13 | b | - | a |
| **06-mar** | **R5** | 14 | a | - | a |
| **16-mar** | **R5** | 33 | a | - | |
| **27-mar** | **R6** | 50 | a | - | a |
| **06-abr** | **R7** | - | - | - | - |
| **10-abr** | **R7** | 36 | a | - | a |
| **20-abr** | **R8** | - | - | - | - |
| **28-abr** | **R8** | - | - | - | - |
| **Total** | | **31** | **a** | **32** | **a** |



VILLALÓN José Gastón
ECANA
Location: UNNOBA
Date: 2018.05.08 12:07:58 -0300