

**Espacio de Prácticas Profesionales**  
**Facultad de Ciencias Agrarias**  
**Universidad Nacional de Lomas de Zamora**  
**Propuesta de Plan de Especialización**

**Denominación del proyecto:** Actualización de nuevas estrategias de manejo con bajo impacto ambiental para el control *Spodoptera frugiperda* Smith en el cultivo de maíz

**Identificación del proyecto:**

- 1.1. **Unidad Ejecutora:** Gonzalez, Juan Manuel.
- 1.2. **Palabras clave:** *Spodoptera frugiperda*, Actualización, Manejo, Maíz  
**Director**
- 1.3. **Apellido y nombre:** Urretabizkaya, Néstor
- 1.4. **Cargo:** Profesor Adjunto a /cargo. Protección Vegetal.FCA-UNLZ  
**Co-Director**
- 1.5. **Apellido y nombre:** Allinghi, Armando
- 1.6. **Cargo:** Jefe de Trabajos Practicas. Protección Vegetal. FCA-UNLZ

**Fecha de iniciación del proyecto:**

Febrero del 2019



## INDICE

|   |    |
|---|----|
| INTRODUCCION .....  | 6  |
| DESCRIPCION MORFOLOGICA DEL ADULTO DE <i>Spodoptera frugiperda</i> .<br>SMITH .....                   | 9  |
| Descripción de estadios inmaduros y ciclo vital de <i>S. frugiperda</i> .....                         | 10 |
| Larva.....  | 11 |
| Pupa .....  | 12 |
| Adultos.....  | 12 |
| Ciclo.....  | 13 |
| DESCRIPCION DEL CICLO BIOLOGICO ASOCIADOS AL CULTIVO DE MAIZ<br>.....                                 | 13 |
| Escala de Davis .....   | 15 |
| Escala de Daños de cogollero .....  | 16 |
| Cuantificación de daños.....  | 17 |
| Ensayos de medición de daño .....   | 18 |
| Ensayo 1.....   | 18 |
| Ensayo 2.....   | 19 |
| ESTRATEGIAS DE MANEJO INTEGRADO DE <i>SPODOPTERA FRUGIPERDA</i><br>EN EL CULTIVO DE MAIZ.....         | 21 |
| Cultivos genéticamente modificados.....   | 21 |
| Funcionamiento de Maíz Bt .....   | 22 |
| Toxinas y resistencias observadas .....   | 23 |
| Causas fisiológicas/genéticas de la resistencia en <i>S. frugiperda</i> .....                         | 25 |
| Utilización de Refugios.....  | 25 |
| Insecticidas utilizados para el control del gusano cogollero o <i>Spodoptera<br/>frugiperda</i> ..... | 29 |
| Acción de los Insecticidas.....   | 30 |
| Aplicación de insecticidas .....  | 32 |

|   |    |
|---|----|
| Monitoreo sistémico .....   | 34 |
| Ensayo de aplicación temprana y tardía .....  | 34 |
| Control Biológico .....   | 36 |
| Control biológico inducido.....   | 37 |
| Trampas de Luz .....  | 39 |
| Bioinsecticidas .....   | 40 |
| Bacterias.....  | 40 |
| ÚLTIMOS AVANCES EN EL USO DE ESTRATEGIAS DE BAJO IMPACTO<br>AMBIENTAL PARA EL CONTROL DE SPODOPTERA FRUGIPERDA EN EL<br>CULTIVO DE MAIZ ..... | 41 |
| Actualización de la Escala de Davis.....  | 41 |
| Eventos Apilados .....  | 41 |
| Uso de Drones para monitoreo .....  | 46 |
| Trampas de Feromonas.....   | 47 |
| Detección y monitoreo .....   | 48 |
| Técnicas .....  | 48 |
| Ensayos de investigación .....  | 49 |
| Bioinsecticidas .....   | 52 |
| Baculovirus .....   | 52 |
| Hongos entomopatógenos.....   | 53 |
| Nematodos entomopatógenos.....  | 55 |
| Ensayo de comparación en control de <i>S. frugiperda</i> con NEP, <i>B. bassiana</i> y<br>bt.....   | 56 |
| CONCLUSIONES.....   | 59 |
| BIBLIOGRAFIA .....  | 61 |

## Índice de Figuras

|   |    |
|---|----|
| Figura N° 1 Tagma cefálico.....   | 9  |
| Figura N°2 Ciclo de <i>S. frugiperda</i> .....                              | 13 |
| Figura N° 3 Estadios larvales y nivel de daño.....                          | 14 |
| Figura N° 4 Escala de Davis.....  | 15 |
| Figura N° 5 Escala de Daños de Cogollera (en vegetativo).....               | 16 |
| Figura N°6 Funcionamiento de Proteína cry.....                              | 23 |
| Figura N°7 Conservación de genes susceptibles con la ayuda de refugios..... | 26 |
| Figura N°8 Utilización de refugio.....                                      | 27 |

## Índice de Gráficos

|  |    |
|--|----|
| Gráfico N° 1 - % de daño causado por <i>S. frugiperda</i> en híbridos de maíz.....   | 19 |
| Gráfico N° 2 Promedio de larvas de <i>S. frugiperda</i> observadas cada 10 plantas, en función de las tecnologías Bt ensayadas en las campañas agrícolas 2016/17 ..... | 20 |
| Gráfico N°3 Resultado de la prueba tukey del número de granos/hilera para distintos momentos de aplicación.....  | 35 |
| Gráfico N°4 Rendimientos obtenidos de cada híbrido para cada momento de aplicación.....  | 36 |
| Gráfico N°5 - % de Parasitismo causado por fauna benéfica.....   | 38 |
| Gráfico N°6 Experimentos de unión de competición con 125I-Cry1Fa.....  | 44 |
| Gráfico N° 8 Periodo de desarrollo del experimento de la Cruz-Martínez .....   | 51 |

## Índice de Tablas

|  |    |
|--|----|
| Tabla N° I Porcentaje de plantas con daño a los 7 días de infestación según número de hojas .....                                | 18 |
| Tabla N° II Porcentaje de plantas con daño a los 10 días de infestación según número de hojas .....                              | 18 |
| Tabla N° III Espectro de acción de distintas proteínas Cry .....   | 22 |
| Tabla N° IV Resistencia de Lepidópteros a toxinas Cry1AB .....   | 24 |
| Tabla N° V Diversidad de toxinas Cry en maíces Bt .....  | 24 |
| Tabla N° VI Actividad de proteínas Cry de <i>Bacillus thuringiensis</i> en larvas neonatas de <i>Spodoptera frugiperda</i> ..... | 24 |
| Tabla N° VII Actividad insecticida de toxinas en <i>S. frugiperda</i> . .....  | 25 |
| Tabla N°VIII Insecticidas utilizados para el control de cogollero.....   | 29 |

|  |    |
|--|----|
| Tabla N°IX Plantas Huéspedes (%) de <i>Spodoptera frugiperda</i> .....   | 34 |
| Tabla N°X Momentos de aplicación y daños.....  | 35 |
| Tabla N°XI Porcentaje de parasitismo de huevos de <i>S. frugiperda</i> por la avispa<br><i>Trichogramma pretiosum</i> en un cultivo de maíz..... | 38 |
| Tabla Xixi Eventos Bt de maíz comercialmente disponibles en Argentina  | 42 |
| Tabla N°XIII Eventos 2019 .....  | 43 |
| Tabla N°XIV Tecnologías de maíz bt con eventos piramidados y no piramidados...   | 43 |
| Tabla N°XV Capacidad de control de <i>Spodoptera frugiperda</i> .....  | 43 |
| Tabla N°XVI Baculovirus (composición, clasificación e indicadores de<br>uso).....  | 53 |
| Tabla N°XVII Porcentaje de mortalidad de larvas <i>S. frugiperda</i> a los 4 días en<br>condiciones de laboratorio.....                          | 56 |
| Tabla N°XVIII Porcentaje de mortalidad de larvas <i>S. frugiperda</i> 3 días luego de 2da<br>aplicación en condiciones de campo .....            | 57 |

### **Índice de Fotos**

|   |    |
|---|----|
| Foto N° 1 Masa de huevos.....   | 11 |
| Foto N° 2 Visualización de la Y invertida y manchas negras.....   | 12 |
| Foto N°3 Pupa de <i>S. frugiperda</i> .....   | 12 |
| Foto N°4. Adulto <i>S. frugiperda</i> Macho y Hembra.....   | 12 |
| Foto N° 5 (Daño tipo ventanita).....  | 16 |
| Foto N°6 Aplicación hecha por drones.....   | 46 |
| Foto N°7 Trampa con feromona sexual en cultivo de sorgo para capturar<br><i>Spodoptera frugiperda</i> ..... | 49 |
| Foto N°8 Señuelos, Bucket y Scentry <i>Heliothis</i> .....  | 49 |

## INTRODUCCION

En Argentina, la producción de maíz se extiende desde el Sur de la Provincia de Buenos Aires hasta la provincia de Jujuy, abarcando un 38% del total de la producción nacional. Las principales provincias productoras son Córdoba, Buenos Aires, Santa Fe y Santiago del Estero con una producción conjunta de 80% del total nacional en la campaña 2017/2018. La superficie sembrada durante 2016/2017 y la campaña anteriormente mencionada osciló entre 8,4 y 9,1 millones de hectáreas (Ministerio de Agroindustria, 2019).

Gran parte de la superficie de maíz se siembra en fechas tardías para evitar la coincidencia de la floración del cultivo con períodos de estrés hídrico en los meses de verano (Brach y Gallard, 2014; Maddonni, 2019; Leiva, 2014). Sin embargo, los cultivos de maíz sembrados en fechas tardías tienden a ser más presionados por factores de estrés biótico (Szwarc et al, 2015a; Almada et al, 2015).

El cultivo de maíz es atacado por varios artrópodos. Los lepidópteros son el grupo más numeroso que daña la parte aérea de las plantas, mientras que los coleópteros dañan en mayor medida la parte subterránea (Chiang, 1978; Aragon y Flores, 2006). El lepidóptero más importante en maíz es *Spodoptera frugiperda*, conocida vulgarmente como "oruga militar tardía" o "cogollero del maíz" (Ayala 2013; Leiva, 2014; Burtet et al, 2017), el cual tiene hábitos migratorios, y aunque es un insecto subtropical (Mitchell et al, 1991) con poblaciones restringidas a áreas con inviernos suaves del hemisferio occidental (Nagoshi et al, 2012), está ampliamente distribuida en el continente americano, desde Canadá (al Norte) hasta Argentina (al Sur) y en todo el Caribe (Clark et al., 2007; Vilarinho et al., 2011). Recientemente se ha detectado también en el continente africano y en la India. (Goergen et al, 2016; Prasanna et al, 2018; Sisodiya et al, 2018; Sharanabasappa et al, 2018; Sosa Gómez, 2018).

Los maíces de siembra tardía son los más afectados sobre todo en el noroeste y noreste argentino (Willink et al, 1991; Ayala et al, 2013), acentuándose el daño a medida que se atrasa la siembra (Sosa, 2002a; Szwarc et al, 2015; Almada et al, 2015; Leiva, 2014). En maíces sembrados en los meses diciembre y enero se observa mayor presión de la plaga (Leiva, 2014), lo cual se relaciona con la

mayor abundancia relativa de adultos, estimada a través de las capturas en trampas de luz en la EEA INTA Reconquista, Santa Fe (Sosa, 2002b y c).

Históricamente el control de *S. frugiperda* en maíz se ha llevado a cabo mediante el uso de insecticidas químicos, sin embargo, las larvas en estados avanzados se encuentran protegidas dentro del cogollo del maíz, lo que limita el uso de esta táctica (Carvalho et al, 2013; Burtet et al, 2017).

Las pérdidas económicas ocasionadas por la presencia de esta plaga en áreas extensas de maíz han llevado al uso indiscriminado de insecticidas sintéticos como medida para su control (Carvalho et al, 2013). Esto ha ocasionado grandes daños al ecosistema y a la salud humana, además de haber contribuido a la selección de individuos resistentes a estos químicos. (Carvalho et al, 2013; Burtet et al, 2017).

En 1996, gracias a la aprobación comercial de maíces genéticamente modificados los cuales poseen proteínas “Cry” provenientes de la bacteria *Bacillus thuringiensis*, también llamados híbridos Bt, se ha obtenido una nueva estrategia para el manejo de *S. frugiperda* (Tabashnik et al, 2003; Burtet et al, 2017; Wan et al, 2017)

Los maíces Bt tienen grandes beneficios, reducen la utilización y dependencia de insecticidas sintéticos lo que se refleja como menor exposición a estos tanto para seres humanos como para fauna benéfica, las proteínas producidas son específicas para el artrópodo objetivo, y los rendimientos se mantienen estables. (Andow, 2008; National Research Council, 2010; Bilal et al, 2012; Ibrahim y Shower, 2014).

Lamentablemente, el desarrollo de la resistencia es una gran amenaza para el éxito de los cultivos Bt (Tabashnik et al, 2013; Carrière et al, 2016; Van Den Berg, 2016). El uso constante de estos organismos modificados genéticamente (OGM) ha generado una presión de selección, multiplicando de esta manera a insectos resistentes (Gould, 1998; Storer et al, 2010; Gassmann et al, 2011; Huang et al., 2011; Tabashnik et al, 2013). La rápida adaptación de estos insectos amenaza los beneficios brindados por el Bt, la eficacia sostenida de estos depende de la implementación de estrategias de manejo de resistencia de insectos (Head et al, 2014; Faretto et al, 2017).

El uso refugios como estrategia para el manejo de la resistencia ha sido el principal enfoque utilizado en todo el mundo (Tabashnik, 2008). Este manejo se

trata de reducir la dominancia y heredabilidad de la resistencia (Tabashnik et al, 2004; Trumper, 2014) a través de la idea de que los individuos resistentes se aparearán con los individuos susceptibles de refugios cercanos o plantas sin toxinas Bt, generando un híbrido que no sea resistente. (Gould, 1998; Tabashnik et al, 2004).

No obstante, la utilización del refugio es complicada de aceptar debido a que el productor debe renunciar a una fracción de cultivo Bt, sembrando maíz convencional y por lo tanto expuesto a cogollero (Carroll et al, 2013). Además, muchas compañías no poseen maíz convencional o su disponibilidad es muy limitada por lo que los productores se ven obligados a sembrar materiales no apropiados para un refugio (Bourguet et al, 2005). Otra limitante es la de sembrar el refugio aparte del resto del lote Bt, lo que implica demoras y una necesidad de adaptar la configuración de siembra y el manejo posterior diferenciado (Kruger et al, 2012).

En los últimos años se ha comenzado a implementar el Manejo Integrado de Plagas (MIP) el cual se basa en el monitoreo sistémico, uso de insecticidas selectivos, uso controlado de plaguicidas mediante un umbral de daño que justifica su uso. Estas prácticas MIP han crecido en los últimos años apoyadas por un asesoramiento profesional y tiene directa relación con la sanidad de los cultivos y los altos rendimientos alcanzados. De igual manera estas prácticas deben seguir incrementándose ya que aún hay pérdidas y daños a diferentes cultivos por la falta de monitoreos tempranos o por tratamientos efectuados de baja calidad. Además, aún existe el uso innecesario de insecticidas ante una mínima presencia del insecto, ello genera que tanto la fauna benéfica, el ser humano y el medio ambiente están expuestos a este químico, cabe señalar además que su uso indiscriminado seleccionara insectos resistentes. (Aragón y Flores, 2006; Leiva, 2013).

Para disminuir este tipo de conflictos que afectan a la sociedad y mejorar la sostenibilidad del sistema de producción de alimentos, se deben incorporar cada vez más métodos de control que reduzcan el uso excesivo de plaguicidas y ofrezcan alimentos seguros y de calidad. (Paullier et al, 2007)

En el capítulo final de este trabajo se describirán herramientas para el control de la oruga militar tardía con bajo impacto ambiental, siendo estas las trampas de

feromonas, eventos apilados y el uso de bioinsecticidas, y además se presentará una actualización de datos con respecto al control de *S. frugiperda*.

## DESCRIPCION MORFOLOGICA DEL ADULTO DE *Spodoptera frugiperda*. SMITH

Para entender la descripción morfológica de este lepidóptero es necesario que dividamos su cuerpo en cabeza, tórax y abdomen.

### Cabeza:

La cabeza de un lepidóptero adulto es bien desarrollada y globosa. (Figura 1) Debido a que son voladores tienen ojos grandes y compuestos por hasta 27000 omatidios, además poseen un par de ocelos situados sobre y entre los ojos, estos están compuestos por células fotosensibles que perciben luz, pero no imágenes, se podrían considerar un par de “ojos simples”.

Estas mariposas con hábitos nocturnos poseen antenas filiformes están compuestas por artejos y se ubican entre los ojos del insecto.

El aparato bucal de la polilla es de tipo chupador, y se le conoce como espiritrompa, la cual consiste en un largo tubo membranoso, anillado, que forma un canal interno por el cual se absorben los líquidos.

La espiritrompa de los adultos no es dañina, ya que se alimentan de néctares y mielatos, pero si lo es el aparato bucal de las formas jóvenes las cuales son larvas este es de tipo masticador, y su comportamiento suele ser muy voraz.

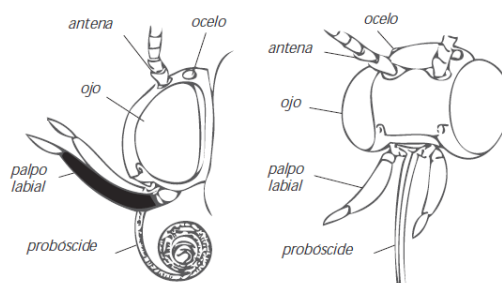


Figura N° 1 Tagma cefálico a) Vista lateral. b) Vista frontal. (Urretabizkaya, 2010)

**Tórax:**

Se divide en tres segmentos siendo primero el protórax, el cual es el más pequeño, el mesotórax, el cual es el más grande y desarrollado, y por último el metatórax. El insecto posee 3 pares de patas insertadas en cada segmento del tórax, estas son de tipo ambulatorias, poseen un fémur una tibia y un tarso que termina en una uña.

En el tórax están insertas dos pares de alas de una expansión alar de 30 á 38 mm de consistencia membranosa y cubiertas por escamas. El primer par de alas es más desarrollado que el segundo. Durante el vuelo las alas de cada lado del cuerpo se mueven coordinadamente, gracias a un sistema de acoplamiento.

**Abdomen:**

Tiene un aspecto cilíndrico, formado por 10 urómeros, los dos últimos se encuentran modificados según el género. Las hembras no presentan ovipositor expuesto, por lo tanto, sus desoves siempre están colocados sobre el tejido vegetal, poseen en el extremo un mechón de pelos relacionados con glándulas que secretan feromonas sexuales que tienen por función asegurar el apareamiento.

**Descripción de estadios inmaduros y ciclo vital de *S. frugiperda***

Son Ovíparos de reproducción tipo sexual, y una metamorfosis de tipo holometábolo, esto último quiere decir que su transformación es total o completa, siendo este Huevo-Larva-Pupa-Adulto. (Urretabizkaya, 2010)

A lo largo de su vida una hembra puede oviponer 600 a 1500 huevos en grupos compactos de 100 a 150 huevos cada uno, estos son depositados en general en el envés de la hoja y sirven como alimento inicial cuando nacen las larvas. (Lezaun, 2015)

Según Rizzo (1993) los huevos son cupuliformes con una base aplanada de color variable, pudiendo ser blanquecinos, verdosos o hasta turquesas y de 0,43 a 0,47 mm de diámetro, dispuestos en grupo a veces con recubiertos por abundante pilosidad proveniente del cuerpo de la madre. (Foto 1) lo que coincide con (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2015a).

**Foto N° 1 Oviposición de *S. frugiperda* con y sin protección (Lezaun, 2015)**



### **Larva**

Luego de 2 días de efectuada la oviposición nacen las larvas, permaneciendo agrupadas durante 3 días. El primer alimento de las mismas es el corion de los huevos, y luego migran. Las más jóvenes concentran su actividad durante el día contrariamente a los últimos estadios donde son más activas de noche (Casmuz et al, 2010). Además, Urretabizkaya (2012) menciona que las larvas presentan varios estadios, siendo un total de 5 en la región pampeana, y un número más elevado en latitudes cada vez menores, esto es lógico por las altas temperaturas. Sin embargo, Rizzo (1993) describe seis estadios larvales comenzando el primer estadio con un largo de 1 a 3 mm y llegando en su último estadio con medidas de hasta 36 milímetros.

Recién nacidas son blancas verdosas, y miden cerca de 1 mm. de longitud. Hacia el fin de su desarrollo llegan a medir 35 a 40 mm. de largo y muestra una coloración general que varía entre el verde claro, el rosado amarillento y el gris oscuro casi negro. (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2015a).

Estos insectos alcanzando estadios avanzados poseen un diseño de “Y” invertida en su cabeza y tres líneas blancas en el dorso, además presentan cuatro manchas negras sobre el lomo en cada segmento (Gutierrez, 1984). El periodo larval dura entre 15 y 30 días, no obstante, la duración del estadio larval puede variar dependiendo de la temperatura ambiental, acortándose a mayores temperaturas. (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2015)

**Foto N° 2 Visualización de la Y invertida y manchas negras, (Peralta, 2014)**



Una vez alcanzado el máximo desarrollo, las larvas descienden al suelo para enterrarse pocos centímetros bajo la superficie y empupar en una celda elaborada con partículas de tierra. (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2015)

### **Pupa**

Según Rizzo (1993) mide unos 14-15 mm de largo y alrededor de 4-4,5 mm de ancho máximo, sin embargo, Urretabizkaya (Comunicación personal, 2019) no esta de acuerdo debido a que el último estadio larval presenta dimensiones mayores al descrito por este en las pupas.

Las pupas son color castaño claro algo rojizo. La etapa pupal dura entre 6 y 17 días. Un aspecto a tener en cuenta es que la exposición a bajas temperaturas (< a 2°C) durante períodos breves (una semana) mata las pupas.

**Foto N°3 Pupa de *S. frugiperda* (Urretabizkaya, 2010)**



### **Adultos**

**Foto N°4. Adulto *S. frugiperda* Macho (Izq.) y Hembra (Der) (Buss, s/f)**



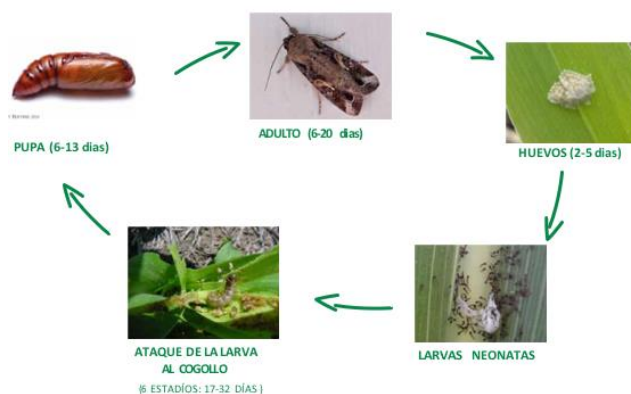
En estado adulto son de hábito nocturno y poseen fototaxia positiva, es decir, los atrae la luz. Las alas anteriores son pardo grisáceas, siendo en el macho más claras y con máculas más contrastantes que en la hembra, las cuales tienen un color más oscuro y presentan puntuaciones y no un diseño definido. Las alas

posteriores tanto dorsal como ventralmente son blanquecinas y semihialinas, con un ligero reflejo perlado, poseyendo una fina línea oscura próxima al margen externo. (Rizzo, 1993)

## Ciclo

Dependiendo de las temperaturas el ciclo completo de la plaga puede durar entre 30 y 70 días (Figura 2). Cada generación es compuesta por un ciclo completo, cada ciclo de la plaga está dividido en cuatro estados. (a) Como pupa dura entre 8-30 días; (b) como adulto, hasta 21 días; (c) como huevo, entre 2-3 días y, (d) como larva, entre 14 a 22 días (FAO, 2017), siempre dependiendo del lugar y del autor. En Argentina usualmente desarrolla 3-4 generaciones por año a campo, pudiendo observarse hasta 6-7 cuando se presentan condiciones de altas temperaturas.

Figura N°2 Ciclo de *S. frugiperda* (Pioneer, 2014)



## DESCRIPCION DEL CICLO BIOLÓGICO ASOCIADOS AL CULTIVO DE MAIZ

Según Cortez y Waquil (1997) la oruga militar tardía puede causar pérdidas de hasta el 38% en la producción de maíz, dependiendo obviamente del ambiente, el cultivar y del estado de desarrollo y de nutrición de las plantas atacadas.

Dependiendo de las fechas de siembra, se modifica el crecimiento y desarrollo del cultivo ya que interactúa con más o menos radiación, más o menos disponibilidad hídrica y una mayor o menor presión de esta plaga sobre el cultivo.

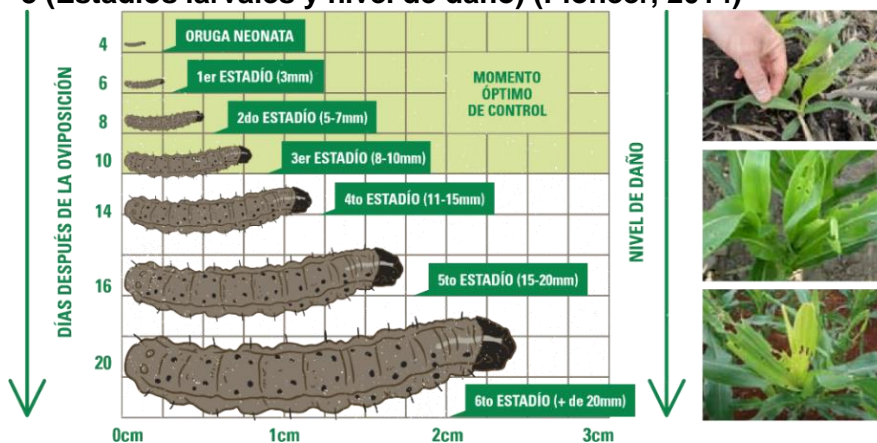
Todo esto se reflejará en su rendimiento potencial. Los maíces de siembra tardía son los más afectados, ya que en estos ambientes el cultivo se cruza con los picos poblacionales de la plaga que provocan un mayor ataque, requiriendo hasta 3 aplicaciones de insecticidas para controlarla (Willink et al., 1991).

*S. frugiperda* puede ser Cortadora, defoliadora, o cogollera, según el momento en el que ataque, si ataca la espiga provoca un daño directo, esto coincide con lo mencionado por Aragón (2002) y Willink (1993) “Los ataques tempranos pueden afectar estados vegetativos de desarrollo mientras que los tardíos pueden dañar las espigas”.

Luego del nacimiento de las larvas, los primeros estadios (L1 y L2) sólo roen la epidermis de las hojas, dejando manchas translúcidas. A partir del segundo estadio comienzan a migrar hacia otras plantas.

En el tercer estadio larval (L3), consumen toda la lámina foliar dejando huecos irregulares en el follaje y, se encuentra una larva por cogollo en sorgo y maíz. Los dos últimos estadios (L4 y L5) son los más importantes ya es cuando infringen el mayor daño, consumen más del 80 % de la ingesta. (Urretabizkaya, 2012)

**Figura N° 3 (Estadios larvales y nivel de daño) (Pioneer, 2014)**



Existen diversas formas de evaluar el daño de cogollero en maíz, para lo cual se han establecido distintas escalas que permiten conocer la dinámica de la plaga y el momento correcto de diagnóstico y planificar estrategias de control.

## Escala de Davis



**Figura N°4 Escala de Davis (Casmuz, 2016)**

Esta escala varía según los autores, ya que algunos consideran más y otros menos estadios de esta plaga, dependiendo la zona. En este caso tomaremos un total de 5 estadios larvales.

0: Sin daño

1-2: Sin daño o con lesiones extremadamente leves, tipo alfiler presentes en cogollos. Estas son causadas por larvas del primer estadio (L1).




3-4. Lesiones alargadas tipo “ventanita”, es decir, sin membrana epidérmica consumida (raspado sin agujero). Estas lesiones son causadas por larvas de segundo estadio (L2). Es el momento óptimo para control.

5-6: Agujeros de diferentes tamaños causados por larvas de tercer y cuarto estadio (L3 y L4), hojas abiertas y daño en el cogollo visible con signos de poca cantidad de heces de consistencia blanda. Se pierde eficacia en el control por encontrarse las larvas dentro del cogollo. Larvas de estadio L4.

7-8-9: Muchas lesiones afectando el cogollo en diferentes niveles, hojas abiertas y larvas L5 con tapón de aserrín que impiden por completo el control químico. (Pioneer, 2014; Casmuz, 2016)

## Escala de Daños de cogollero

**Figura N° 5 (Escala de Daños de Cogollera (en vegetativo)) (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, s/f)**

| Daño GRADO 1  | Daño GRADO 2  | Daño GRADO 3   |
|---|---|--|
| Roído del parénquima foliar<br>Aparece traslucida la hoja<br>Larvas 1 y 2<br>Larva expuesta | Perforaciones foliares<br>Hojas no aparecen translucidas<br>Sin daños en el cogollo<br>Larvas 3 y 4 | Daño foliar y daño en el cogollo del Maíz<br>"aserrín"<br>Larva profundizada dentro del cogollo<br>Larva no expuesta<br>Larvas 5 y 6 |
|            |                    |   |

Iannone (2010) y Leiva (2014) toman los daños del cogollero de la siguiente manera: Daño grado 1: Existe un roído del parénquima sin llegar a perforar la lámina de la hoja, este es el daño tipo "ventanitas" también conocido como "roído foliar" (Foto 5). Dichas lesiones son producto de la ingesta de larvas pequeñas recién nacidas L1 y L2; y lo importante es que estas lesiones translúcidas están indicando que las larvas están "expuestas" al insecticida aplicado, por lo que es el mejor momento para aplicar.

**Foto N° 5 (Daño tipo ventanita) (Urretabizkaya, 2012)**



Lamentablemente la mayoría de los productores "no detecta" este grado de daño, porque generalmente no está el hábito de monitorear los lotes de maíz de manera frecuente. Cabe aclarar que la escala de Davis muestra este mismo daño en el tercer y cuarto grado de su escala e indica que la culpable es únicamente L2.

Daño grado 2: Este implica perforaciones en la hoja, sin afectar al cogollo de maíz y suele ocurrir en la etapa V3 – V5 de la escala fenológica (Ritchie y Hanway, 1982).

Daño grado 3: La gran mayoría de productores detecta este grado, esto se debe a que ya hay graves daños. Esto es un problema difícil de solucionar e incluso irreversible. Se suele dar desde V6 en adelante, y se produce cuando no solo tanto hojas como cogollo se ven afectados de manera crítica, sino que; además las larvas ya de gran tamaño, están demasiado profundizadas en el cogollo cubiertas de cualquier tipo de control químico mediante un tapón "aserrín", que no es más que excrementos producidos por la ingesta de las larvas.

Las escalas desarrolladas en los párrafos anteriores constituyen herramientas de gran valor para el momento de decidir estrategias de control. Marcan la importancia de conocer los daños y el estadio de la plaga, para un manejo adecuado

### **Cuantificación de daños**

El daño provocado por *Spodoptera frugiperda* a un cultivo de maíz depende del nivel de infestación y del estado fenológico del cultivo, pudiendo oscilar el Umbral Económico con entre 10 y 50 % de plantas infestadas (Andrews, 1988; King y Saunders, 1984). Sin embargo, actualmente también depende de tecnologías que permiten tolerar la plaga mencionada, no obstante, hay evidencia de una resistencia a estas, tema que se tocara más adelante.

Massoni (2014) determino niveles de daño del 34 %, 15 % y 1 % para el mismo evento según sea Convencional, MG y VT3Pro con nivel de daño superior a 3 según escala de Davis en evaluación a campo. Dichos resultados expresan una diferencia del 19% de daño entre un material MG y convencional.

Por otro lado, en otro ensayo, Flores y Balbi (2014) encontraron diferencias en el porcentaje de plantas infestadas con *S. frugiperda* de 4 %, 6 %, 21 %, 68 %, 92 %, 100 % en un ensayo en laboratorio con respecto al Testigo convencional cuando se evaluaron materiales TD, HX, MG, VT3Pro, PW y Viptera respectivamente.

## Ensayos de medición de daño

### Ensayo 1

Esta investigación fue realizada por Flores y Balbien durante el 2014 con la finalidad de medir el % de daño realizado por *S. frugiperda* en maíz convencional y eventos Bt y Vip3A de este.

El porcentaje de daño al que se hace referencia tiene en cuenta el porcentaje de plantas cuyo daño inicial ha superado la etapa conocida como ventanita y no como porcentaje de defoliación.

**Tabla N° I Porcentaje de plantas con daño a los 7 días de infestación según número de hojas (Flores y Balbi, 2014)**

| Evento        | %Daño | 1 Hoja | 2 Hojas | 3 Hojas | 4 Hojas |
|---------------|-------|--------|---------|---------|---------|
| Viptera       | 0     | 0      | 0       | 0       | 0       |
| TD TG         | 96    | 23     | 27      | 32      | 14      |
| MG            | 75    | 36     | 23      | 9       | 5       |
| Power Core    | 8     | 9      | 0       | 0       | 0       |
| VT Triple Pro | 32    | 14     | 5       | 14      | 0       |
| Herculex      | 75    | 7      | 13      | 20      | 33      |
| Convencional  | 100   | 29     | 14      | 57      | 0       |

Los valores expresan el porcentaje total de plantas que expresaron daño y discriminando según 1, 2, 3 y 4 hojas (Tabla I). En la Tabla II se detalla la evolución del daño que demuestra la alta movilidad larval dentro de la planta. (Flores y Balbi, 2014).

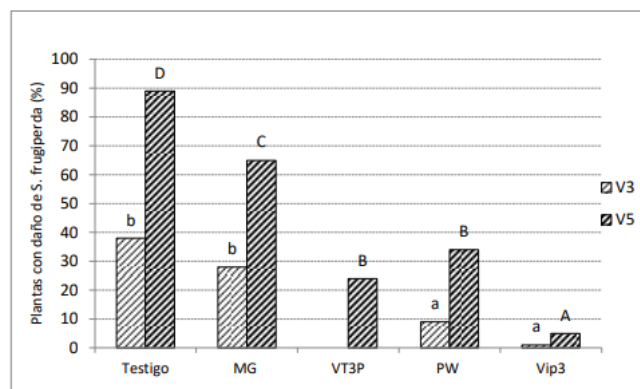
**Tabla N° II Porcentaje de plantas con daño a los 10 días de infestación según número de hojas (Flores y Balbi, 2014)**

| Evento        | %Daño | 1 Hoja | 2 Hojas | 3 Hojas | 4 Hojas | 5 Hojas |
|---------------|-------|--------|---------|---------|---------|---------|
| Viptera       | 0     | 0      | 0       | 0       | 0       | 0       |
| TD TG         | 96    | 14     | 9       | 27      | 23      | 23      |
| MG            | 79    | 23     | 32      | 14      | 9       | 0       |
| Power Core    | 8     | 9      | 0       | 0       | 0       | 0       |
| VT Triple Pro | 32    | 14     | 5       | 5       | 10      | 0       |
| Herculex      | 94    | 0      | 13      | 20      | 13      | 47      |
| Convencional  | 100   | 6      | 13      | 38      | 31      | 0       |

## Ensayo 2

Otro ensayo realizado por Massoni (2017) trata sobre el porcentaje de plantas de híbridos de maíz con daños de *S. frugiperda* en función de las tecnologías ensayadas en las campañas agrícolas 2016/17 en la EEA Rafaela

**Gráfico N° 1 - % de daño causado por *S. frugiperda* en híbridos de maíz (Letras distintas indican diferencias significativas ( $p < 0,05$ ), (Massoni et al, 2017)**

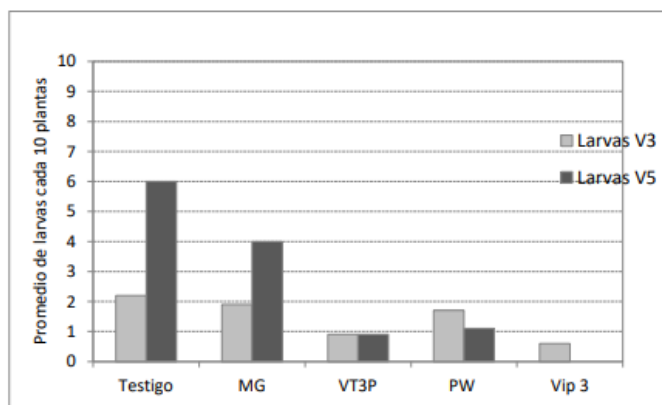


En la fase de V3, 19 días después de la fecha de siembra según el análisis tukey el cultivo de maíz presentó dos grupos con diferentes daños; a) los híbridos VT3P, Vip3 y PW difirieron del grupo b) MG y Testigo. Estos últimos alcanzaron el umbral de daño (UD= 20% plantas Davis 3º) en dicha etapa. Los valores promedios hallados fueron: VT3P= 0%, Vip 3=1%, PW= 9%, MG= 28%, Testigo= 38%. En V5, a 26 días de la fecha de siembra el análisis estadístico presentó cuatro grupos con promedios de daños diferentes, y a excepción de Vip3, el resto de los tratamientos superaron el umbral de daño. Los grupos fueron: a) Vip3=5%, b) VT3P=24%, PW=34%, c) MG=65% d) Testigo=89%. (Grafico 1)

Respecto al promedio de larvas cada 10 plantas (Grafico 2), se observó que el tratamiento Testigo y MG alcanzaron 2 larvas en V3 lo que coincide con que anteriormente estos presentarían mayor % de daño que los otros eventos, además, en V5 se incrementaron en ambos tratamientos hasta un promedio de 6 y 4 larvas/10 plantas, respectivamente. En el resto de los materiales el daño no tan fue grande como en los anteriores, Vip3 fue el que menor daño recibió de todos esto se explica ya que no llegó ni a 1 larva promedio, seguido de este, VT3P obtuvo 1 larva y PW que no llegó a 2 larvas cada 10 plantas.

Por otro lado, Massoni (2017) destaca la necesidad de detectar la masa de huevos en las etapas iniciales del cultivo ya que este manejo permite determinar la presencia temprana de la plaga. (Massoni et al, 2017)

**Gráfico N° 2 Promedio de larvas de *S. frugiperda* observadas cada 10 plantas, en función de las tecnologías Bt ensayadas en las campañas agrícolas 2016/17 en la EEA Rafaela (Massoni et al, 2017)**



De los dos ensayos previamente descritos se puede concluir que, una vez estabilizada la cantidad de larvas por planta producto de la supervivencia a determinados eventos y mortalidad por canibalismo, la evolución del daño es continua hasta llegar a su ultimo estadio y empupar, por ello, para evitar grandes daños es necesario detectar la plaga lo más temprano posible, por otro lado, la elección de híbridos a utilizar es significativa ya que, por ejemplo, Vip y VT3P, son eventos novedosos a los cuales la oruga militar tardía aún no ha desarrollado resistencia, teniendo un control casi total.

# ESTRATEGIAS DE MANEJO INTEGRADO DE *SPODOPTERA FRUGIPERDA* EN EL CULTIVO DE MAIZ

## Cultivos genéticamente modificados

La biotecnología es un área de la ciencia que brinda una gran variedad de herramientas utilizadas en la investigación y modificación de los sistemas biológicos, entre estas herramientas se pueden mencionar el mapeo genético, el cual es útil para identificar la ubicación de un gen en un cromosoma y dilucidar la secuencia de un gen, transformación genética, terapia génica y diagnóstico de enfermedades de base molecular. (NDSU Extension Service, 2015)

Gracias a este tipo de herramientas fueron creados los cultivos genéticamente modificados. Los maíces transgénicos expresan toxinas derivadas de la bacteria *Bacillus thuringiensis* Berliner, denominados maíces Bt. Estas plantas como ya se ha explicado previamente en la introducción son resistentes a determinados insectos ya que han sido modificadas para producir toxinas de tipo proteico (codificadas por los genes Cry), obtenidas de distintas cepas de *B. Thuringiensis* (Mentaberry y Ghio, 2002), el gen encargado de codificar a la proteína Cry 1Ab de *Bacillus thuringiensis*, introducido en las plantas de maíz, permite una gran producción de esta proteína con alta selectividad en su actividad insecticida siendo específica para el control especies dentro del orden de los Lepidópteros, tales como *Diatraea sp.*, *Ostrinia sp.* y *Spodoptera sp.*

Según Romeis (2008); Barros (2009) y Lewi y Rubinstein (2010), el maíz Bt ha demostrado otorgar múltiples beneficios, estos han impactado en forma positiva sobre los productores, el medioambiente y los consumidores. Entre algunos de los beneficios, se pueden mencionar una disminución en el uso de insecticidas, la posibilidad de planificar las fechas de siembra y cosecha de manera más flexible, prolongar el período de secado del grano en la planta, la posibilidad de realizar maíz de segunda con menor riesgo de perder rendimiento a causa de plagas, la conservación de los agentes de control biológico, la reducción de los costos de control tradicionales, la merma en la densidad de la plaga reduciendo

el ataque de la misma a otros cultivos, todo esto en un contexto de Manejo integrado.

### **Funcionamiento de Maíz Bt**

La proteína Cry, previamente presentada, es tóxica para distintos órdenes de insectos como se muestra en la Tabla 3.

**Tabla N° III Espectro de acción de distintas proteínas Cry (Sassano et al, 2016)**

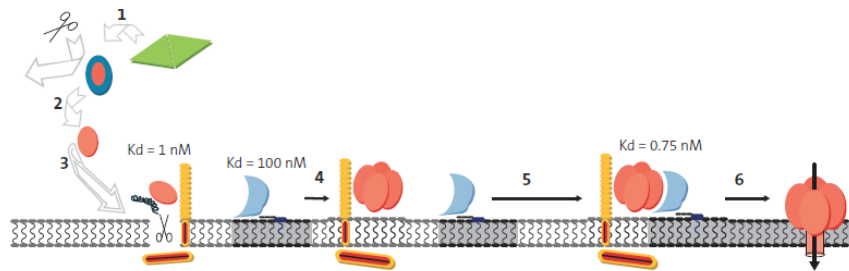
| <b>Proteína</b> | <b>Espectro de Acción</b> |
|-----------------|---------------------------|
| Cry I           | Lepidópteros              |
| Cry II          | Lepidópteros y Dípteros   |
| Cry IIIA        | Coleópteros               |
| Cry IIIB        | Coleópteros               |
| Cry IV          | Dípteros                  |

Cuando una larva susceptible ingiere Bt esporulado con Proteína Cristalina Insecticida o PCI estos cristales sufren una primera solubilización debida al pH alcalino dentro del mesenteron del insecto, con lo que se forman fragmentos (todavía protoxinas). Estos son posteriormente activados por proteasas específicas presentes en el jugo gástrico, lo que da lugar a la formación de fragmentos tóxicos. Estas “delta-endotoxinas”, adquieren una conformación tridimensional confiriendo gran especificidad para acoplarse a un receptor de la membrana de las células epiteliales. Esta unión desequilibra la estructura de la membrana produciéndose un poro por donde penetran cationes y agua (English y Slatin, 1992).

El exceso de agua en el citoplasma de las células epiteliales provoca que esta reviente, destruyéndose amplias áreas de epitelio y formando poros por donde pasa el contenido altamente alcalino del mesenteron hacia la hemolinfa y de esta hacia el mesenteron. Al aumentar el pH de la hemolinfa, la conducción nerviosa cesa y la larva se paraliza, deja de alimentarse, pudiendo morir por inanición (Figura 6). Otra consecuencia es que, al disminuir el pH del contenido intestinal, se produce un ambiente favorable para la germinación de las esporas que fueron ingeridas junto a los cristales, iniciando la proliferación de las bacterias dentro del organismo paralizado, pudiendo sobrevenir la muerte por septicemia.

Sólo unas especies poseen en su aparato digestivo el sitio de unión que reconoce la proteína, esto da una altísima especificidad a la acción tóxica del Bt. (Betz et al, 2000).

**Figura N°6 Funcionamiento de Proteína cry (Soberon y Bravo, 2007) Esquema de los diferentes eventos en el modo de acción de las proteínas cry. (1) Solubilización, (2) procesamiento, (3) unión a receptor caderina, (4) formación de pre-poro, (5) unión a receptor aminopeptidasa, (6) inserción en membrana**



Concluyendo con el funcionamiento del Bt, se sabe que al aumentar la superficie sembrada con maíz Bt, y debido a la alta expresión de la proteína Cry1Ab en sus tejidos, aumentará la población de Lepidópteros como *Spodoptera frugiperda* expuesta a la misma, cuando esta sea sometida a una alta presión de control, sólo una pequeña fracción de los individuos más resistentes sobrevivirá. Estas larvas sobrevivientes completarán su ciclo, cruzándose entre ellas y generando a través del tiempo una población resistente.

### **Toxinas y resistencias observadas**

Según los estudios que se encuentran a continuación se ha evidenciado la resistencia de *S. frugiperda* a distintas toxinas.

La tabla IV es el resultado de varios ensayos de distintos autores y evidencia la amplia resistencia de *S. frugiperda* a la toxina Cry1Ab comparada a otros lepidópteros.

**Tabla N° V Diversidad de toxinas Cry en maíces Bt (Sosa Gómez, 2018)**

| Marca registrada                        | Toxinas                    |
|---|----------------------------|
| Yieldgard, Agrisure TL                  | Cry1Ab                     |
| Herculex                                | Cry1F                      |
| Viptera                                 | Vip3Aa20                   |
| Agrisure Viptera 3                      | Cry1Ab, Vip3Aa20           |
| Yieldgard VT Pro                        | CryA.105, Cry2Ab2          |
| Genuity VT Triple Pro, Powercore        | CryA.105, Cry2Ab2, Cry1F   |
| Genuity SmartStacks, Yieldgard VT Pro 3 | CryA.105, Cry2Ab2, Cry3Bb1 |

Es necesario saber que no todos los maíces bt poseen la misma toxina, estas pueden variar según el evento (tabla V).

**Tabla N° IV Resistencia de Lepidópteros a toxinas Cry1AB Agrisure TL, Optimum Intrasect (Sosa Gómez, 2018)**

| Especie                      | CL50(ng/cm2) | Referencia             |
|------------------------------|--------------|------------------------|
| <i>Helicoverpa armigera</i>  | 87           | Sebastião et al., 2015 |
| <i>Helicoverpa zea</i>       | 70 - 221     | Siegfred et al., 2000  |
| <i>Diatraea saccharalis</i>  | 222          | Macedo et al., 2012    |
| <i>Spodoptera frugiperda</i> | 2140 – 10220 | Lynch et al., 2003     |

**Tabla N° VI Actividad de proteínas Cry de Bacillus thuringiensis en larvas neonatas de *Spodoptera frugiperda* (a los 5 días) (Sosa Gómez D, 2018)**

| Toxina    | CL50(ng/cm2) |
|-----------|--------------|
| Cry1Fa    | 35           |
| Cry1A.105 | 400          |
| Cry1Ab    | 783          |
| Cry2Ab    | >1350        |
| Cry2Ae    | >1350        |
| Cry1Ac    | >4050        |

En la tabla VI se puede ver que la Concentración Letal 50 es mayor en Cry1Ac lo cual indica una clara resistencia de *S. frugiperda* en a esta proteína en comparación a la proteína Cry1Fa, la cual es eficaz con pocos ng/cm2 de toxina.

**Tabla N° VII Actividad insecticida de toxinas en *S. frugiperda* (Sosa Gómez D, 2018)**

| Proteína      | Proporción | CL50(µg/cm2) | CL90(µg/cm2) | Referencia                     |
|---------------|------------|--------------|--------------|--------------------------------|
| Cry1Ca        |            | 0,052        | 0,41         | Lemes et al., PLOs one 2014    |
| Vip3Aa        |            | 0,09-0,61    | 0,37-1,49    | Bernardi et al., 2014          |
| Vip3Aa        |            | 0,44         | 3,03         | Lemes et al., PLOs one 2014    |
| Vip3Aa+Cry1Ca | 1:2        | 0,30         | 27,6         | Lemes et al., PLOs one 2014    |
| CryAb         |            | 16 aprox.    |              | Omoto et al. PMS, 2015         |
| Cry2Ab2       |            | 82           |              | Sivasupramian et al. JEE, 2008 |
| CryAc         |            | >100         |              | Sivasupramian et al. JEE, 2008 |

La tabla anterior muestra como varía la respuesta del gusano cogollero frente a distintas proteínas, siendo más o menos resistente a estas en distintos ensayos evaluados.

### **Causas fisiológicas/genéticas de la resistencia en *S. frugiperda***

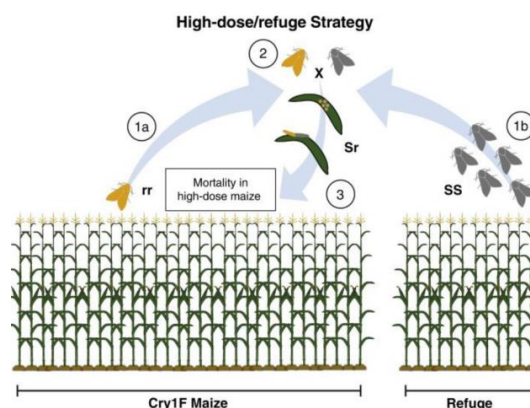
- “Alcalino fosfatasa son consideradas las posibles receptoras de las toxinas Cry1 en la fase de unión de la toxina con los receptores localizados en las “brush border membranas””.
- “Han sido detectados reducidos niveles de alcalino fosfatasa en las poblaciones resistentes”.
- “Poblaciones de Puerto Rico resistentes a Cry1F comparten sitios de unión para Cry1Fa y Cry1A”.
- “Mutaciones en el gen “ATP binding Cassette subfamily” ABCC2, receptor para Cry1Fa y Cry1A.105 en *S. frugiperda* susceptibles.” (Flagel, L.et al 2018, Sosa Gómez, D. 2018)

### **Utilización de Refugios**

Como se ha mencionado anteriormente en la introducción, la estrategia para preservar la vida útil de los materiales transgénicos es la siembra de “Refugios”.

Los mismos cumplen la función de permitir el desarrollo de insectos susceptibles. Según Saluso (2014) estos consisten en fraccionar el lote sembrado con maíz Bt dejando una parte no Bt, que constituirá la fuente de larvas susceptibles ya que al no estar expuestas a la proteína Bt estas podrán desarrollarse normalmente. De esta forma se evita la generación de poblaciones resistentes y la pérdida de eficiencia de control del maíz Bt, contribuyendo así a realizar un Manejo de Resistencia de Insectos (MRI). (Allinghi, s/f). hablando más en profundidad Flores y Parodi (2011) aportan que el programa de manejo de la resistencia propuesto en Argentina para los maíces Bt depende tanto del sector semillero como del productor. Al primero le compete la calidad genética de las semillas Bt, dado que se deben utilizar transgénicos que expresan una alta dosis de la proteína insecticida, por su parte, el productor es responsable de implementar una superficie dentro del lote a sembrar en la cual siembre semillas de maíz convencional. Esta área del 10% del lote (Figura 8), es conocida como “Refugio”, y cumple la función de permitir el desarrollo de insectos que no estén sometidos a la presión de selección ocasionada por la toxina Bt, de modo de proveer insectos susceptibles al maíz Bt que puedan cruzarse con los posibles insectos resistentes al Bt que se seleccionen en el lote de maíz Bt. Las larvas resultantes de dicho cruzamiento son híbridos susceptibles que pueden ser controlados por la alta dosis de la toxina presente en el cultivo Bt, como se representa en la (Figura 7).

**Figura N°7 Conservación de genes susceptibles con la ayuda de refugios; (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2018a)**



**Figura N°8 Utilización de refugio (Kws, s/f)**



Por otro lado, las empresas dedicadas al desarrollo de cultivos biotecnológicos se encuentran en constante investigación de nuevos genes insecticidas que tengan un mecanismo distinto de resistencia en los insectos, para poder así disminuir la probabilidad de desarrollo de resistencia. El 19 de mayo de 2011, en su momento la llamada Secretaría de Agricultura, Ganadería y Pesca (Res. SAGYP N° 266/2011) aprobó un nuevo evento de maíz Bt, MIR162 que contiene un gen nuevo de diferente modo de acción, el gen VIP3A, también proveniente de *Bacillus thuringiensis*, y que presenta los mismos beneficios que los genes presentes en los varietales Bt comercializados durante los últimos trece años. (Flores y Parodi, 2011).

Jackson (2007) abordó este gen años previos a su salida comercial y explica que las "Proteínas Insecticidas Vegetativas" o VIP son producidas por algunas cepas Bt durante la fase vegetativa de crecimiento y continúan siendo producidas durante la fase estacionaria y esporulación. Estas proteínas se dividen en dos clases: 1) Vip3A y 2) las VIP1 y VIP2. En la primera clase, las Vip3A son proteínas activas contra un amplio espectro de lepidópteros tales como *Agrotis ipsilon*, *Spodoptera exigua*, *Spodoptera frugiperda*, *Heliothis virescens* y *Helicoverpa zea*. En la segunda clase, la VIP1 y VIP2, son tóxicas para algunos coleópteros como por ejemplo *Diabrotica virgifera*.

Las proteínas Vip forman parte de las estructuras cristalinas que aparecen durante la fase vegetativa de la bacteria. Su funcionamiento es similar al de las proteínas Cry, ya que se unen específicamente a receptores del sistema digestivo de los insectos plaga que controlan. Las células del mesenteron de insectos susceptibles es el objetivo primordial de la proteína Vip3A y la posterior lisis de esas células parece ser el mecanismo principal de la causa de la mortalidad. Las proteínas Vip3A actúan de forma similar a las proteínas Cry, Sin

embargo, las Vip3A tienen diferentes propiedades de unión que las Cry, lo que indica un bajo potencial de resistencia cruzada entre las proteínas.

Por lo expuesto hasta el momento, podemos decir que las proteínas Cry son un gran avance en el control de varias plagas, pero por diversos motivos se ha generado una resistencia a tipos específicos de ésta. Además, los materiales denominados Viptera, con sus novedosas “proteínas insecticidas vegetativas” es una tecnología que ha demostrado mejores respuestas para el control de la plaga, así como lo fueron las proteínas Cry en un inicio, por ello es importante la utilización de refugios que ayuda a alargar la vida útil de las nuevas tecnologías existentes, y así tener más control sobre la plaga. Lamentablemente el productor no suele utilizar estos refugios, en consecuencia, empresas como Monsanto se ven obligadas a vender bolsas con maíz bt y convencional mezclado (Comunicación personal agente de Monsanto, 2017). Por otro lado, existe otra problemática y es que los productores que si utilizan refugio no logran hacerse de maíz convencional por lo que utilizan maíz bt a los cuales *S. frugiperda* ya ha mostrado resistencia, terminando de inutilizar esa tecnología (Comunicación personal Jornadas Fitosanitarias XVI, 2018).

De continuar esta situación es muy probable que *S. frugiperda* no tarde en desarrollar una resistencia incluso a los últimos eventos.

## Insecticidas utilizados para el control del gusano cogollero o *Spodoptera frugiperda*

**Tabla N°VIII Insecticidas utilizados para el control de cogollero (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2016)**

| Ingrediente activo             | Producto       | Empresa     | Presentacion | Clase | Banda | Grupo  |
|--------------------------------|----------------|-------------|--------------|-------|-------|--------|
| CLORPIRIFOS                    | NANOFOS        | RED SURCOS  | ME           | II    |       | 1      |
| ALFACIPERMETRINA               | FASTAC         | BASF        | CE           | II    |       | 3      |
| CLORFLUAZURON                  | ISHIPRON       | INSUAGRO    | CE           | III   |       | 15     |
| GAMMACIALOTRINA                | FIGHTER PLUS   | DOW         | SC           | III   |       | 3      |
| CLORPIRIFOS                    | SHOOTER        | CHEMINOVA   | CE           | II    |       | 1      |
| CLORPIRIFOS + CIPERMETRINA     | SHOOTER PLUS   | CHEMINOVA   | CE           | II    |       | 1 + 3  |
| CLORANTRANILIPROLE             | CORAGEN        | DUPONT      | SC           | IV    |       | 28     |
| LUFENURON                      | LUCIFER        | RED SURCOS  | ME           | IV    |       | 15     |
| LUFENURON                      | BRETON         | CHEMINOVA   | EW           | III   |       | 15     |
| NOVALURON                      | RIMON          | ADAMA       | CE           | III   |       | 15     |
| LUFENURON                      | MATCH          | SYNGENTA    | CE           | IV    |       | 15     |
| CLORPIRIFOS                    | PYRINEX ME     | ADAMA       | CS           | III   |       | 1      |
| CLORPIRIFOS                    | PYRINEX        | ADAMA       | CE           | II    |       | 1      |
| TRIFLUMURON                    | ALSYSTYN       | BAYER       | SC           | IV    |       | 15     |
| ALFAMETRINA                    | ALFAPLUS       | FMC         | CE           | II    |       | 3      |
| ZETAMETRINA                    | MUSTANG        | FMC         | EW           | II    |       | 3      |
| CLORPIRIFOS                    | LORSBAN        | DOW         | CE           | II    |       | 1      |
| LAMBDAALOTRINA                 | LAMDEX         | ADAMA       | CE           | II    |       | 3      |
| LUFENURON                      | COMPACT        | NUFARM      | CE           | III   |       | 15     |
| SPINOSAD                       | TRACER         | DOW         | SC           | IV    |       | 5      |
| LAMBDAALOTRINA                 | KARATE ZEON    | SYNGENTA    | CS           | II    |       | 3      |
| LAMBDAALOTRINA                 | KENDO          | SYNGENTA    | CE           | II    |       | 3      |
| BENZOATO EMAMECTINA +LUFENURON | CURYOM FIT     | SYNGENTA    | WG           | II    |       | 6 + 15 |
| NOVALURON                      | QUESTOR        | FMC         | CE           | IV    |       | 15     |
| ZETAMETRINA                    | FURY           | FMC         | EW           | II    |       | 3      |
| LAMBDAALOTRINA                 | KAISO          | NUFARM      | WG           | II    |       | 3      |
| DELTAMETRINA                   | DECIS FORTE    | BAYER       | CE           | II    |       | 3      |
| METOMIL                        | METHOMEX       | ADAMA       | SP           | I     |       | 1      |
| LAMBDAALOTRINA                 | ZENITH         | RED SURCOS  | ME           | II    |       | 3      |
| RYNAXYPYR                      | AMICOR         | SUMMIT AGRO | SC           | IV    |       | 28     |
| GAMMACIALOTRINA                | ARCHER PLUS    | CHEMINOVA   | CS           | III   |       | 3      |
| FLUBENDIAMIDE                  | BELT           | BAYER       | SC           | III   |       | 28     |
| CLORPIRIFOS                    | CLORPIRIFOS 48 | NUFARM      | CE           | II    |       | 1      |
| SPINETORAM                     | EXALT          | DOW         | SC           | IV    |       | 5      |
| LAMBDAALOTRINA                 | LAMBDAALOTRIN  | NUFARM      | CE           | II    |       | 3      |
| CLORPIRIFOS + CIPERMETRINA     | LORSBAN PLUS   | DOW         | CE           | II    |       | 1 + 3  |
| TEFLUBENZURON                  | NOMOLT         | BASF        | SC           | III   |       | 15     |
| IMIDACLOPRID + BETACIFLUTRINA  | SOLOMON QTEC   | BAYER       | SC           | II    |       | 4 + 3  |

|     |   |                        |
|-----|---|------------------------|
| G3  | Moduladores del canal de sodio                                    | Piretroides            |
| G28 | Moduladores del receptor de la rianodina                          | Diamidas               |
| G1  | Inhibidores de la acetilcolinesterasa                             | Fosforado y carbamatos |
| G5  | Activadores del receptor alostérico nicotínico de la acetilcolina | Spinosad               |
| G15 | Inhibidores de la biosíntesis de quitina,                         | IGR                    |
| G4  | Agonistas del receptor nicotínico de la acetilcolina.             | Neonicotinoides        |
| G6  | Activadores del canal de cloro.                                   | Avermectina            |

|    |                          |
|----|--------------------------|
| ME | micro emulsion           |
| CE | concentrado emulsionable |
| SC | suspension concentrada   |
| EW | emulsion aceite en agua  |
| WG | granulo dispersables     |
| SP | polvo soluble            |
| CS | suspension en capsulas   |

## **Acción de los Insecticidas**

### **Moduladores del canal de sodio: piretroides**

Son de contacto, y poseen  $kow$  alto, este representa la relación de concentración octanol/agua, por lo que al ser alto se traduce en una alta afinidad hacia los lípidos, por lo que es un insecticida de fácil penetración a través de la cutícula, esto explica lo que los hace tan característicos, “el alto poder de volteo”.

Su mecanismo de acción se basa en la alteración del equilibrio de pasaje de los iones sodio y potasio a través de la membrana axónica.

Debido a que los axones cubren todo el cuerpo del insecto, los piretroides causan síntomas apenas ingresan al cuerpo por lo que se considera de acción rápida, su desventaja es que no son residuales ni sistémicos, pero esto se puede contrarrestar mezclándolos con insecticidas residuales que ataquen en otro sitio de acción.

### **Moduladores del receptor de rianodina: Diamidas**

Este insecticida se une a los receptores de rianodina en las fibras musculares causando una descontrolada liberación de Ca que impide una nueva contracción muscular. Poseen acción ovicida y son muy usados con lepidópteros, además son de contacto, ingestión y sistémicos por xilema.

Pueden aplicarse al suelo, bajo la línea de siembra por irrigación o como tratamiento foliar. Tiene una residualidad de alrededor de 3 semanas y son selectivos, lo que es beneficioso para los enemigos naturales.

### **Inhibidores de la acetil colinesterasa: carbamatos y organofosforados**

En la tabla VIII se ve metomil (carbamato) y el resto son clorpirifos, un fosforado. Son de contacto, ingestión, inhalación (Clorpirifos) y contacto, ingestión y ovicida (Metomil).

Cuando un compuesto fosforado está presente se une a la acetilcolinesterasa impidiendo su acción sobre el mediador (acetilcolina). La enzima así afectada se denomina fosforilada y, al no poder actuar sobre el neurotransmisor la acetilcolina continúa adherida a los receptores de la membrana post sináptica, transmitiéndose en forma permanente el pasaje de un impulso nervioso. Así se agotan las reservas energéticas del insecto.

### **Activadores del receptor alostérico nicotínico de la acetilcolina: Spinosinas**

Este insecticida es producido de manera natural por un actinomiceto aeróbico presente en el suelo (*Saccharopolyspora spinosa*).

Es un producto de contacto e ingestión, translaminar pero no sistémico, con larga residualidad, baja toxicidad para mamíferos y abejas, además, se degrada principalmente por luz y microorganismos, esto coincide con Pineda (2007) que señala la eficiencia, junto con su baja toxicidad hacia mamíferos, hace de este compuesto un importante componente en programas MIP en cultivos hortícolas, frutícolas y ornamentales. Sin embargo, Williams (2003), concluye que Spinosad debe usarse cuidadosamente ya que algunos enemigos naturales de insectos especialmente himenópteros parasitoides parecen ser muy susceptibles.

Su mecanismo de acción se basa en espinosinas que se unen a un sitio que modula al receptor nicotínico de acetilcolina en forma remota y muy selectiva con respecto al sitio de unión Acetilcolina (Ach). Los receptores de Ach se mantienen activados, resultando en casos de hiperexcitación del sistema nervioso y en parálisis. A su vez las Spinosinas también afectan los receptores de GABA y los canales de Cl, lo que no ocurre en neonicotinoides. (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2016)

### **Reguladores de crecimiento (IGR)**

El tegumento de los insectos está constituido por la cutícula, que es un material externo a célula. Las benzoilureas interfieren con la síntesis de quitina del insecto. Son de contacto e ingestión, muy selectivos y se usan en dosis muy bajas. Poseen bastante residualidad y buena resistencia al lavado por lluvias. Para un buen control de lepidópteros que se encuentran en el tercio medio e inferior del cultivo y es necesario realizar aplicaciones que penetren el canopeo. Son muy selectivos para la fauna benéfica y su toxicidad para mamíferos es mínima.

Los efectos típicos en las larvas sólo ocurren al iniciarse la muda, por lo cual la acción de las benzoilfenilureas es más lenta que la de los otros insecticidas. La muerte se produce por la ruptura de cutícula mal formada o la falta de alimentación. No afecta a los adultos, pero las hembras ovipositan huevos que no eclosionan (son ovicidas). (Catedra de Protección Vegetal - UNLZ, 2016)

## **Aplicación de insecticidas**

En la aplicación de productos de contacto se recomienda una alta presión para lograr gotas chicas y utilizar pastillas de cono hueco, y el agregado de aceite para aplicaciones más eficientes (Pioneer, 2014), esto coincide con Leiva (2014) El momento ideal para controlar esta plaga es cuando la oruga aún no ha ingresado al cogollo y se observan lesiones circulares pequeñas y sin perforación de la membrana epidérmica, es decir, en “estado ventanita”, en esta situación hablamos de grado 1, y tal vez 2 en la escala de daño de cogollero y grado 2-4 en escala de Davis. Generalmente cuando la gran mayoría detecta el problema es con grado 3 en la escala de cogollero, donde los daños ya son evidentes y severos, observándose mucho aserrín, con una larva que ya ha profundizado y está muy protegida. (Insuagro; s/f) lo que concuerda con Lezaun (2015)

Los ataques de *Spodoptera frugiperda* se pueden controlar; siendo la mejor herramienta el monitoreo, y la criteriosa aplicación de fitosanitarios según los niveles de daño económico.

En Argentina Iannone y Leiva (2011) recomiendan la aplicación química cuando el nivel de infestación se encuentra entre un 15 a 20 % de plantas atacadas con larvas presentes hasta el estadio V4. Los mismos autores admiten hasta un 10 % de plantas con larvas si el cultivo se encuentra entre 4 y 8 hojas. Por otro lado, Iannone (2010) adhiere que se deben tener en cuenta umbrales ligeramente por debajo, ya que si se espera hasta llegar al umbral establecido podemos correr el riesgo de que el insecto se profundice en el cogollo presentando las consecuencias antes descriptas, todo lo dicho coincide con los consejos “clave” brindados por el Sistema de Alerta de Plagas de INTA Pergamino citado por Lezaun (2015)

Se utilizan insecticidas fosforados y piretroides, pero el control a campo no supera los 3 días. Hay otros productos a tener en cuenta que pueden lograr controles durante 20 días, como por ejemplo las Diamidas o los IGR, las Spinosinas también son residuales, aunque no duran tanto como los anteriores mencionados, una “receta” muy popular es la mezcla de piretroides con IGR para lograr un volteo inmediato y una buena residualidad.

Peralta (2014) señala que el objetivo de la persistencia es lograr control sobre nuevos nacimientos, es muy importante el uso de productos con persistencia y el bajo impacto en los controladores biológicos de la plaga, además, debe

tenerse en cuenta el aspecto legal en su uso, ya que el insecticida debe estar registrado en el cultivo de maíz, un ejemplo de ello es el metoxifenocida que no afecta enemigos naturales de la plaga, posee persistencia, pero según Peralta (2014) a pesar de encontrar su recomendación en la publicación de INTA Pergamino, no está registrado en maíz.

Es importante detectar daños de larvas chicas, es decir, con roído superficial, ya que en este momento se pueden plantear distintas estrategias, por ejemplo, el uso de insecticidas IGR o Diamidas, los cuales son productos clasificados como banda verde y poseen una residualidad de entre 15 y 20 días, lo que se traduce en un control específico de la plaga sin dañar fauna benéfica.

Con daños más importantes, con defoliaciones severas, pero con las larvas expuestas es posible realizar controles con insecticidas de gran poder volteo se prioriza el uso de piretroides, ya que a causa de su elevado Kow permiten un volteo rápido y en esta situación no hay tiempo que perder, sin embargo, no poseen residualidad y están clasificados como banda amarilla. Para finalizar se puede remarcar entonces que la aplicación temprana o tardía será determinada por el monitoreo.

## Monitoreo sistémico

Los monitoreos tienen la finalidad de detectar la presencia de la plaga, ya sean larvas, oviposiciones, su evolución o identificar posibles daños. Como primer paso es necesaria la eliminación de “Puentes Verdes”, controlar las malezas (Tabla IX) al menos 30 días antes de la siembra y así evitar el daño de larvas grandes que actúan como cortadoras en el cultivo recién implantado. (Pioneer, 2014) esto coincide con Leiva (2014)

En el cultivo de maíz se deben revisar unas 20 o 30 plantas consecutivas y registrar la presencia de larvas, oviposiciones y daño en las hojas. Repetir esta operación en diferentes sectores del lote para determinar el % de plantas con daño. Cuando se encuentre un 20 % de plantas con daño inicial habrá que tomar medidas para su control.

Acentuando lo previamente dicho en el lote puede haber gramíneas indeseadas como lo son el sorgo de Alepo o el gramón, estos se comportan como puentes verdes, es decir, pueden alojar a la plaga, por ello hay que buscar desoves en estas, ya que las infestaciones suelen y pueden comenzar sobre estas plantas (Insuagro, s/f) esto coincide con Leiva (2014) y Lezaun (2015)

**Tabla N°IX Plantas Huéspedes (%) de *Spodoptera frugiperda* (Casmuz et al, 2010)**

| Familia        | %   |
|----------------|---|
| Poaceae        | 25,4  |
| Fabaceae       | 20,3  |
| Solanaceae     | 8,5   |
| Asteraceae     | 8,5   |
| Rosaceae       | 5,1   |
| Chenopodiaceae | 5,1   |
| Brassicaceae   | 1,7   |
| Cyperaceae     | 1,7   |
| Otras          | 23,7  |
| Cultivos       | Maíz, sorgo, maní, grama bermuda, caña de azúcar, arroz |

## Ensayo de aplicación temprana y tardía

Para saber que sucede si hacemos un monitoreo en situaciones distintas y aplicamos de una manera temprana y otra tardía (Tabla X), veremos el resultado del ensayo realizado por Sassano (2016) donde se hicieron aplicaciones para el control de la plaga para dos híbridos evaluados (uno con el evento VT3PRO y

otro convencional sin eventos) y un testigo de cada uno sin aplicación en dos momentos distintos. El producto utilizado para el control de la plaga fue el Spinosad, con dosis de aplicación de 60cc/ha.

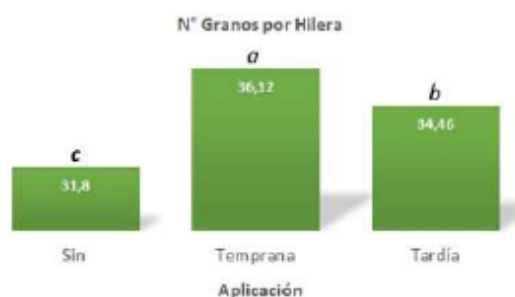
**Tabla N°X Momentos de aplicación y daños. (Sassano et al, 2016)**

| Momento de Aplicación | Umbral y descripción de daños  | Fecha de Realización |
|-----------------------|--|----------------------|
| Temprana              | 10% de Plantas del lote con daños. Roído de la superficie foliar                         | 16/11/2014           |
| Tardía                | 10% de Plantas del lote con daños. Perforaciones en hojas y daños en el cogollo del maíz | 22/01/2015           |

En el estadio V3, realizaron la primera medición de larvas presentes en el cultivo. Los síntomas a evaluar en esta etapa fueron la presencia de roído en la superficie foliar, conocido como daño grado 1 en la escala de daño de cogollero. Este es el estado donde se realizó el control químico temprano u optimo con porcentaje de plantas afectadas del 10%. (Tabla X)

En V7-V8, con presencia de daños grado 2, y grado 3 de la escala antes mencionada, se realizó la aplicación tardía con un porcentaje de plantas afectadas en el lote del 10%.

**Gráfico N°3 Resultado de la prueba tukey HSD del número de granos/hilera para los distintos momentos de aplicación (Sassano et al, 2016)**



Los resultados arrojados por la prueba de Tukey HSD mostraron que no hubo diferencias significativas para el número de hileras/espiga ni para el peso de mil granos, esto puede deberse a que se encuentra fundamentalmente determinado por el genotipo, que es el mismo para los dos híbridos. tanto para el análisis según híbrido como para el análisis según tratamiento (sin aplicación, temprana

y tardía). Lo mismo sucedió cuando se analizó el número de granos/hilera según híbrido, pero, si se encontraron diferencias significativas en este componente del rendimiento en el análisis según momento de aplicación (Gráfico 3), mostrando mayor número de granos la aplicación temprana con respecto a la tardía, esto se debe a que este número está mayormente dado por la influencia ambiental que gobernado por el genotipo.

**Gráfico N°4 Rendimientos obtenidos de cada híbrido para cada momento de aplicación (Sassano et al, 2016)**



En el (Gráfico 4) se puede observar que el híbrido Bt sin aplicación obtuvo un 16,5% más de rendimiento que el híbrido no Bt con el mismo tratamiento, donde (Sassano et al, 2016) alega que podría coincidir con los resultados encontrados por Massoni et al., (2014) quienes hallaron mayores rendimientos en maíz VT3PRO en comparación a su isohíbrido sin el evento.

Como era de esperar los híbridos con aplicación de spinosad obtuvieron mayor rendimiento que el maíz sin aplicación, sin embargo, si comparamos las aplicaciones, aunque no se hayan producido diferencias significativas entre el tratamiento tardío y temprano, se observó un 7% más de rendimiento en el tratamiento aplicado de manera temprana (V3-V4) contra el tratamiento tardío. Sassano (2016) destaca que este resultado podría generar otra mirada desde el punto de vista económico.

## Control Biológico

La OILB (Organización Internacional para el Control Biológico e Integrado de animales y plantas dañinas) define el control biológico como la “utilización de organismos vivos o de sus productos, para evitar o reducir las pérdidas o daños causados por organismos nocivos ,no obstante, Padilla (2017) indica que existen limitaciones para su aplicación, entre las que se pueden citar la ignorancia sobre

los principios del método, la falta de apoyo económico, la poca disponibilidad de personal especializado, no es sencillo disponer de esta herramienta, bajos umbrales económicos, susceptibilidad a los plaguicidas.

Sosa Gómez (2018) destaca la preservación y alienta la utilización de determinados parasitoides para manejo de la resistencia de *Spodoptera frugiperda* tales como *Telenomus remus*; *Archytas marmoratus*; *A. incertus* (Tachinidae), *Chelonus insularis* (Braconidae) y *Campoletis grioti* (Ichneumonidae), con relación a este último Valverde (1999) afirma que estados inmaduros (huevo, larva, prepupa y pupa) de *Campoletis grioti* (Blanchard) parasitoidiza *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lep: Noctuidae) y varias especies Noctuidae y comenta que en el Norte de Argentina es uno de los enemigos más importantes de *S. frugiperda*.

Según Insuagro (s/f) el gusano cogollero puede ser controlado eficazmente por muchos tipos de avispitas parasitoides, como las anteriormente mencionadas, estas parasitan larvas del 2º y 3º estadio de *S. frugiperda* colocando un huevo en la parte posterior del cuerpo. Las orugas atacadas pierden su movilidad y apetito. La larva del parasitoide, luego de consumir por completo los tejidos internos del hospedante, lo abandona para buscar un lugar apropiado donde construir su capullo.

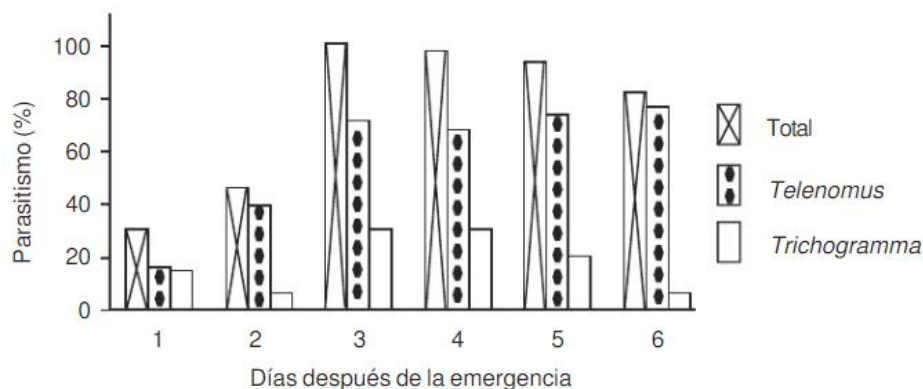
### **Control biológico inducido**

Este tipo de control se basa en liberaciones de parasitoides de huevos de *S. frugiperda*, siendo las avispitas *Trichogramma* y *Telenomus* las más usadas. Las liberaciones de estas deben realizarse desde la emergencia del cultivo y hasta por dos o tres semanas más, época en que ocurre la oviposición del insecto plaga (García et al, 1999). Las dosis a liberar dependen del umbral de infestación de la plaga pudiendo variar de 33,000 a 100,000 adultos de *Telenomus* por hectárea, en una sola liberación o fraccionadas (según el ritmo de oviposición de *S. frugiperda*) o 250 pulgadas, siendo aproximadamente 2000 huevos por cada pulgada, de *Trichogramma*, y es fraccionada en cuatro o cinco liberaciones.

En un ensayo realizado por García (1999) donde se midió el % de parasitismo en el cogollero los resultados dieron que la avispa *Telenomus sp.* pudo parasitar hasta un 70% de huevos de *S. frugiperda*, mientras que dos especies de *Trichogramma* (*atopovirilla* y *exiguum*) llegaron a un 25%; el parasitismo

conjunto fue de 90 a casi 100% durante la tercera, cuarta y quinta semanas después de la emergencia de las plantas de maíz.

**Gráfico N°5 - % de Parasitismo causado por fauna benéfica (García et al, 1999).**



Por otro lado, en regiones maiceras de México se ha demostrado la eficacia de *Trichogramma pretiosum* en el control biológico del gusano cogollero, liberándose la avispa cada 10 días a partir de la tercera semana después de la siembra lográndose un parasitismo del 92% con una dosis de 22,500 *tricogramas* por hectárea (Tabla XI). En este ensayo realizado por Flores y Domínguez (2003) se obtuvieron niveles de parasitación medios y bajos cuando se liberaron 7,500 avispas por hectárea.

**Tabla N°XI Porcentaje de parasitismo de huevos de *S. frugiperda* por la avispa *Trichogramma pretiosum* en un cultivo de maíz**

| Fecha de muestreo | Avispas/ha |      |       |
|-------------------|------------|------|-------|
|                   | Testigo    | 7500 | 22500 |
| Ago 14            | 0          | 36.7 | 67.6  |
| Ago 23            | 13.3       | 21.0 | 63.2  |
| Sep 03            | 19.2       | 29.5 | 44.9  |
| Sep 14            | 6.3        | 29.4 | 92.2  |
| Oct 03            | 3.8        | 18.6 | 84.9  |

Numero de liberaciones=5; Frecuencia de liberaciones= cada 10 días a partir de 3 semanas de la siembra (20 de julio); Adaptado de: (Flores y Dominguez, 2003)

El control biológico es una estrategia de manejo que ha demostrado eficacia y posee bajo impacto ambiental, por lo que sería beneficioso intensificar aún más

esta técnica en Argentina, ya que no es tan aplicada a causa de sus costos y de un limitado desarrollo y logística.

## **Trampas de Luz**

Las trampas de luz es un método de captura de lepidópteros adultos muy difundido para distintos fines, pero uso más frecuente de estas trampas es el estudio de las variaciones temporales de la abundancia poblacional de adultos de las diferentes especies de Lepidóptera plagas de la agricultura.

La información de las trampas es muy útil como una advertencia de potenciales infestaciones de larvas y ayudar a determinación el mejor momento en que deben intensificarse los muestreos (Parajulee et al, 1998). Se han utilizado diferentes trampas de luz para la captura de adultos de Lepidóptera, usando lámparas de vapor de mercurio, tubos de luz negra o tubos fluorescentes blancos (Rizzo et al, 1985; Parra et al, 1986; Putruele, 1986), sin embargo, una desventaja de las trampas de luz es su labor de mantenimiento frecuente y una fuente de energía cercana (Coop et al. 1992), no obstante, cuando el objetivo es recopilar información sobre un número importante de especies las trampas de luz son de gran utilidad.

Sagadim y Gorla (2002) realizaron capturas de adultos de Lepidóptera por semana y analizaron los datos acumulados para cada especie, determinando qué trampa de luz es más eficiente, la de luz de vapor de mercurio o la de luz negra. Los resultados lanzaron que *Spodoptera frugiperda* presentó mayor número de capturas en la trampa de luz negra durante el primer y segundo año, y en la trampa de luz de vapor de mercurio durante el tercer año.

Concluyendo podemos afirmar que las trampas de luz, especialmente de luz negra, son una herramienta que podría contribuir a detectar en forma temprana la presencia de adultos de esta plaga y sus niveles poblacionales en los sistemas productivos, sin embargo, a diferencia de las trampas con feromonas, estas capturan una gran diversidad de adultos lepidópteros teniendo que realizar la tediosa tarea de separar la especie de interés para realizar un recuento poblacional.

## Bioinsecticidas

### Bacterias

Según Schnepf (1998) los biopesticidas bacterianos son métodos baratos y más ampliamente utilizados para el control biológico de las plagas. Estas pueden ser atacadas por muchas especies bacterianas, pero las más utilizadas como bioinsecticidas son las pertenecientes al género *Bacillus*. Una de ellas, *B. thuringiensis*, produce protoxinas activas frente a insectos, y altamente especializadas como ya se ha mencionado previamente.

Es una bacteria esporulante gram positiva; aeróbicas y anaeróbicas facultativas que forma cristales proteicos insecticida junto a la endospora.

NCBI (2006) menciona que la diversidad de *B. thuringiensis* se refleja en los casi 70 serotipos y en las 96 subespecies reportadas, de las cuales las más utilizadas para la elaboración de formulaciones comerciales son *B. thuringiensis subsp. kurstaki*, que es capaz de matar a una amplia variedad de lepidópteros.

Actualmente un producto utilizado para el control de *S. frugiperda* es el Dipel, producido base de esporas, cristales y restos de fermentación de *Bacillus thuringiensis var. kurstaki*, más específicamente la cepa ABTS 351, este producto viene en gránulos dispersables con una concentración de 6,4%p/p, su modo de acción es por ingestión y es grupo IV. Su dosis recomendada para el control de *S. frugiperda* es de entre 500 y 1000 g/ha (Valent Biosciences, 2016)

Para finalizar hay que destacar varias ventajas sobre el uso de *Bacillus thuringiensis*, siendo, un uso muy seguro ya que no contaminan el ambiente, no poseen efecto sobre la salud humana ni sobre animales, no afectan la fauna benéfica como parasitoides o depredadores que regulan naturalmente las poblaciones de plagas.

# ÚLTIMOS AVANCES EN EL USO DE ESTRATEGIAS DE BAJO IMPACTO AMBIENTAL PARA EL CONTROL DE SPODOPTERA FRUGIPERDA EN EL CULTIVO DE MAIZ

## Actualización de la Escala de Davis

En las últimas campañas 2017-2018 y 2018-2019. Se ha observado un “nuevo” comportamiento de larvas de cogollero, las cuales en estadios tempranos L3, ya se encontraban dentro del cogollo, complicando el manejo según escala de Davies. Esto nos lleva a alertar a productores a hacer monitoreos cada vez más tempranos con el fin de aplicar insecticidas con bajo impacto ambiental como podría ser un IGR o una Diamida, que poseen efecto residual controlaría por ingestión antes de que la oruga militar tardía se introduzca en el cogollo, y su control fuera muy complicado. (Comunicación Personal Urretabizkaya, 2019).

## Eventos Apilados

Las plantas Bt "piramidizadas" retardan el desarrollo de resistencia más eficientemente que las plantas que expresan una única proteína insecticida. La piramidización de eventos tiene su base en que cada proteína Bt debe generar un control de todos o al menos un gran porcentaje de insectos susceptibles; Por el contrario, los insectos resistentes a una de las proteínas de la pirámide serán controlados por la/s otra/s proteína/s que tengan un sitio de unión diferente (Bates et al, 2005). La Catedra de Protección Vegetal - UNLZ (2016a) adhiere que debido principalmente a la baja frecuencia inicial de individuos resistentes a múltiples toxinas. Esta estrategia está basada en el concepto de que la resistencia dos eventos apilados tiene un control genético independiente, sin embargo, varias tecnologías de híbridos Bt con expresión de dos o más proteínas insecticidas no tienen los requisitos básicos de eventos piramidizados, por ejemplo, Cry1AB posee un control moderado de *S. frugiperda* pero las proteínas Cry1AB, Cry1F y Cry1A.105 presentan elevado potencial de resistencia cruzada, Hernández Rodríguez (2013) afirma que lo ideal sería la selección de eventos Bt expresando proteínas que posean diferente sitio de unión (Cry1, Cry2, Vip3A) para disminuir las chances de resistencia cruzada.

En las tablas XII y XIII de a continuación se podrán ver los distintos eventos de maíz desarrollados a lo largo de los años y las últimas novedades disponibles en el mercado. En la tabla XIV se comparan las proteínas en eventos piramidizados y sin piramidizar.

**Tabla N°XII Eventos Bt de maíz comercialmente disponibles en Argentina, características, toxinas expresadas, nombre comercial y empresas, año de aprobación y plaga (Programa manejo de la resistencia de insectos, 2018).**

| Evento/s                          | Característica/s<br>RL1, TH2, RC3 | Toxina/s Bt                                | Nombre comercial y empresa/s                       | Año de aprobación | Plaga Blanco<br>(D.s4, S.f5, D.v6, H.z7) |
|-----------------------------------|-----------------------------------|--|--|-------------------|--|
| MON810/Bt11                       | RL                                | Cry1Ab                                     | Maizgard<br>MG<br>Monsanto /<br>TD Max<br>Syngenta | 1998/2001         | D.s                                      |
| TC1507                            | RL+TH                             | Cry1Fa                                     | Herculex HX<br>Pioneer +<br>Dow                    | 2005              | D.s, S.f                                 |
| MON88017                          | TH+RC                             | Cry3Bb1                                    | Monsanto   | 2010              | D.v                                      |
| MON89034xMON88017<br>xNK603       | TH+RL+RC                          | Cry1.A.105+Cry2A<br>b2<br>+Cry3Bb1         | VT Triple Pro<br>Monsanto                          | 2010              | D.s, S.f, D.v,<br>H.z                    |
| MIR162                            | RL                                | Vip3Aa20                                   | Viptera<br>Syngenta                                | 2011              | D.s, S.f, H.z                            |
| Bt11xMIR162                       | RL                                | Cry1Ab+ Vip3Aa20                           | Viptera 3<br>Syngenta                              | 2011              | D.s, S.f, H.z                            |
| MON89034xTC1507xNK603             | RL+TH                             | Cry1.A.105+Cry2A<br>b2<br>+Cry1Fa          | Powercore<br>PW Dow                                | 2012              | D.s, S.f                                 |
| Bt11xMIR162<br>xTC1507xGA21       | RL+TH                             | Cry1Ab+<br>Vip3Aa20+Cry1Fa                 | Leptra<br>Pioneer                                  | 2014              | D.s, S.f, H.z                            |
| TC1507xMIR162x<br>MON89034xMON603 | RL+TH                             | Cry1Fa+Cry1.A.10<br>5+Cry2Ab2+Vip3A<br>a20 | Powercore<br>Ultra PWU<br>Dow                      | 2016              | D.s, S.f, H.z                            |

**Referencias: 1-Resistencia a insectos lepidópteros, 2-Tolerancia a herbicidas, 3-Resistencia a insectos coleópteros, 4-*Diatraea saccharalis* F., 5-*Spodoptera frugiperda*, 6-*Diabrotica virgifera virgifera* L., 7-*Helicoverpa zea*)**

**Tabla N°XIII Eventos 2019 (Ogm Comerciales, 2019)**

| Evento/s  | Características   | Solicitante                               | Fecha de aprobación |
|---|---|---|---------------------|
| MON87427-<br>7xMON89034-<br>3xMON88017-3                      | Tolerancia a glifosato,<br>resistencia a insectos<br>Lepidópteros y Coleópteros   | MONSANTO<br>ARGENTINA<br>S.R.L            | 3-08-2018           |
| MON89034-3xDAS01507<br>xMON00603-6xSYN-<br>IR162-4xDAS40278-9 | Tolerancia a herbicidas<br>formulados en base a<br>productos de la familia de<br>ariloxifenoxi y al 2,4-D,<br>glufosinato de amonio y<br>glifosato, y resistencia a<br>Lepidópteros | Dow<br>AgroSciences<br>Argentina<br>S.R.L | 14-03-2019          |

**Tabla N°XIV Tecnologías de maíz bt con eventos piramidizados y no piramidizados (Sosa Gómez, 2018)**

| Tecnología             | Grupo de proteína Bt |        |          |
|------------------------|----------------------|--------|----------|
|                        | Cry1                 | Cry2   | VIP3A    |
| Yieldgard; Agrisure TL | Cry1Ab               |        |          |
| Herculex               | Cry1F                |        |          |
| Viptera                |                      |        | Vip3Aa20 |
| Agrisure Viptera       | Cry1Ab               |        | Vip3Aa20 |
| Optimum Intrasect      | Cry1Ab+Cry1F         |        |          |
| VT PRO                 | Cry1A.105            | Cry2Ab |          |
| PowerCore, VTPROMax    | Cry1A.105+Cry1F      | Cry2Ab |          |

**Tabla N°XV Capacidad de control de *Spodoptera frugiperda* (Lepidóptera: Noctuidae) por maíces Bt (Sosa Gómez, 2018)**

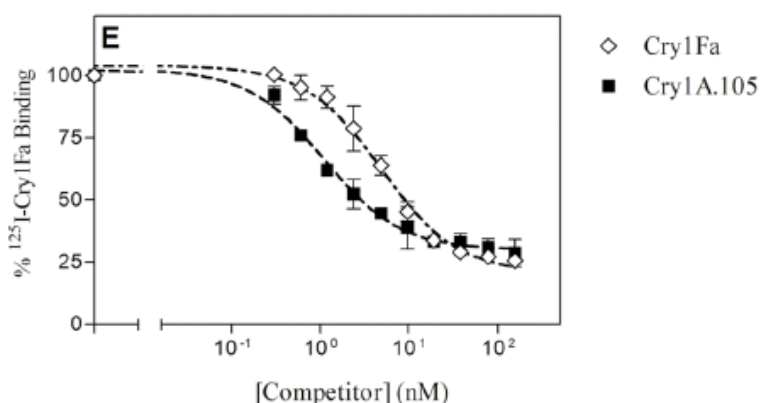
| Tratamientos      | Proteína                 | Nota | Control     |
|-------------------|--------------------------|------|-------------|
| Viptera           | Vip3Aa20                 | 0,17 | +++         |
| Power core        | Cry1.A.105+Cry2Ab2+Cry1F | 2,28 | ++          |
| VtPro             | Cry1.A.105+Cry2Ab2       | 2,44 | ++          |
| Optimum Intrasect | Cry1Ab+Cry1F             | 5,40 | +           |
| Hx Herculex       | Cry1F                    | 6,47 | Sin control |

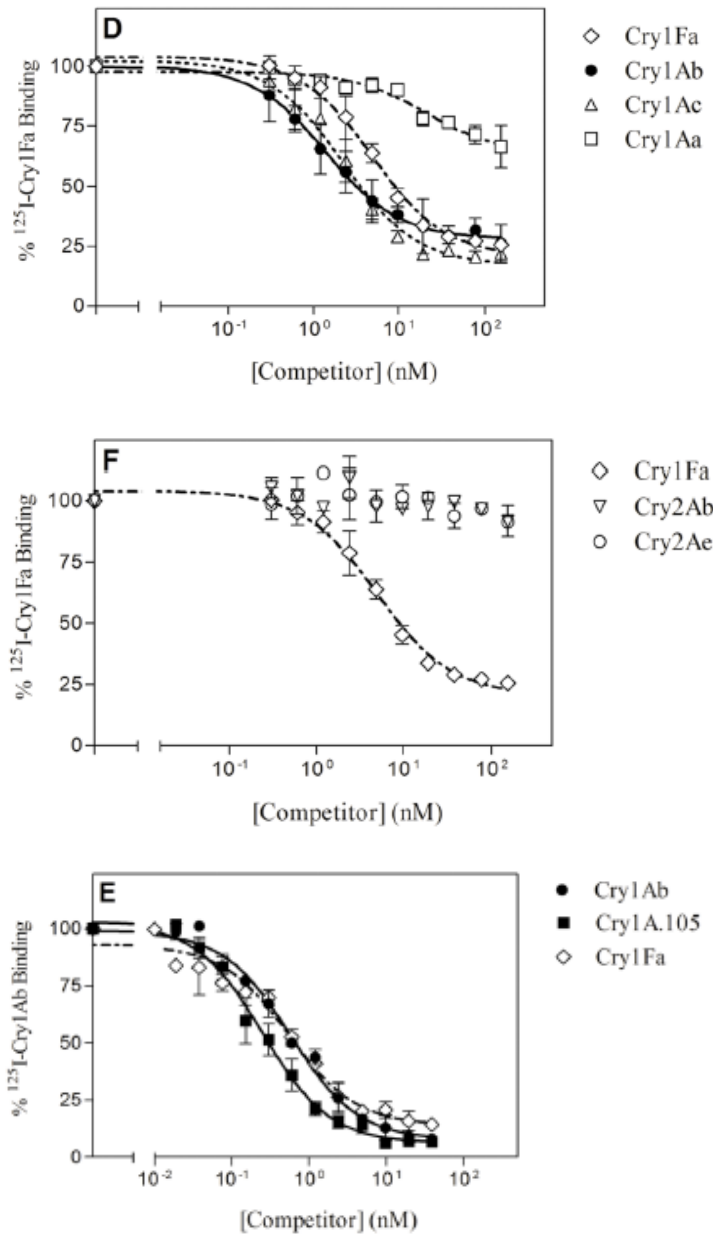
Viptera es el evento más novedoso del mercado teniendo un control eficaz de *Spodoptera frugiperda*, esto se debe a la novedosa proteína VIP explicada previamente, por otro lado, se observa que eventos apilados con el mismo Cry1 producirían una resistencia cruzada coincidiendo con lo dicho por Hernández

Rodríguez (2013), ello explicaría por qué el control es tan pobre en Optimum IntraSec, lo que cambia cuando se combinan distintas proteínas Cry, habiendo un mejor control y sin producir una resistencia cruzada (Tabla XV). Los ensayos realizados por Hernandez Rodriguez (2013) tuvieron como objetivo determinar si Cry1A.105 tiene sitios de unión compartidos con proteínas Cry1A, con Cry1Fa, o con ambos, en *O. nubilalis* y en *S. frugiperda*, para ella se utilizaron vesículas del intestino medio larvario en los ensayos de unión competitiva con Cry1A.105, Cry1Ab y Cry1Fa marcados con  $^{125}\text{I}$ . y Cry1A.105, Cry1Aa, Cry1Ab, Cry1Ac, Cry1Fa, Cry2Ab y Cry2Ae sin marcar.

El Gráfico 6 muestra cómo evoluciona la competencia por los sitios de unión a medida que se aumentó la concentración del competidor sin marcar. Estos resultados indicaron que Cry1A.105, Cry1Ab, Cry1Ac y Cry1Fa compitieron con alta afinidad por los mismos sitios de unión en ambas especies de insectos, no obstante, Cry2Ab y Cry2Ae no compitieron por los sitios de unión de las proteínas Cry1. Otra observación es que Cry1Aa no fue tan competitiva como las otras proteínas. Con estos resultados podemos concluir que el desarrollo de resistencia cruzada entre las proteínas Cry1Ab / Ac, Cry1A.105 y Cry1Fa es posible, concordando con la tabla XV presentada anteriormente.

**Gráfico N°6 Experimentos de unión de competición con  $^{125}\text{I}$ -Cry1Fa. Las curvas representan la unión total de  $^{125}\text{I}$ -Cry1Fa a concentraciones crecientes de competidor sin etiquetar, utilizando BBMV de *S. frugiperda*. Cada experimento de competición (puntos de datos en duplicado) se replicó de dos veces en *S. frugiperda*. (Hernandez-Rodriguez et al, 2013)**





Los eventos apilados son una herramienta que permite al productor el uso de varias tecnologías al mismo tiempo, esto admite que la rentabilidad de las actividades sea mayor al reducir el uso de plaguicidas, sin embargo, existe una resistencia cruzada entre proteínas que actúan en un mismo sitio por lo que es imperativo utilizar eventos con proteínas que actúen en distintos sitios de unión, además para alargar la vida de esta tecnología, es importante el uso de refugios.

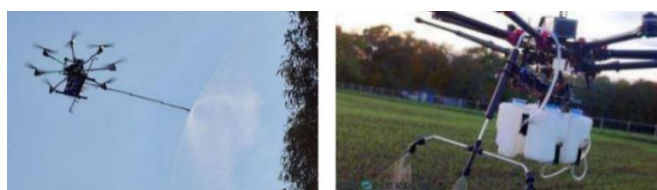
## Uso de Drones para monitoreo

En los últimos años han salido al mercado los vehículos autónomos no tripulados (VANTS), a los cuales se les encontró un uso desde el punto de vista de la producción agropecuaria. Estos dispositivos son capaces de reducir en un 30% el costo en el control de plagas en los cultivos y pueden tratar 30 has en 20 min con tan solo una persona, esto significa un posible monitoreo del área e identificación de plagas en muy poco tiempo.

Los VANTS poseen una cámara térmica, responsable de la captura de imagen, que luego se envía a la unidad de procesamiento principal del artefacto. El vehículo se utiliza como agente de navegación autónoma, así como para el procesamiento de las imágenes obtenidas. (Gottens, 2018)

En agricultura, los drones pueden utilizarse con diversos fines: La toma de imágenes multispectrales, lo que es útil para conocer el estado de salud y crecimiento del cultivo; imágenes térmicas, lo cual puede monitorear el estado hídrico y la temperatura en el cultivo; topografía y medición de áreas; y actualmente incluso se pueden hacer aplicaciones quirúrgicas de fitosanitarios, aunque actualmente se encuentra en plena fase de desarrollo, disponiéndose de prototipos y equipos de pruebas en los que se han observado las siguientes características: Tienen un peso total de hasta 25 Kg, poseen depósitos de 5 a 15 litros, utilizan control de altura y posicionamiento GPS, el tiempo máximo de vuelo son 24 minutos. (Gonzalez, 2018)

### Foto N°6 Aplicación hecha por drones (Piñeiro Rodríguez, s/f)



El método se ha utilizado con éxito para el control de las orugas defoliadoras, es altamente probable que esta tecnología en un futuro cercano se traduzca en tomas de decisiones rápidas para la contención de plagas, más rendimiento en el cultivo con menos costo y menos contaminación ambiental justificada a través de la precisión brindada por estos vehículos.

Aunque esta tecnología se encuentra en fase de prueba y todavía existen algunos obstáculos que están frenando la popularización de la tecnología

como "La reglamentación del espacio aéreo" "La privacidad de los espacios" que son problemáticas a resolver (Gottems, 2018), se puede concluir que es una herramienta excelente y novedosa para el monitoreo del cultivo de maíz durante su ciclo de crecimiento y para detectar la presencia de *S. frugiperda*.

## **Trampas de Feromonas**

Tras varias décadas de investigación, y gracias al avance tecnológico en técnicas cromatográficas, espectroscópicas y electrofisiológicas (Ando y Yamakawa, 2011), se conoce la composición química de las feromonas sexuales de aproximadamente 600 especies de lepidópteros, incluyendo muchas plagas agrícolas y forestales importantes, tanto a nivel mundial (El-Sayed, 2011) como en América Latina (Bergmann et al, 2009a), esto por supuesto incluye a *S. frugiperda*. Además, avances en productos sintéticos, han posibilitado la disponibilidad de componentes de feromonas sexuales de lepidópteros, abriéndole paso a nuevas herramientas de manejo. (Bergmann et al., 2009b; Zarkin et al, 2009).

En la naturaleza las feromonas sexuales son emitidas por el estado adulto de las hembras, a partir de glándulas formadas por la modificación de membranas intersegmentales en el extremo del abdomen. (Ma y Ramaswamy, 2003). La emisión generalmente ocurre en forma circadiana, durante un periodo fijo definido por el fotoperiodo, y mediante un comportamiento de llamado que involucra la extrusión de la glándula de feromona. (Cardé, 2004).

Esta sustancia emitida por la hembra, o cualquier emisor sintético, difunde en el aire en una forma característica, conocida como "estela de olor". En los centímetros próximos a la fuente, la estructura de la estela de olor es únicamente afectada por la difusión de las moléculas, pero a mayor distancia se forman remolinos que rompen la estela generando ondulaciones. El empleo de semioquímicos tiene varias ventajas como no dejar residuos tóxicos, afectar únicamente a la especie objetivo, y requerir pequeñas cantidades de productos. (Witzgall et al, 2010). El uso sostenido de feromonas incrementa su propia efectividad, ya que se evita el daño sobre organismos benéficos, lo que estabiliza sus poblaciones y potencialmente controlan el surgimiento de plagas secundarias. Mochizuki (2002) y Svensson (2002) marcan que, si bien la

evolución de resistencia es posible, tanto en teoría como en la práctica, la misma depende de la variabilidad genética en la emisión y recepción de feromonas.

### **Detección y monitoreo**

Gonzalez (2012) explica que la aplicación más extensa de las FrSx ha sido en la detección y monitoreo de plagas y que los resultados de las capturas de la trampa se utilizan para determinar los umbrales de daño y para tomar la decisión de aplicar los procedimientos de control. La técnica de detección y monitoreo se basa en cargar la feromona sexual en pequeños recipientes de caucho (señuelos o liberadores), donde se incluyen cantidades (1.0 a 2 mg) de feromona; posteriormente, los liberadores se colocan dentro de trampas de captura de insectos; en la actualidad, las estrategias de control de plagas basadas en feromonas son el trampeo masivo, los atracticidas y la confusión sexual, aunque esta última, la cual plantea causar desorientación e interrupción de la comunicación entre los sexos con la sobrecarga de feromonas en el aire, no es muy utilizada.

### **Técnicas**

Las principales técnicas para el uso de las feromonas son el trampeo masivo y los atracticidas. Estas estrategias comparten el concepto de atraer y eliminar una proporción importante de insectos en un área, de modo de mantener sus poblaciones por debajo del umbral de daño. La diferencia entre ellas radica en la forma de eliminación, mediante trampas (trampeo masivo) o insecticidas (atractivicidas). Si se utilizan atrayentes para ambos sexos, por ejemplo, feromonas de agregación o cebos alimenticios, se reducen las poblaciones de machos y hembras, con mayor probabilidad de éxito en el control de la plaga. Sin embargo, al emplear feromonas sexuales, se reduce únicamente la población de machos, con la intención que esta reducción tenga una incidencia significativa en la probabilidad que las hembras copulen. Existe una competencia entre la feromona sintética y la natural por atraer a los machos, lo cual aumenta los requisitos de calidad del atrayente. (El-Sayed et al, 2006; Reddy, 2010; Witzgall et al, 2010).

**Foto N°7 Trampa con feromona sexual en cultivo de sorgo para capturar *Spodoptera frugiperda* (Reyes Prado y Varela Hernández, s/f)**



### **Ensayos de investigación**

En México, en el caso de *S. frugiperda*, se han realizado trabajos para monitorear la plaga en cultivo de maíz. Por ejemplo, en la Costa de Chiapas, se evaluaron diferentes compuestos y trampas, encontrándose que las trampas con las mayores capturas fueron Scentry Heliiothis® (Malo et al, 2001) con el señuelo comercial ChemTica®.

En otra investigación también realizada en México, se evaluaron cinco FrSx comerciales en la captura de *S. frugiperda* colocadas en trampas Scentry Heliiothis® a alturas de 1.5 y 2 m sobre el suelo. Los resultados mostraron que el 81.1 % de los machos fueron capturados con las trampas Scentry Heliiothis® mientras el 18.9 % se capturó con la trampa bucket. Con base en lo anterior, se concluye que las trampas Scentry Heliiothis® proporcionaron los mejores resultados para el manejo de *S. frugiperda*, siendo según (Malo et al, 2004). 1.5 m la mejor altura para la colocación de la trampa

**Foto N°8 -Señuelos (Scentry, 2019) B-Bucket (Semiochemical, 2019) C-Scentry Heliiothis (Scentry, 2019)**



Por último, en otro trabajo de investigación, (De la Cruz-Martínez et al, 2018) realizó un monitoreo general para verificar el daño en plantas causado por gusano cogollero, la técnica consistió en un cinco de oros con revisión de 10 plantas por punto.

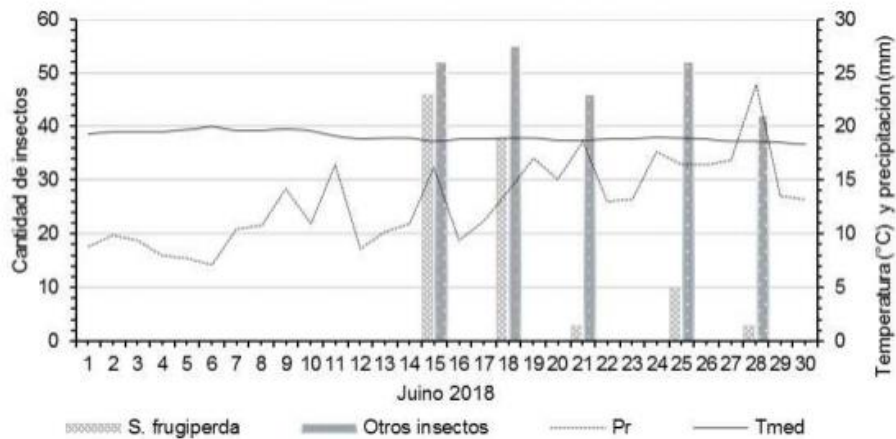
Para el armado de la trampa se utilizaron botellas de 2L en la cuales se realizaron cortes laterales para formar dos ventanas, y en el techo, a los 3 cm, se colocó, mediante un alambre, la capsula impregnada de feromona. Los recipientes se llenaron con agua a 1 cm antes del borde y se les agregó detergente en polvo para romper la tensión superficial del agua y facilitar el hundimiento de las polillas e insectos capturados. Las trampas fueron distribuidas dentro de la parcela a una distancia de 30 m de las orillas, a una altura de 0.6 m cubriendo una superficie de 2500 m<sup>2</sup> por trampa.

La revisión y conteo de polillas de gusano cogollero e insectos diferentes a este se efectuó en cinco momentos con un intervalo de 72 a 96 h entre uno y otro a partir del 15 de junio.

A los 53 días después de la siembra y durante condiciones de lluvia, se encontró un 54% de daño causado por gusano cogollero en el cultivo, reportando que durante el inicio de lluvias los daños por *S. frugiperda* fueron mayores. En el grafico 8 se observa una mayor cantidad de atracción durante los primeros dos monitores realizados el 15 y 18 de junio, con una disminución notable a partir del tercer monitoreo, hasta culminar con muy pocos individuos en la última fecha. Cabe aclarar que la captura de machos incide en menor número de estos insectos en el entorno, ya que afecta la copulación con las hembras y de esta manera el daño por la plaga disminuye.

Para finalizar podemos decir que la condición de baja humedad antes de comenzar con el manejo de las trampas permitió una mayor eficiencia en la captura de *S. frugiperda*, no obstante, en la última semana y debido al aumento en la precipitación (Gráfico 8) hubo una disminución de adultos en las trampas esto tiene sentido ya que las larvas se ahogan en el cogollo del maíz y por ende no completan su ciclo de vida, coincidiendo con Hodgson (2011) y Auad (2015) que explican que las variables climáticas influyen en el ciclo de la plaga, además, Martínez (2018) agrega que estas variables producen que la fluctuación poblacional de las plagas no siga una curva sigmoidea definida.

**Gráfico N° 8 Periodo de desarrollo del experimento (De la Cruz Martínez et al, 2018)**



Las trampas de feromonas han comenzado a tomar lugar como una importante herramienta para el monitoreo de plagas, siendo actualmente un instrumento efectivo que brinda información útil sobre estas, ya que mide picos poblacionales mediante la captura de adultos y de esta manera permite al productor tomar medidas antes que se genere un daño al cultivo.

Por otro lado, hay que destacar que esta estrategia de control ofrece numerosos beneficios ambientales, por ejemplo, no daña organismos benéficos, no genera residuos tóxicos, y gracias a la información que recibe el productor, hay menos aplicaciones de insecticidas.

## **Bioinsecticidas**

### **Baculovirus**

Son una familia de virus que poseen ADN de doble cadena y afectan invertebrados, especialmente insectos, por lo que pueden ser usados como agentes reguladores. La familia Baculoviridae está compuesta por cuatro géneros, dentro de los que se destacan los Alfabaculovirus los cuales son nucleopoliedrovirus específicos de Lepidópteros. Según Granados y Williams (1986) la sintomatología de las infecciones causadas por los baculovirus, las larvas afectadas no presentan síntomas durante los primeros días después de la infección, no obstante, luego se observa un cambio en el comportamiento del insecto, ya que sus movimientos son más lentos, deja de comer y el crecimiento se detiene. Alfaro (2018) menciona que durante el año 2014 se realizaron estudios en el laboratorio de Biotecnología Alimentaria y Vegetal de la Universidad de Guanajuato encontrándose una cepa de baculovirus llamada SfNPV-Ar, que es altamente agresiva contra *Spodoptera frugiperda*, respecto a estudios a nivel de campo también demostró tener un alto potencial para controlar al cogollero. Este comportamiento tan virulento contra su hospedero, evidencia que podría estar expresando proteínas que ayudarían al virus a replicarse y diseminar una infección en los órganos del insecto, lo que junto con la expresión de proteínas virales únicas de esta cepa, podría traducirse en una rápida muerte del insecto, sin embargo para poder entender el mecanismo de acción del virus, es necesario estudiar cada paso del proceso de infección lo que implicaría estudiar tejidos específicos en tiempos después de la infección.

Las formulaciones para baculovirus vienen en polvos mojables que se pueden aplicar fácilmente en el campo, sin embargo, la desventaja es que poseen un modo de acción lento, por lo que se han ido desarrollando estrategias que permiten incrementar la virulencia, estas consisten en insertar genes en el genoma de los baculovirus que, al expresarse, producen algún factor como toxinas específicas contra insectos, enzimas hidrolíticas o reguladores del crecimiento que matan al insecto incluso antes de que se produzca la invasión masiva de los tejidos (Ibarra et al, 2006).

**Tabla N°XVI Baculovirus (composición, clasificación e indicadores de uso)  
(Bula Vircontrol S.F, 2018)**

|                           |  |
|---------------------------|--|
| <b>Ingrediente Activo</b> | Baculovirus Spodoptera frugiperda multiplenucleopolyhedrovirus (SfMNPV) 6.4 g/Kg |
|---------------------------|--|

| <b>Clasificación</b>    |   |
|-------------------------|---|
| <b>Clase Agronómica</b> | Insecticida microbiológico                          |
| <b>Clase</b>            | IV (Producto poco peligroso para el medio ambiente) |
| <b>Características</b>  | No corrosivo, No inflamable, Poco toxico            |
| <b>Formulación</b>      | Polvo Mojable (WP)                                  |

| <b>Instrucciones de Uso</b> |                 |                                 |                                       |   |
|-----------------------------|-----------------|---------------------------------|---------------------------------------|---|
| Objetivo                    | Dosis           | Aplicación<br>Tipo<br>Terrestre | Límites de<br>Aplicación              | Época de Aplicación   |
| Sopdoptera<br>frugiperda    | 50 g<br>p.c./ha | 150 L/ha                        | Máximo dos<br>aplicaciones por ciclo. | La aplicación debe realizarse<br>entre 10 y 15 días después de la<br>germinación y una posible<br>segunda aplicación entre 17 y 22<br>días después de la germinación. |

### **Hongos entomopatógenos**

Los hongos entomopatógenos puede ser importantes agentes micoinsecticidas con la función de regular de las poblaciones de insectos, esto se debe a que todos los insectos son sensibles a alguna enfermedad fúngica (Rodríguez et al, 2006). Estos hongos penetran a través de la cutícula del insecto, llegando a la hemolinfa, donde producen toxinas y crecen mediante la utilización de los nutrientes existentes en la hemolinfa para evitar posibles respuestas inmunes por parte de los insectos.

Estos hongos poseen ventajas como su escasa toxicidad sobre otros organismos del ambiente, su aptitud para ser tratados industrialmente, es decir, se cultivan, formulan, empaquetan, almacenan y se comercializan como un insecticida convencional. Estos biopesticidas penetran por ingestión y por contacto.

Se sabe que en la naturaleza existen numerosos agentes biocontroladores de insectos y un ejemplo de ellos son los HEP's, particularmente los órdenes

Hypocreales y Entomophthorales (Jackson et al, 2010; Mascarín y Jaronski, 2016).

El uso actual de estos micoinsecticidas se basa en aspersiones, imitando la aplicación de insecticidas sintéticos, donde el objetivo es reducir la población plaga; bajo este enfoque, una alta virulencia es el principal criterio para el aislamiento de hongos (Jackson et al, 2010; Mascarín y Jaronski, 2016). Sin embargo, el verdadero objetivo de la aplicación de estos entomopatógenos es ocasionar epizootias en la población plaga, para ello, deben desarrollarse estudios ecológicos y epidemiológicos que documenten los factores bióticos y abióticos que favorecen o perjudican el desarrollo de los entomopatógenos. (Mora-Aguilera et al, 2017). Se sabe que los HEP's son fuertemente influenciados por factores del ambiente; entre otros, humedad, temperatura y radiación uv (Inglis et al, 2001; Mascarín y Jaronski, 2016). Al respecto, Ekesi (2000) registro que los conidios mantienen su viabilidad sobre el follaje de plantas de tres a cuatro días después de su aplicación; por ello, estos recomiendan realizar reiteradas aplicaciones de hongos entomopatógenos, lo que resulta en una desventaja a causa de un mayor requerimiento de inóculo y altos costos, es por esto que lo recomendado para las pulverizaciones de HEP's es realizarlas cuando existan suficientes insectos para ser impactados por la aspersión, sin embargo si además se considera la acción lenta de estos agentes, daría como resultado frecuentes fracasos respecto a la eficacia del control (Mora-Aguilera et al, 2017).

Gutiérrez Cárdenas (2017) mostro una evaluación de diversos aislamientos de los hongos *B. bassiana* y *M. anisopliae* contra adultos de *S. frugiperda*, demostrándose una alta patogenicidad hacia adultos del insecto, con mortalidades que fluctuaron del 33.33 % al 100 % cuatro días después de la inoculación de los dos hongos. Las diferencias en el tiempo en que germinó el 50 % de los conidios, y la respuesta a bajas humedades (62 %) en los diferentes aislamientos, sugieren que estos HEP's tienen potencial para el control de la polilla de cogollero. Los resultados mostraron que los machos de *S. frugiperda* al ser atraídos por la feromona, fueron infectados y muertos por el entomopatógeno cinco a ocho días después del ingreso al dispositivo.

## **Nematodos entomopatógenos**

El funcionamiento de los nematodos se conoce hace años, sin embargo, así como los hongos entomopatógenos la aplicación es relativamente nueva.

(Serrano, 2004) describe a los Nematodos Entomopatógenos, sobre todo los pertenecientes a las familias Steinernematidae y Heterorhabditidae, como organismos que actúan como reguladores de insectos y otros artrópodos habitantes del suelo y que presentan una serie de atributos como organismos controladores, siendo así una excelente alternativa para ser empleados en el manejo integrado de plagas. Caballo (2004) agrega que los nematodos de la familia Heterorhabditidae son patógenos que matan a su hospedante desarrollando dos generaciones en el insecto.

Para infectar a su objetivo, los juveniles entran al hospedante a través de las aperturas naturales (boca, ano o espiráculos) llegando hasta la hemolinfa a través de la pared intestinal. A diferencia de la familia Steinernematidae, los Heterorhabditidae poseen un diente con el cual ellos también pueden penetrar directamente a través de las zonas membranosas intersegmentales la cutícula de los insectos.

A esta última familia mencionada, Madrigal (2001) le atribuye características ventajosas tales como alta virulencia y rápida acción al matar al hospedero, además menciona que el tercer estado larval, el cual es infectivo, no se alimenta y esta morfológica y fisiológicamente adaptado para sobrevivir por largos periodos en el suelo en ausencia de un hospedero. Otras ventajas por la cual destacan es que pueden criarse masivamente en laboratorio, poseen un alto potencial reproductivo, muestran amplio rango de acción, gran resistencia a productos químicos y a condiciones ambientales adversas y son inocuos para humanos y animales domésticos, además, poseen efecto de sinergismo con otros entomopatógenos, no dañan a las plantas e incluso algunas especies se pueden reproducir sin el concurso del macho.

## Ensayo de comparación en control de *S. frugiperda* con NEP, *B. bassiana* y bt

Cajan y Sampertegui (2018) determinaron el efecto que presenta la utilización de cuatro controladores biológicos incluyendo nematodos entomopatógenos (NEPS), para el control de larvas de gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith) en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en condiciones de laboratorio y campo. Los controladores biológicos utilizados fueron *Heterorabditis baujardi*, *Steinernema diaprepesi*, *Beauveria bassiana* y *Bacillus thuringiensis*.

A los 4 días de las dosis en condiciones de laboratorio

**Tabla N°XVII Porcentaje de mortalidad de larvas *S. frugiperda* a los 4 días en condiciones de laboratorio (Cajan y Sampertegui, 2018) cada bolsa pesa 400 g y cada cilindro posee 20 litros.**

| Tratamientos | Controlador biológico   | Organismos     | Dosis        | Porcentaje de mortalidad corregida de larvas | Sig.      |
|--------------|-------------------------|----------------|--------------|--|-----------|
|              |                         |                |              | Promedio                                     | Duncan 5% |
| 1            | Bacillus thuringiensis  | bacteria       | 200g/Cil     | 15.275                                       | b         |
| 2            | Bacillus thuringiensis  | bacteria       | 400g/Cil     | 43.05  | a         |
| 3            | Beauveria bassiana      | hongo          | 2 bolsas/cil | 0  | c         |
| 4            | Beauveria bassiana      | hongo          | 4 bolsas/cil | 0  | c         |
| 5            | Heterohabditis baujardi | NEP            | 300 NEP/ml   | 48.05  | a         |
| 6            | Heterohabditis baujardi | NEP            | 500 NEP/ml   | 50.825                                       | a         |
| 7            | Steinernema diaprepesi  | NEP            | 300 NEP/ml   | 10   | b         |
| 8            | Steinernema diaprepesi  | NEP            | 500 NEP/ml   | 12.5   | b         |
| 9            | Testigo                 | sin aplicación | -            | 0  | c         |
| CV(%)        |                         |                |              | 36.77  |           |

Tratamientos con la misma letra no muestran diferencias significativas entre si (Duncan P:0.05).

Cv= Coeficiente de variabilidad

Sig.:Significancia

Los resultados obtenidos en a los 4 días en condiciones de laboratorio muestran diferencia significativa para el control de *H. baujardi* a dosis de 500 NEP/ml con un 50.82%, seguido de la dosis de 300 NEP/ml con 48.05% y el control de *B. thuringiensis* con dosis de 400 g/cil (20 g/L) con 43.5%.

*Beauveria bassiana* no tuvo ninguna efectividad, esto puede ser explicado por diversos factores como la temperatura; la humedad relativa la cual puede

intervenir en las fases del ciclo de infección del hongo; y el proceso de penetración de la espora en la cutícula de la larva.

A los 3 días después de la segunda aplicación en condiciones a campo

**Tabla N° XVIII Porcentaje de mortalidad de larvas *S. frugiperda* 3 días luego de 2da aplicación en condiciones de campo (Cajan y Sampertegui, 2018)**

| Tratamientos | Controlador biológico   | Organismos     | Dosis        | Porcentaje de mortalidad corregida de larvas | Sig.      |
|--------------|-------------------------|----------------|--------------|--|-----------|
|              |                         |                |              | Promedio                                     | Duncan 5% |
| 1            | Bacillus thuringiensis  | bacteria       | 200g/Cil     | 27.77  | a         |
| 2            | Bacillus thuringiensis  | bacteria       | 400g/Cil     | 46.8   | a         |
| 3            | Beauveria bassiana      | hongo          | 2 bolsas/cil | 3.33   | bc        |
| 4            | Beauveria bassiana      | hongo          | 4 bolsas/cil | 3.33   | bc        |
| 5            | Heterohabditis baujardi | NEP            | 300 NEP/ml   | 13.703                                       | b         |
| 6            | Heterohabditis baujardi | NEP            | 500 NEP/ml   | 23.33  | b         |
| 7            | Steinernema diaprepesi  | NEP            | 300 NEP/ml   | 0  | c         |
| 8            | Steinernema diaprepesi  | NEP            | 500 NEP/ml   | 3.703  | bc        |
| 9            | Testigo                 | sin aplicación | -            | 0  | c         |
| CV(%)        |                         |                |              | 41.04  |           |

Tratamientos con la misma letra no muestran diferencias significativas entre si (Duncan P:0.05).

Cv= Coeficiente de variabilidad

Sig.:Significancia

Los resultados obtenidos a los 3 días en campo, varían, obteniéndose un significativo control en *B. thuringiensis* a dosis de 400 g/cil (20g/L) con un 63.3% en la primera aplicación y 46.8 % en la segunda aplicación y control de *B. thuringiensis* a dosis de 200 g/cil (10g/L) con 40% en la primera aplicación y 27.77 % en la segunda aplicación.

El bajo porcentaje de mortalidad referido a los Nematodos Entomopatógenos sobre de larvas de *S. frugiperda* se le atribuye a que las condiciones de humedad, ya que el cultivo se manejó bajo riego por gravedad y la aplicación fue dirigidas al cogollo de la planta de Maíz con presencia “cogollero”, Cajan y Sampertegui (2018) explica que las condiciones de altas temperaturas propias del verano también aportaron a esto, por otro lado, Malqui (2015) menciona la importancia de la humedad para la acción de los nematodos, y comenta que el desplazamiento de los nematodos en suelos secos puede ser muy restringidos.

El tratamiento con *Beauveria bassiana* no ha funcionado, Cajan y Sampertegui (2018) reitera que esto fue debido a condiciones de Humedad o que el hongo no haya hecho contacto con las larvas de la oruga militar tardía todo lo dicho concordando con lo referido por SENASA (2014), mencionando que para iniciar el proceso de infección en el insecto se requiere que las conidios se pongan en contacto con el insecto y se obtiene con una buena aplicación, pero para la esporulación sobre el cadáver del insecto se requiere que la humedad relativa sea superior al 80%, además se menciona que una alternativa para estas condiciones son el uso de aceite agrícola que puede encapsular las conidias del hongo, protegiéndolas de la desecación; otra recomendación es la aplicación en horas de la tarde, elección de buenos equipos de aspersión y para mayor efectividad se recomienda la segunda aplicación a los 5 días después de la primera aplicación.

Para finalizar, podemos mencionar que en la actualidad los bioinsecticidas han empezado a utilizarse y lo harán aún más en el futuro, a causa de su especificidad de acción y su nula peligrosidad para el ser humano y animales.

El bioinsecticida que ha cobrado más importancia para *S. frugiperda* es sin duda el baculovirus de la cepa SfNPV-Ar, el cual es altamente agresivo a esta oruga, y el más utilizado.

## CONCLUSIONES

- En Argentina, y principalmente en los últimos años, *Spodoptera frugiperda* sin dudas se ha convertido en la principal plaga del cultivo de maíz.
- Para el manejo de esta plaga, son recomendadas varias estrategias, incluyendo métodos culturales, biológicos y químicos.
- El avance científico, generó distintas tecnologías transgénicas en maíz para el control de la plaga, las cuales se encuentran presentes en el mercado. Sin embargo, el control de esta plaga sigue siendo muy complicado, no logrando resultados convincentes hasta la fecha.
- El uso indebido de insecticidas, junto a la incorporación de OGM ha originado una rápida evolución de la plaga complicando los controles, sumado a monitoreos que no se realizan o se hacen muy tardíamente.
- La resistencia genética, a través de la selección natural o dirigida, ha sido intensamente utilizada por el hombre en el control de plagas. Un aspecto de gran importancia generado por la resistencia es el costo, tanto para el productor agrícola como para las empresas fabricantes de los plaguicidas.
- Estos aspectos demuestran la importancia de medidas de manejo de la resistencia que alarguen la vida útil de los insecticidas y retrasen, hasta donde sea posible, el desarrollo de resistencia.
- Es muy importante el diagnóstico preciso, el conocimiento de la biología de la plaga y el monitoreo permanente, para lograr eficiencia en el manejo y control.
- La identificación de daños tempranos, (roído, ventanita) y la elección correcta de insecticidas (con el conocimiento de su modo y mecanismo de acción) resulta de vital importancia.

- Seleccionar materiales adecuados, con probada resistencia en cada región donde se trabaje y elegir la correcta fecha de siembra también favorece el manejo de dicha plaga.
- Se recomienda la implantación de “refugios” como estrategia combinada para reducir el impacto de la plaga en cuestión.
- Se ha observado que en regiones donde la presión con insecticidas es más fuerte, la larva busca protegerse antes del quinto estadio larval, lo que obligaría a estar cada vez más atentos a los daños iniciales para iniciar tratamientos preventivos
- Es importante a futuro observar los cambios comportamentales de la plaga estudiada, pues posee gran capacidad de adaptación, a diferentes situaciones climáticas y, a distintas condiciones de cultivos produciendo daños de gran magnitud, que se traduce en pérdidas económicas para el productor.

## BIBLIOGRAFIA

1. Alfaro, A. F. , Sánchez García, A. , Rangel Núñez, Jonatán C. y Del Rincón Castro, M. C. 2018 "EVALUACIÓN DEL PERFIL PROTEOMICO DIFERENCIAL DE LA CEPA DE BACUOLOVIRUS SfNPV-Ar EN HEMOCITOS DE LARVAS DEL GUSANO COGOLLERO DEL MAÍZ (*Spodoptera frugiperda*)(LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) A LAS 24 HPI" Vol. 4 no. 1, Verano de la Investigación Científica, 2018 Pag: 2533-2538.
2. Allinghi, A. s/f "Bacillus Thuriensis" Catedra de Protección Vegetal, Cs Agr, Universidad Nacional de Lomas de Zamora, 1-10 p.
3. Almada, M. S., Szwarc, D. S., y Vitti, D. E. (2015). Daño de *Spodoptera frugiperda* S. y *Helicoverpa zea* B. en distintos eventos de maíz transgénico (Bt) en el Norte de Santa Fe. In XV Jornadas Fitosanitarias Argentinas
4. Ando, T., Inomata, S-I., y Yamamoto M. 2004. Lepidopteran sex pheromones, pp. 51-96, en Schulz S. (ed.), The Chemistry of Pheromones and Other Semiochemicals I. Topics in Current Chemistry. Springer, Berlin.
5. Andow, B. D. A. (2008). The Risk of Resistance Evolution in Insects to Transgenic Insecticidal Crops. ICGEB Collection of Biosafety Reviews, 4, 142–199.
6. Andrews, K. L. 1988. Latin American research on *Spodoptera frugiperda* (Lepidóptera-Noctuidae). Florida Entomologist 71, 630-653.
7. ARAGÓN J. y FLORES F. 2006. Control integrado de plagas en soja en el sudeste de Córdoba. Sección Entomología. Área Suelos y Producción Vegetal. p. 7. <http://agrolluvia.com/wp-content/uploads/2010/03/inta-marcos-juarez-control-integrado-de-plagas-en-soja-en-el-sudeste-de-cordoba.pdf> [Verificación: marzo 2015].
8. Aragon, J y Flores, F,. 2006 "Control biológico de gusanos blancos en el sudeste de cordoba" [http://produccion-animal.com.ar/produccion\\_y\\_manejo\\_pasturas/pasturas\\_combate\\_de\\_plagas\\_y\\_malezas/77-control\\_biologico\\_gusanos\\_blanco.pdf](http://produccion-animal.com.ar/produccion_y_manejo_pasturas/pasturas_combate_de_plagas_y_malezas/77-control_biologico_gusanos_blanco.pdf) Fecha de acceso: 22/05/2019
9. Aragón, J. 2002. Plagas del Maíz y su Control Integrado. Guia Dekalb del cultivo de Maíz. 117-132p.

10. Argenbio. Consejo Argentino para la Información y el desarrollo de la Biotecnología. <http://www.argenbio.org/> Fecha de acceso 28/08/2018.
11. Auad, A.M., S.E.B. Silva, J.C. Santos, and T.M. Vieira. 2015. Impact of fluctuating and constant temperatures on key life history parameters of *Sipha flava* (Hemiptera: Aphididae). *FL Entomol.* 98:424-429. doi:10.1653/024.098.0205
12. Ayala, O. R., Navarro, F., y Virla, E. (2013). Evaluation of the attack rates and level of damages by the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidóptera: Noctuidae), affecting corn-crops in the northeast of Argentina. *Rev. FCA UNCUYO*, 45(2), 1–12.
13. Barros, G., Magnoli, C., Reynoso, M., Ramirez, M., Farnochi, M., Torres, A., Dalcero, M., Sequeira, J., Rubinstein, C. y Chulze, S. (2009). "Fungal and mycotoxin contamination in Bt maize and non-Bt maize grown in Argentina." *World Mycotoxin Journal* 2(1): 53-60.
14. Bates, S. L., Zhao, J.-Z., Roush, R. T., y Shelton, A. M. (2005). Insect resistance management in GM crops: past, present and future. *Nature Biotechnology*, 23(1), 57–62. <https://doi.org/10.1038/nbt1056>.
15. Bergmann, J., González, A., y Zarbin, P. H. G. 2009a. Insect pheromone research in South America. *J. Braz. Chem. Soc.* 20: 1206-1219.
16. Bergmann, J., Villar, J., Flores, M. F., y Zarbin, P. H. G. 2009b. Synthesis of pheromones: Highlights from 2005-2007. *Curr. Org. Chem.* 13: 683-719.
17. Betz, F.S., B.G. Hammond y R.L. Fuchs. 2000. Seguridad y ventajas de plantas protegidas por *Bacillus thuringiensis* para controlar plagas de insectos. *Farmacología y Toxicología Regulatoria* 32:156-173.
18. Bilal, M. F., Saleem, M. F., Wahid, M. A., Shakeel, A., y Maqbool, M. (2012). Adoption of Bt cotton: threats and challenges. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72(3), 419–428.
19. Bourguet, D., Desquilbet, M., y Lemarié, S. (2005). Regulating insect resistance management : the case of non- Bt corn refuges in the US. *Journal of Environmental Management*, 76, 210–220. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2005.01.019>.

20. Brach, A. M., y Gallard, A. E. (2014). Efecto de la densidad de siembra en el rendimiento de maíz bajo riego. Voces y Ecos INTA Reconquista, 32, 16–18.
21. Brookes, G. (2007). The benefits of adopting genetically modified, insect resistant (Bt) maize in the European Union (EU): first results from 1998-2006 plantings: <http://www.pgeconomics.co.uk/publications.php>
22. Bula VirControl, 2018 imagen extraída de [https://www.agrolink.com.br/agrolinkfito/produto/vircontrol-s-f-\\_10552.html](https://www.agrolink.com.br/agrolinkfito/produto/vircontrol-s-f-_10552.html)
23. Buntin, G. D. (2008). Corn Expressing Cry1Ab or Cry1F Endotoxin for Fall Armyworm and Corn Earworm ( Lepidóptera : Noctuidae ) Management in Field Corn for Grain Production. The Florida Entomologist, 91(4), 523–530.
24. Burtet, L., Bernardi, O., Melo, A., Pes, M., Strahl, T., y Guedes, J. (2017). Managing fall armyworm, Spodoptera frugiperda (Lepidóptera: Noctuidae), with Bt
25. Buss, Lyle J.; University of Florida. s/f; imagen extraída de [http://entnemdept.ufl.edu/creatures/field/fall\\_armyworm.htm](http://entnemdept.ufl.edu/creatures/field/fall_armyworm.htm)
26. Caballo, M y Guharay, F. 2004. Control biológico de plagas agrícolas. Nicaragua
27. Cajan, B.; Sampertegui F.; 2018 "UTILIZACIÓN DE CUATRO CONTROLADORES BIOLÓGICOS PARA EL CONTROL DE GUSANO COGOLLERO (Spodoptera frugiperda J.E.Smith), EN EL CULTIVO DE MAIZ (Zea mays L.) EN EL DISTRITO DE PÍTIPO" UNIVERSIDAD NACIONAL "PEDRO RUÍZ GALLO" FACULTAD DE AGRONOMÍA, DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE SANIDAD VEGETAL, Lambayeque - Perú
28. Cardé, R. T., y Haynes, K. F. 2004. Structure of the pheromone communication channel in moths, pp.283-332, en Cardé, R. T., y Millar, J. G. (eds.), Advances in Insect Chemical Ecology. Cambridge University Press, Cambridge.
29. Carrancio, L.; 2010. Curso de insecticidas. imagen recuperada de "Insecticidas" Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora. Pag:16.
30. Carrancio, L.; 2010a. imagen recuperada de "Insecticidas" . Pag:31.

31. Carrière, Y., Fabrick, J. A., y Tabashnik, B. E. (2016). Can Pyramids and Seed Mixtures Delay Resistance to Bt Crops? *Trends in Biotechnology*, 34(4), 291–302. <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2015.12.011>.
32. Carroll, M. W., Head, G., Caprio, M., y Stork, L. (2013). Theoretical and empirical assessment of a seed mix refuge in corn for southwestern corn borer. *Crop Protection*, 49, 58–65. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.02.003>.
33. Carvalho, R., Omoto, C., Field, L., Williamson, M., y Bass, C. (2013). Investigating the Molecular Mechanisms of Organophosphate and Pyrethroid Resistance in the Fall Armyworm *Spodoptera frugiperda*. *PLoS ONE*, 8(4), 1–11. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062268>
34. Casmuz, A, M. L Juárez, M. G Socías, M. G. Murúa, S. Prieto, S. Medina, E. Willink y G. Gastaminza; (2010) "Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidóptera: Noctuidae)" ISSN 0373-5680 (impresa), ISSN 1851-7471 (en línea) *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 69 (3-4): 209-231, .2010
35. Casmuz, A., 2016. "Manejo del gusano cogollero *S. frugiperda* en el cultivo de maíz". recuperado de <http://www.eeaoc.org.ar/upload/contenido/pdf/20181022115636000000.pdf> el día 26/05/2019
36. Castro, B. A., Leonard, B. R., y Riley, T. J. (2004). Management of feeding damage and survival of southwestern corn borer and sugarcane borer (Lepidóptera: Crambidae) with *Bacillus thuringiensis* transgenic field corn. *Journal of Economic Entomology*, 97(6), 2106–2116. <https://doi.org/10.1603/0022-0493-97.6.2106>.
37. Catedra de Protección Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Lomas de Zamora; (s.f) "MANEJO Y CONTROL DEL GUSANO COGOLLERO EN EL CULTIVO DE MAIZ", Buenos Aires, Argentina. Recuperado de [www.chemotecnica.com](http://www.chemotecnica.com)
38. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2015a Apunte "*Spodoptera frugiperda*"
39. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2015 ppt "Penetración de Insecticidas"

40. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2016 Excel "Insecticidas:Cogollero Maíz"
41. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2016a Apunte "Biotecnología Agrícola"
42. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2018 apunte "Insecticidas" pag: 7-40
43. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2018a "Curso control químico y ogm.pdf" pag 64
44. Catedra de Protección Vegetal, Universidad Nacional de Lomas de Zamora., 2017, Modulo 5 "Resistencia.pdf"
45. Chiang, H. C. (1978). Pest management in corn. *Annual Review of Entomology*, 23(9841), 101–123.  
<https://doi.org/10.1146/annurev.en.23.010178.000533>.
46. Clark, P. L., Molina-Ochoa, J., Martinelli, S., Skoda, S. R., Isenhour, D. J., Lee, D. J. y Foster, J. E. (2007). Population variation of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in the Western Hemisphere. *Journal of Insect Science*, 7(5), 1–10. <https://doi.org/10.1673/031.007.0501>.
47. COOP, LB; RJ DRAPEK; BR CROFT y GC FISHER. 1992. Relationship of corn earworm (*Lepidoptera:Noctuidae*) pheromone catch and silking to infestation levels in Oregon sweet corn. *J. Econ. Entomol.*85(1):240–245.
48. Cortez MGR y Waquil J M. 1997. Influência de cultivar e nível de infestação de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (*Lepidóptera: Noctuidae*) no rendimento do sorgo. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, Londrina*, v. 26, p. 407-410.
49. De la Cruz-Martínez V, Andrés-Meza P, Del Rosario Arellano J, Leyva Ovalle OR, Murguía González J, Serna-Lagunes R, Espinosa-Calderón A, Sierra Macías M, Tadeo-Robledo M, Gómez-Montiel NO, Rodríguez Montalvo FA y Cebada-Merino M,. 2018; "USO DE FEROMONA EN EL CONTROL DEL GUSANO COGOLLERO *Spodoptera frugiperda*", México disponible en [https://www.researchgate.net/profile/Jorge\\_Herrera13/publication/330401807\\_Investigaciones\\_Cientificas\\_y\\_Agrotecnologicas\\_para\\_la\\_Seguridad\\_Alime](https://www.researchgate.net/profile/Jorge_Herrera13/publication/330401807_Investigaciones_Cientificas_y_Agrotecnologicas_para_la_Seguridad_Alime)

[ntaria/links/5c3e792fa6fdccd6b5b049ce/Investigaciones-Cientificas-y-Agrotecnologicas-para-la-Seguridad-Alimentaria.pdf#page=151](http://ntaria/links/5c3e792fa6fdccd6b5b049ce/Investigaciones-Cientificas-y-Agrotecnologicas-para-la-Seguridad-Alimentaria.pdf#page=151)

50. Ekesi, S., Maniania, N.K. y Lwande, W. 2000. Susceptibility of the legume flower thrips to *Metarhizium anisopliae* on different varieties of cowpea. *BioControl*. 45: 79-95.
51. El-Sayed, A. M. 2011. The Pherobase: Database of Insect Pheromones and Semiochemicals. <http://www.pherobase.com>. Último acceso: octubre 2011.
52. El-Sayed, A.M., Suckling, D.M., Wearing, C.H. y Byers, J.A. 2006. Potential of mass trapping for long-term pest management and eradication of invasive species. *Journal of Economic Entomology*. 99: 1550-1564.
53. English, L. Y S. L. Slatin. 1992. Modo de acción de la delta endotoxina de *Bacillus thuringiensis*. Una comparación con otras toxinas bacterianas. *Bioqca. Insectas . Biol.. molec.*, 22 (1) : 1-7.
54. Fao, 2012. “Directrices sobre la Prevención y Manejo de la Resistencia a los Plaguicidas” disponible en <http://www.fao.org/3/a-bt561s.pdf> Fecha de verificación 04/03/2019
55. FAO, 2017 “Ciclo biológico del gusano cogollero del maíz (en América Latina)” disponible en <http://www.fao.org/3/a-i7424s.pdf> Fecha de verificación 24/6/2019
56. Faretto, J. C., Michel, A. P., Silva Filho, M. C., y Silva, N. (2017). Adaptive Potential of Fall Armyworm (*Lepidoptera*: Noctuidae) Limits Bt Trait Durability in Brazil. *Journal of Integrated Pest Management*, 8(1), 7281–7291. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmx011>.
57. Flagel, L.; Lee, Y.W.; Humphrey Wanjugi, Shilpa Swarup<sup>1</sup>, Alana Brown<sup>1</sup>, Jinling Wang, Edward Kraft, John Greenplate, Jeni Simmons, Nancy Adams, Yanfei Wang, Samuel Martinelli, Jeffrey A. Haas, Anilkumar Gowda y Graham Head Mutational disruption of the ABCC2 gene in fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, confers resistance to the Cry1Fa and Cry1A.105 insecticidal proteins. *SCienTiFiC REportS* | (2018) 8:7255 | DOI:10.1038/s41598-018-25491-9.
58. Flores G., A.G. y V.M. Domínguez M. 2003. Eficiencia de *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera:Trichogrammatidae) en el parasitismo de gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera:

Noctuidae) en maíz. En: Memorias del XXXVIII Congreso Nacional de Entomología. Soc. Mex. de Entomología. P. 373-375

59. Flores, F y Balbi, E. 2014. Evaluación del daño de oruga militar *Spodoptera frugiperda* en diferentes híbridos comerciales de maíz transgénico. Informe de Actualización Técnica N| 31. Maíz- Actualización 2014. INTA Marcos Juárez.

60. Flores, F. y Parodi, B.; 2011 "Maíces Bt: manejo de la resistencia de los insectos blanco y nuevos eventos disponibles" INTA Marcos Juarez.

61. García R.F.; A.T. Mosquera; C.A. Vargas S. y L. Rojas A. 1999. Manejo integrado del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). Boletín técnico No. 7. Corpoica. Grafico extraído de <https://www.compucampo.com/tecnicos/manejobiorracionalgusanocogollero-maiz.pdf> el día 03/05/2019

62. Gassmann, A. J., Petzold-Maxwell, J. L., Keweshan, R. S., y Dunbar, M. W. (2011). Field-evolved resistance to Bt maize by Western corn rootworm. PLoS ONE, 6(7). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0022629>.

63. GENTRY, CR; WA DICKERSON JR. y JM STANLEY. 1971. Populations and mating of adult tobacco budworms and corn earworms in Northwest Florida indicated by traps. J. Econ. Entomol. 64(1):335–338.

64. Goergen, G., Kumar, P. L., Sankung, S. B., Togola, A., y Tamò, M. (2016). First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J E Smith) (Lepidóptera, Noctuidae), a new alien invasive pest in West and Central Africa. PLoS ONE, 11(10), 1–9. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0165632>.

65. González, A., Altesor, P., Sellanes, C. y Rossini, C. 2012. Aplicación de feromonas sexuales en el manejo de lepidópteros plaga de cultivos agrícolas. En: Temas selectos en ecología química de insectos. Rojas J.C. y Malo, E.A. (ed.), pp. 343-360. El Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR). Tapachula, Chiapas,

66. Gonzalez, M. 2018 "Drones para fumigación agrícola ¿Son viables?" artículo recuperado de <https://www.agroptima.com/es/blog/drones-para-fumigacion-agricola-son-viables/>

67. Gonzalez-Audino, P., Griffio, R., Gatti, P., Allegro, G. y Zerba, E. 2013. Pheromone detection of the introduced forest pest *Megaplatypus*

mutatus (=Platypus mutatus) (Chapuis) (Platypodinae: Curculionidae) in Italy. *Agroforestry Systems*. 87: 109-115.

68. Gottems, L. 2018 "VANTs reduzem 30% do custo no controle de pragas" articulo recuperado de [https://www.agrolink.com.br/noticias/vants-reduzem-30--do-custo-no-controle-de-pragas\\_410265.html](https://www.agrolink.com.br/noticias/vants-reduzem-30--do-custo-no-controle-de-pragas_410265.html)

69. Gould F. 1997. Impact of fitness costs on pest adaptation to crop varieties with multiple toxins. *Entomol. Exp. Appl.* In press

70. Gould, F. (1998). Sustainability of transgenic insecticidal cultivars: integrating pest genetics and ecology. *Annual Review of Entomology*, 43, 701–726. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.43.1.701>.

71. Granados, R. R. y K. A. Williams. 1986. In Vivo infection and replication of baculoviruses, pp.89-108. In: R.R. Granados y B.A. Federici (eds.). *The biology of baculoviruses*. Vol.I. CRC Press. Boca Ratón, Florida.

72. Gutiérrez M, A, 1984. Factores interferentes en la captura de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE) probando dos tipos de trampas de feromonas (Z)-9-DODECEN-1-OL-ACETATO. Tesis profesional de licenciatura. Villaflores, Chiapas, México, Pp.3-8.

73. Gutiérrez-Cárdenas, O.G., Cortez-Madriral, H. y Malo, E.A. 2017. Integración de hongos entomopatógenos-feromona sexual para el manejo de adultos de *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidóptera: Noctuidae). MSc disertación. Instituto Politécnico Nacional-Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Michoacán, México

74. Head, G., Campbell, L. a., Carroll, M., Clark, T., Galvan, T., Hendrix, W. M., Stork, L. (2014). Movement and survival of corn rootworm in seed mixtures of SmartStax insect-protected corn. *Crop Protection*, 58, 14–24. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.12.023>.

75. Hernandez-Rodriguez CS, Hernandez-Martinez P, Van Rie J, Escriche B, Ferre´ J (2013) Shared Midgut Binding Sites for Cry1A.105, Cry1Aa, Cry1Ab, Cry1Ac and Cry1Fa Proteins from *Bacillus thuringiensis* in Two Important Corn Pests, *Ostrinia nubilalis* and *Spodoptera frugiperda*. *PLoS ONE* 8(7): e68164. doi:10.1371/ journal.pone.0068164

76. Hodgson, J.A., C.D. Thomas, T.H. Oliver, B.J. Anderson, T.M. Brereton, and E.E. Crone. 2011. Predicting insect phenology across space and

time. *Glob. Change Biol.* 17:1289-1300. doi: 10.1111/j.1365-2486.2010.02308.x

77. Huang, F., Andow, D. a., y Buschman, L. L. (2011). Success of the high-dose/refuge resistance management strategy after 15 years of Bt crop use in North America. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 140(1), 1–16. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2011.01138.x>.

78. Iannone F. 2010. Isoca militar o cogollera (*Spodoptera frugiperda*). EEA INTA Pergamino.

79. Iannone, N. y Leiva, P 2011. Control insectos plaga. Guía Practica para el cultivo de Maíz. INTA

80. Ibarra, J.E., M. C. Del Rincón Castro, E. Galindo, M. Patiño, L. Serrano, R., J. A. Carrillo, B. Pereyra-Alfárez, A. Alcázar-Pizaña, H. Luna-Olvera, L. Galán-Wong, L. Pardo, C. Muñoz-Garay, I. Gómez, M. Soberón y A. Bravo. 2006. Los microorganismos en el control biológico de insectos y itopatógenos. *Rev. Latinoam. Microbiol.*, 48 (2): 113-120.

81. Ibrahim, R. a, y Shower, D. M. (2014). Transgenic Bt-Plants and the Future of Crop Protection (An Overview). *International Journal of Agricultural and Food Research*, 3(1), 14–40.

82. Inglis, G.D., Goettel, M.S., Butt, T.M. y Strasser, H. 2001. Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. En: *Fungi as biocontrol agents progress, problems and potential*. Butt, T.M., Jackson, W. y Magan, N. (ed.), pp 23-71. CABI Publishing, London, UK.

83. Insuagro; s/f "Manejo integrado y control del gusano cogollero en Maíz." informe recuperado de <http://www.insuagro.com.ar/images/pdf/informacion-tecnica/insecticidas-manejo-de-gusano-cogollero.pdf>

84. Intactarr2pro, (2019) imagen extraida el dia 10/04/2019 de <https://www.intactarr2pro.com.ar/ver-plaga-spodoptera-frugiperda-oruga-militar-tard-a-9>

85. Jackson, M.A., Dunlap, C.A. y Jaronski, S.T. 2010. Ecological considerations in producing and formulating fungal entomopathogens for use in insect biocontrol. *BioControl*. 55: 129-145.

86. Jackson, R.E.; M.A. Marcus, F. Gould, J.R. Bradley Jr. and J.W. Van Duyn, 2007. Cross-resistance responses of Cry1Ac selected *Heliothis*

virescens (Lepidóptera: Noctuidae) to the *Bacillus thuringiensis* protein Vip3A. *Journal of Economic Entomology* 100:180–186

87. King, A. y Saunders, J. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en America Central. Administracion de Desarrollo Extranjero. Londres, 182 pp.

88. Kruger, M., Van Rensburg, J. B. J., y Van den Berg, J. (2012). Transgenic Bt maize : farmers' perceptions, refuge compliance and reports of stem borer resistance in South Africa. *Journal of Applied Entomology*, 136, 38–50. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.2011.01616.x>.

89. Kws, s/f imagen recuperada de <https://www.kws.com/ar/es/productos/maiz/> el 22/02/2019

90. Paullier, J., Leoni, C., Baraibar, A., Folch, C., Nuñez, P., 2007 "Desarrollo de bioinsecticidas para el control de plagas agrícolas". *Revista INIA*. 45 p. Recuperado de <http://www.inia.uy/Publicaciones/Documentos%20compartidos/18429270508145231.pdf> el 09/02/2019

91. Lagunes T., A., y J. A. Villanueva J. 1994. Toxicología y Manejo de Insecticidas. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo. Texcoco, México. 264 p

92. LEIVA, 2013. Para poder usar insecticidas poco tóxicos hay que hacer inteligencia. [http://inta.gob.ar/documentos/para-poder-usar-insecticidas-poco-toxicos-hay-que-hacerinteligencia/at\\_multi\\_download/file/INTA%20Pergamino%20Para%20usar%20insecticidas%20poco%20t%C3%B3xicos%20hay%20que%20hacer%20inteligenciaLeiva2013.pdf](http://inta.gob.ar/documentos/para-poder-usar-insecticidas-poco-toxicos-hay-que-hacerinteligencia/at_multi_download/file/INTA%20Pergamino%20Para%20usar%20insecticidas%20poco%20t%C3%B3xicos%20hay%20que%20hacer%20inteligenciaLeiva2013.pdf) [Verificación: marzo 2015].

93. Leiva, 2014 "Oruga militar tardía *Spodoptera frugiperda* en maíces tardíos" [https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta\\_pergamino\\_oruga\\_militar\\_tarda\\_spodoptera\\_frugipe.pdf](https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_pergamino_oruga_militar_tarda_spodoptera_frugipe.pdf) Fecha de acceso: 22/05/2019

94. Lewi, D. y Rubinstein, C. (2010). Obtención de plantas resistentes a insectos. *Biotecnología y Mejoramiento Vegetal II*. G. Levitus, V. Echenique, C. Rubinstein, E. Hopp and L. Mroginski. Buenos Aires, INTA: Parte V, Cap. 10: 495- 506. [www.argenbio.org/adc/uploads/Libro\\_INTA\\_II/Parte\\_V.pdf](http://www.argenbio.org/adc/uploads/Libro_INTA_II/Parte_V.pdf)

95. Lezaun, J. 2015 "Una plaga de alto impacto: Oruga militar o Gusano cogollero un problema para los cultivos de maíz y sorgo" informe recuperado de <https://www.croplifela.org/es/plagas/listado-de-plagas/gusano-cogollero>
96. Liu X, Chen M, Collins HL, Onstad DW, Roush RT, Zhang Q, et al. (2014) "Natural Enemies Delay Insect Resistance to Bt Crops." PLoS ONE 9(3): e90366. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0090366>
97. Ma, P. W. K., y Ramaswamy, S. B. 2003. Biology and ultrastructure of sex pheromone-producing tissue, pp. 19-51, en Blomquist, G. J., y Vogt, R. G. (eds.), Insect Pheromone Biochemistry and Molecular Biology, the Biosynthesis and Detection of Pheromones and Plant Volatiles. Isevier Academic Press,
98. Maddonni, G., 2019 "Buscan ajustar la nutrición del maíz tardío" extraído de <http://sobrelatierra.agro.uba.ar/buscan-ajustar-la-nutricion-del-maiz-tardio/> Fecha de acceso: 22/5/2019
99. Madrigal, A. 2001. Fundamentos de control biológico de plantas. Universidad nacional de Colombia sede Medellín. Primera edición. Colombia.
100. Malo, E.A., Bahena, F., Miranda, M.A. y Valle-Mora, J. 2004. Factors affecting the trapping of males of *Spodoptera frugiperda* (Lepidóptera: Noctuidae) with pheromones in México. Florida Entomologist. 87: 288-293.
101. Malo, E.A., Cruz-López, L., Valle-Mora, J., Virgen, A., Sánchez, J.A. y Rojas, J.C. 2001. Evaluation of commercial pheromone lures and traps for monitoring male fall armyworm (*Lepidóptera*: Noctuidae) in the coastal region of Chiapas, México. Florida Entomologist. 84: 659-664.
102. Malqui, R, J. 2015. Efecto de dos concentraciones de heterorhanditids spp. Sobre la mortalidad de ninfas de proarna bergi Dist. En esparrago UC 157 F2 en Ascope, La Libertad. Tesis para optar el título profesional de ingeniero agrónomo. La Libertad – Peru.management. Pest Management Science. 72: 131-139."
103. Martínez Jaime, O. A., Salas Araiza, M. D., y Díaz García, J. A. 2018. Curva de crecimiento poblacional de *Spodoptera frugiperda* en maíz en Irapuato, Guanajuato, México. Agronomía Mesoamericana, 29(2), 315. <https://doi.org/10.15517/ma.v29i2.27126>.

104. Mascarin, G.M. y Jaronski, S.T. 2016. The production and uses of *Beauveria bassiana* as a microbial insecticide. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*. 32: 1-26.
105. Massoni, F. A.; Schile, G.; Frana, J. 2014. Evaluación del daño causado por insectos lepidópteros en híbridos de maíz bt (VT triple PRO y MG) y Convencional, determinación del impacto sobre el rendimiento. [www.congresodemaiz.com.ar](http://www.congresodemaiz.com.ar)
106. MASSONI, F.A; TROSSERO, M.A. Y FRANA J.E. (2017) "MONITOREO DEL DAÑO DEL "GUSANO COGOLLERO" *Spodoptera frugiperda* EN HÍBRIDOS DE MAÍZ MG, VT3P, PW y Vip3. CAMPAÑA 2016/17." Información técnica de cultivos de verano INTA Rafaela
107. Mentaberry, A. y S. Ghio. 2002. Avances biotecnológicos en Maíz. In. Satorre, E. H. Et al. 2002. Guía Dekalb del cultivo de maíz. 1ª ed. Buenos Aires, Servicios y Marketing Agropecuario. 296 p.; pág. 36-41.
108. Ministerio de Agroindustria de la Nación. Estimaciones Agrícolas. <http://datosestimaciones.magyp.gob.ar/reportes.php?reporte=Estimaciones>. Fecha de acceso 02/05/2019.
109. Mitchell, E. R., McNeil, J. N., Westbrook, J. K., Silvain, J. F., Lalane-Cassou, B., Chalfant, R. B., Pair, S. D., Wadhill, V. H., Sotomayor-Rios, A., y Proshold, F. I. (1991). Seasonal periodicity of fall armyworm, (Lepidoptera: Noctuidae) in the Caribbean Basin and Northward to Canada. *Journal of Entomological Sciences*, 26(1), 39–50.
110. Mochizuki, F., Fukumoto, T., Noguchi, H., Sugie, H., Morimoto, T., y Ohtani, K. 2002. Resistance to a mating disruptant composed of (Z)-11-tetradecenyl acetate in the smaller tea tortrix, *Adoxophyes honmai* (Yasuda) (Lepidoptera: Tortricidae). *Appl. Entomol. Zool.* 37: 299-304.
111. Monzón, A. 2001. Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. *Costa Rica*, 63: 95-103.
112. Mora-Aguilera, G., Cortez-Madrugal, H. y Acevedo-Sánchez, G. 2017. Epidemiology of entomopathogens: Basis for rational use of microbial control of insects. *Southwestern Entomologist*. 42: 153-169.
113. Nagoshi, R. N., Murúa, G. M., Hay-Roe, M., Juárez, M. L., Willink, E., y Meagher, R. L. (2012). Genetic Characterization of Fall Armyworm

- (Lepidóptera: Noctuidae) Host Strains in Argentina. *Journal of Economic Entomology*, 105(2), 418–428. <https://doi.org/10.1603/EC11332>.
114. National Research Council. (2010). *The Impact of Genetically Engineered Crops on Farm Sustainability in the United States*. National Academies Press. Washington DC. <https://doi.org/10.17226/12804>.
115. NCBI (National Center for Biotechnology Information). 2006. Rockville Pike. Bethesda, <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/>.
116. NDSU Extension Service, 2015 "A basic primer on biotechnology" revised by Joel Ransom, North dakota state university. 3p.
117. Negrete Baron F, Morales Angulo J. 2003. El gusano cogollero del maíz (*Spodoptera frugiperda* Smith). Cartilla ilustrada No. 3, Cooperación Técnica CORPOICA, Universidad del Sinú, Colombia.
118. Ogm Comerciales, 2019 Imagen tomada de <https://www.argentina.gob.ar/ogm-comerciales>
119. Padilla Martin, V et al. 2017 "Bioinsecticidas" Universidad de la Laguna , Facultad de Ciencias Biologicas, España
120. PARAJULEE, MN; JE SLOSSER y EP BORING III. 1998. Seasonal activity of *Helicoverpa zea* and *Heliothis virescens* (Lepidóptera: Noctuidae) detected by pheromonetraps in the rolling plains of Texas. *Environ. Entomol.*27(5):1203–1219.
121. PARRA, LE; AO ANGULO y C JANA-SÁENZ. 1986. Lepidópteros de importancia agrícola: clave prácticapara su reconocimiento en Chile (Lepidoptera: Noctuidae). *Gayana Zool.* 50(1-4):81–116
122. Peralta, R. 2014 "Todo sobre la oruga cogollera. *Spodoptera frugiperda*Smith" informe recuperado de <http://agriculturers.com/todo-sobre-la-oruga-cogollera-spodoptera-frugiperda-smith/>
123. Pineda, S., Marcela-Inés Schneider y Ana-Mabel Martínez. 2007 "El SPINOSAD, una alternativa para el control de insectos plaga," información recuperada de <https://www.hortalizas.com/cultivos/maiz-dulce-elote/manejo-agroecologico-del-gusano-cogollero-en-el-maiz/>
124. Piñeiro Rodríguez, R. s/f Curso:"Experiencias con drones e introducción de la imagen térmica y multiespectral en la toma de decisiones"

imagen recuperada de <https://www.agroptima.com/es/blog/drones-para-fumigacion-agricola-son-viables/> Fecha de acceso 12/03/2019

125. Pioneer; 2014; "Manejo de gusano cogollero en cultivo de maíz", [https://www.pioneer.com/cmroot/international/argentina\\_intl/agronomia/manejo\\_de\\_gusano\\_cogollero\\_en\\_maiz.pdf](https://www.pioneer.com/cmroot/international/argentina_intl/agronomia/manejo_de_gusano_cogollero_en_maiz.pdf) Fecha de acceso 04/04/2019

126. Prasanna, B. M., Huesing, J. E., Eddy, R., y Peshke, V. M. (2018). Fall Armyworm in Africa: A guide for integrated pest management. I Edición. CYMMIT. USAID México 109p.

127. Programa Manejo de la resistencia de Insectos. <http://www.programamri.com.ar/> Fecha de acceso 28/08/2018.

128. PUTRUELE, MTG. 1986. Aspectos morfológicos y biológicos de *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1776) (Lepidoptera: Noctuidae). IDIA 449-452:57–62.

129. Reddy, G. V. P., y Guerrero, A. 2010. New pheromones and insect control strategies. *Vitamins and Hormones* 83: 493-519.

130. Reyes Prado, H.; Varela Hernández, F.; s/f "Detección y monitoreo de insectos plaga en cultivos agrícolas con feromonas sexuales" Escuela de Estudios Superiores del Jicarero, Universidad Autónoma del Estado de Morelos (uaem) pag.: 43-45.

131. Ritchie S, Hanway JJ. 1982. How a corn plant develops. Iowa State Univ. Technol. Spec. Rep., 48 p.

132. Rizzo, H.F.; La Rossa, F.R; 1993, "Aspectos morfológicos y biológicos de la "oruga militar tardía" (*Spodoptera frugiperda* (J. E Smith)) (Lep.: Noctuidae)"13(2-3), 193-199

133. RIZZO, HF; M PUTRUELE y AS DE CAP. 1985. Aspectos morfológicos y biológicos de *Faronta albilinea* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de Investigaciones Agropecuarias-INTA* 20(1):49–67.

134. Rodríguez, S.M., M. Gerding y A. France. 2006. Selección de aislamientos de hongos entomopatógenos para el control de huevos de la polilla del tomate, *Tuta absoluta* Meyrich (Lepidoptera: Gelechiidae). *Agricultura técnica*. Chile, 66 (2): 151-158.

135. Romeis, J. A., Shelton, M. y Kennedy, G. G. (2008). Integration of insect-resistant genetically modified crops within IPM programs. Dordrecht, The Netherlands, Springer

136. Sagadim, I.M.; Gorla, E.D. 2002 "Eficiencia de captura de adultos de Lepidóptera plagas de maíz (*Zea mays*) y de soja (*Glicine max*) en trampas de luz de vapor de mercurio y de luz negra en la región central de la provincia de Córdoba (Argentina)" *Asociación Argentina de Ecología* 12:99-104.
137. Saluso, A. (2014) "ALERTA POR LA APARICIÓN TEMPRANA DE LA "ORUGA COGOLLERA" EN MAÍZ " *Boletín Entomológico- INFORME ESPECIAL N° 161 Centro Regional Entre Ríos, INTA* recuperado de <https://www.forrateg.com.ar/manuales/pdfs/38-20141017144013-pdfEs.pdf>
138. Santos-Amaya, Oscar F., JoãoV. C. Rodrigues, Thadeu C. Souza, Clébson S. Tavares, SilverioO. Campos, Raul N.C. Guedes y Eliseu J.G. Pereira, 2015, "Resistance to dual-gene Bt maize in *Spodoptera frugiperda*: selection, inheritance, and cross-resistance to other transgenic events" *Scientific Reports* | 5:18243 | DOI: 10.1038/srep18243
139. Sassano, F.; Urretabizkaya, N.; Alvarez, J.; (2016) "Respuesta de maíces Bt y no Bt ante la presencia de *Spodoptera frugiperda* (Smith) y evaluación del momento óptimo de control" *Revista de Divulgación Técnica Agropecuaria, Agroindustrial y Ambiental Facultad de Ciencias Agrarias. UNLZ. Vol. 3 (2) 2016: 18-29*
140. Scentry, 2019 imagen extraída de <http://scentry.com/monitoring-products/> el día 28/04/19
141. Schnepf E., N. Crickmore, J. Van Rie, D. Lereclus, J. Baum, J. Feitelson, D.R. Zeigler y D.H. Dean, 1998. *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins, *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 62: 775–806.
142. Semiochemical, 2019 imagen extraída de <https://www.semiochemical.net/pheromone-trap/unitrap/unitrap-standard-bucket-funnel-trap.html> el día 28/04/2019
143. SENASA, 2014. Ficha técnica- *B. bassiana*. Pdf. [documento en línea] <https://www.senasa.gob.pe/senasa/descargasarchivos/2017/09/Ficha-T%C3%A9cnica-Beauveria-bassiana.pdf> [consultado: 10 de noviembre del 2017]
144. Serrano, M. 2004. Memorias xxxi congreso. SOCOLEN. Sociedad colombiana de entomología. Colombia
145. Sharanabasappa, D., Kalleshwaraswamy, C. M., Asokan, R., Mahadewa Swamy, H. M., Maruthi, M. S., Pavithra, H. B., Hegde, K., Shivaray,

- N., Prabhu, S. T., Goergen, G. (2018). First report of the Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), an alien invasive pest on maize in India. *Pest Management in Horticultural Ecosystems*, 24(1), 23-29.
146. Siebert, M. W., Nolting, S. P., Hendrix, W., Dhavala, S., Craig, C., Leonard, B. R., Stewart, S. D., Musser, F. R., Buntin, G. D., y Samuel, L. (2012). Evaluation of Corn Hybrids Expressing Cry1F, Cry1A.105, Cry2Ab2, Cry34Ab1/Cry35Ab1, and Cry3Bb1 Against Southern United States Insect Pests. *Journal of Economic Entomology*, 105(5), 1825–1834.
147. Sisodiya, D. B., Raghunandan, B. L., Bhatt, N. A., Verma, H. S., Shewale, C. P. Timbadiya, B. G., y Borad, P. K. (2018). The fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae); first report of new invasive pest in maize fields of Gujarat, India. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 6(5), 2089-2091.
148. Soberon, M.; Bravo. A. (2007) "Las toxinas Cry de *Bacillus thuringiensis*: modo de acción y consecuencias de su aplicación" p.303-313
149. Sosa Gómez, D (2018)."Resistencia de *Spodoptera frugiperda* a cultivos Bt." en XVI Jornadas Fitosanitarias Argentinas realizadas en San Miguel de Tucuman, Argentina.
150. Sosa, M. A. (2002a). Daño producido por *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) sobre el rendimiento del cultivo de maíz en siembra directa, según tiempos de exposición a la plaga. *Información Para Extensión INTA Centro Regional Santa Fe*, (70), 46–52.
151. Sosa, M. A. (2002b). Estimación de daño de *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz con infestación natural en tres fechas de siembra en el norte santafesino. *Información Para Extensión INTA Centro Regional Santa Fe*, (70), 39–45.
152. Sosa, M. A. (2002c). Fluctuación de la población de *Spodoptera frugiperda* Smith en el norte santafesino según capturas en trampas de luz. *Información Para Extensión INTA Centro Regional Santa Fe*, (70), 35–38.
153. Sparks, A. N. (1979). A Review of the Biology of the Fall Armyworm. *The Florida Entomologist*, 62(2), 82–87.
154. Storer, N. P., Babcock, J. M., Schlenz, M., Meade, T., Thompson, G. D., Bing, J. W., y Huckaba, R. M. (2010). Discovery and Characterization of

Field Resistance to Bt Maize: *Spodoptera frugiperda* (Lepidóptera: Noctuidae) in Puerto Rico. *Journal of Economic Entomology*, 103(4), 1031–1038. <https://doi.org/10.1603/EC10040>.

155. Svensson, G. P., Ryne, C., y Lofstedt, C. 2002. Heritable variation of sex pheromone composition and the potential for evolution of resistance to pheromone-based control of the Indian meal moth, *Plodia interpunctella*. *J. Chem. Ecol.* 28: 1447-1461.

156. Szwarc, D. E., Vitti Scarel, D. E., y Almada, M. S. (2015). Daño de gusanos “cogollero” y “de la espiga” en maíces Bt , en dos fechas de siembra. *Voces y Ecos INTA Reconquista*, 42–44.

157. Tabashnik, B. E. (2008). Delaying insect resistance to transgenic crops. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105(49), 19029–19030.

158. Tabashnik, B. E., Brévault, T., y Carrière, Y. (2013). Insect resistance to Bt crops: lessons from the first billion acres. *Nature Biotechnology*, 31(6), 510–521. <https://doi.org/10.1038/nbt.2597>.

159. Tabashnik, B. E., Carrière, Y., Dennehy, T. J., Morin, S., Sisterson, M. S., Roush, R. T., Shelton, A. M., y Zhou-Zhao, J. (2003). Insect Resistance to Transgenic Bt Crops : Lessons from the Laboratory and Field, 96(4), 1031–1038.

160. Tabashnik, B. E., Gould, F., y Carrière, Y. (2004). Delaying evolution of insect resistance to transgenic crops by decreasing dominance and heritability. *Journal of Evolutionary Biology*, 17, 904–912. <https://doi.org/10.1111/j.1420-9101.2004.00695.x>.

161. Tabashnik, B. E.; Van Rensburg, J. B. J.; Carrière, Y. 2009. Field evolved insect resistance to Bt crops: definition, theory, and data. *J. Econ. Entomol.* 102:2011–2025

162. Trigo, E. J. y Cap, E. J. (2006). Diez Años de Cultivos Genéticamente Modificados en la Agricultura Argentina: [www.argenbio.org](http://www.argenbio.org)

163. Trumper, E. V. (2014). Resistencia de insectos a cultivos transgénicos con propiedades insecticidas. Teoría, estado del arte y desafíos para la República Argentina. *Agriscientia*, 31(2), 109–126.

164. University of California. 2001. Integrated Pest Management for floriculture and nurseries. Statewide integrated pest management project. Publication 3402. Oakland. USA. 422p.
165. Urretabizkaya, N.; (2012) "Manejo de plagas en cultivo de maíz" Catedra de Protección Vegetal, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Lomas de Zamora, Buenos Aires, Argentina.32-66
166. Urretabizkaya, N.; Vasicek, A.; Zaini, E. (2010) "Insectos perjudiciales de importancia agronomica: 1. Lepidópteros" Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA
167. Valent Biosciencias, 2016 "Ficha técnica Dipel WG" extraida de <https://www.valent.cl/wp-content/uploads/2018/02/FIcha-T-DipelF-WG.pdf> 4/5/2019
168. Valverde, L; Berta, C; Colomo, V.M.; Virla, E.;1999 "Estados inmaduros de *Campoplestris grioti* (Blanchard) (Hym.: Ichneumonidae), parasitoide de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lep.: Noctuidae)" Acta zoológica lilloana (1): 117-127. San Miguel de Tucuman, Argentina.
169. Van Den Berg, J. (2016). Insect Resistance Management in Bt Maize: Wild Host Plants of Stem Borers Do Not Serve as Refuges in Africa. *Journal of Economic Entomology*, 1–9. <https://doi.org/10.1093/jee/tow276>.
170. Vilarinho, E. C., Fernandes, O. A., Hunt, T. E., y Caixeta, D. F. (2011). Movement of *Spodoptera Frugiperda* Adults (Lepidóptera: Noctuidae) in Maize in Brazil. *Florida Entomologist*, 94(3), 480–488. <https://doi.org/10.1653/024.094.0312>.
171. Wan, P., Xu, D., Cong, S., Jiang, Y., Huang, Y., Wang, J., Wu, H., Wang, L., Wu, K., Carrière, Y., Mathias, A., Li, X., y Tabashnik, B. E. (2017). Hybridizing transgenic Bt cotton with non-Bt cotton counters resistance in pink bollworm. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 114(21), 5413–5418. <https://doi.org/10.1073/pnas.1700396114>.
172. Williams, T., J. Valle y E. Viñuela. 2003 Is the naturally-derived insecticide Spinosad® compatible with insect natural enemies? Información recuperada de <https://www.hortalizas.com/cultivos/maiz-dulce-elote/manejo-agroecologico-del-gusano-cogollero-en-el-maiz/>
173. Willink, E., Osoreo, V. M., y Costilla, M. A. (1991). El gusano "cogollero". Nivel de Daño Económico. *Avance Agroindustrial*, 12(46), 25–26.

174. Willink, E.; V. M. Osorio y M. A. Costilla. 1993. Daños, pérdidas y niveles de daño económico por *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en maíz. *Rev. Ind. y gric. de Tucumán* 70(1-2): 49-52
175. Witzgall, P., Kirsch, P. y Cork, A. 2010. Sex pheromones and their impact on pest management. *Journal of Chemical Ecology*. 36: 80-100.
176. Zarbin, P. H. G., Villar, J., Marchi, I., Bergmann, J., y Oliveira, A. R. M. 2009. Synthesis of Pheromones: Highlights from 2002-2004. *Curr. Org. Chem.* 13: 299-338.