

Lagarta Rosada del Algodón: retorna un viejo problema al cultivo

Mondino, Mario Hugo

Estación Experimental Agropecuaria Santiago del Estero





Lagarta rosada del algodón: retorna un viejo problema al cultivo

Ing. Agr. (MSc.) Mario H. Mondino
mondino.mario@inta.gob.ar
Mayo 2024

La lagarta rosada del algodón (LRA), *Pectinophora gossypiella* Saunders, también llamado gusano rosado de la India o *Pink bollworm* (ingles), fue junto con el complejo de capulleras, la plaga más importante del algodón a nivel mundial antes del advenimiento de los transgénicos Bt.

A manera ilustrativa de su importancia en el cultivo de algodón, Slosser y Watson (1972) determinaron en un estudio de 1969, que la densidad estacional máxima en un área de Arizona fue de 1,8 millones de larvas por hectárea (ha), lo que se traduce en más de 200 billones de larvas en las 126.000 hectáreas de algodón plantadas en todo el estado ese año. Estudios similares implementados en India, concluyeron que las pérdidas por lagarta rosada alcanzaban en promedio a un 30% (10 al 50%) del rendimiento logvable (Agriplex India, 2023, Likhitha *et al.*, 2023).

El control de la lagarta rosada en Argentina fue logrado a partir del comienzo de este siglo con la introducción del algodón genéticamente modificado (AGM) para producir proteínas insecticidas a partir de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Bt). Estas proteínas Bt no son tóxicas para la mayoría de los organismos a los que no se dirigen, incluidas las personas y muchos insectos beneficiosos.

Cabe resaltar que antes de la aparición de los AGM esta plaga causaba graves daños y pérdidas considerables en las producciones de algodón de las áreas de riego principalmente pero también en las de secano de Santiago del Estero y otras provincias.

Aunque el algodón Bt mata esencialmente el 100% de las larvas susceptibles de la lagarta rosada, la reciente aparición de esta plaga en algunas zonas productoras de algodón bajo riego del Río Dulce en Santiago del Estero abre un interrogante acerca del posible desarrollo de resistencia a las proteínas Bt que poseen la mayoría de los cultivares comerciales actualmente empleados en Argentina.

Ciclo de Vida

El adulto es una pequeña mariposa de hábitos nocturnos que mide unos 10-15 mm, de color marrón grisáceo con manchas negruzcas en las alas anteriores, mientras que las traseras son de color gris plateado. Las alas anteriores y posteriores presentan bordes superiores terminados en flecos de color más claro y sedoso (Barlow *et al.*, 2015; CABI, 2016). En posición de reposo, la mariposa adquiere una forma alargada y angosta por la superposición de sus alas y con sus largas antenas hacia atrás. Los adultos viven 12 a 15 días y la hembra pone hasta 250 huevos sobre pimpollos, flores y cápsulas.



Los estudios de Deshmukh y Bhamare (2024) revelaron que la fecundidad de *P. gossypiella* aumenta con el aumento de las temperaturas, alcanzando su máximo a $30\pm 1^{\circ}\text{C}$, mientras que disminuye a temperaturas más bajas o más altas, observándose la fecundidad más baja a $20\pm 1^{\circ}\text{C}$.



Fuente: University of California, Riverside

Los huevos son aplanados y ovalados, estriados longitudinalmente, de color amarillo verdoso, tornándose rosado o rojo en el momento de la eclosión y se colocan solos o en grupos de hasta cuatro a cinco. Los huevos de la generación invernante (primera generación) y dependiendo del momento de la emergencia, a menudo se ponen en partes vegetativas del algodón cerca de los pimpollos, pero más comúnmente, directamente sobre pimpollos y flores. Los huevos de segunda generación y posteriores generalmente se ponen debajo del cáliz de las cápsulas, protegidos por las brácteas (Sarwar, 2017).

A los 3-5 días nacen las larvas que inmediatamente perforan los órganos fructíferos y penetran al interior de la estructura reproductiva mediante un orificio de entrada muy pequeño, el que se cierra y cicatriza rápidamente, por lo que es difícil observarlo y se alojan en su interior. El período larval dura entre 10 y 25 días, dependiendo de la temperatura. Son de color blanco brillante y cabeza oscura durante los primeros dos estadios, pero a medida que van creciendo adquieren una coloración rosada con

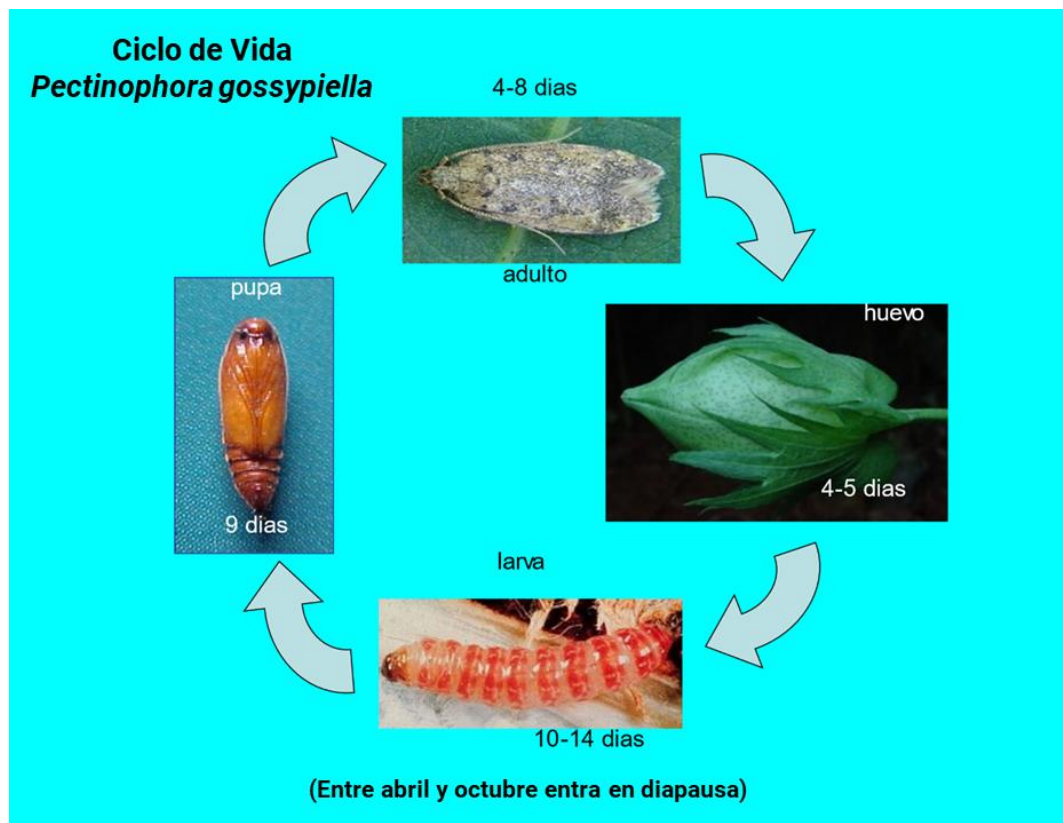




bandas transversales de color más intenso en la parte dorsal de cada segmento, manteniendo el color marrón oscuro de su cabeza. Su tamaño máximo es de 12 mm. Para protegerse en el interior de las flores, las larvas unen los pétalos formando una roseta. Luego de 15 a 20 días las larvas realizan un orificio redondo de salida (mucho más grande que el de entrada) en la porción media o superior de la pared de algún carpelo y se dejan caer al suelo para empupar o pueden hacer un túnel en la cutícula de la pared del carpelo, dejándola como una ventana transparente y empupar en el interior de la cápsula.

Las pupas comienzan siendo de color marrón claro y gradualmente se vuelven de color marrón oscuro a medida que avanza el estado. Miden hasta 7 mm de longitud y permanecen en el estado de pupa o crisálida alrededor de 6 a 8 días, para emerger como mariposa y reanudar el ciclo (Sarwar, 2017).

En Argentina la lagarta rosada tiene 5 a 6 generaciones anuales. La primera generación se produce durante la primavera, desde octubre a principios de diciembre, es la más larga y dura unos 40 días hasta que emergen prácticamente todos los adultos. Es considerada una generación de mantenimiento y las larvas solo devoran flores y algunos pimpollos. La segunda y la tercera generación se desarrollan en los meses de más alta temperatura (parte de diciembre, enero y febrero), son de ciclo corto y completo y dura unos 25 a 35 días. A partir de marzo hay 2 ó 3 generaciones más, que son incompletas pues de ellas surgen las larvas invernantes, cuyo número aumenta gradualmente hasta el mes de julio cuando se observan casi el 100% de larvas invernantes.





La generación emergente de la diapausa invierno-primaveral se desarrolla casi exclusivamente sobre flores y es la que da origen a la primera generación de ciclo completo sobre la planta; son de escaso volumen debido a que muy pocas larvas consiguen completar el ciclo sobre las flores. La sintomatología en flores es de gran utilidad para detectar el primer ataque en la primavera.

Considerando que esta plaga requiere fundamentalmente de estructuras reproductivas



Fotografía: Silvia Correa

para ovipositar y alimentarse, todas aquellas mariposas que emerjan de pupas invernantes antes de que existan botones florales, no podrán sobrevivir ni reproducirse. Esta asincronía entre insecto y disponibilidad de estructuras reproductivas es lo que permite denominar a esta generación con el nombre de “generación suicida”.

El mayor porcentaje de larvas que pasan a condición de “invernantes” hace su aparición con un fotoperíodo por debajo de las 13

horas diarias de luz y un descenso de las temperaturas medias a alrededor de los 18°C o menos (Adkisson *et al.*, 1963; Gutiérrez *et al.*, 1981). En nuestro país se registran condiciones óptimas para formar el mayor número de larvas en diapausa entre mediados de marzo y abril (Sosa y Fariña Núñez, 1989).

Del mismo modo, en primavera al superarse las 13 horas de luz y cuando las temperaturas mínimas superan los 18°C (fines de septiembre para el área de riego del Río Dulce), comienza la emergencia de adultos provenientes de larvas en diapausa. Es por ello que **a partir de octubre se registran condiciones óptimas simultáneas de fotoperíodo y temperaturas mínimas**, que permiten la emergencia de adultos y a su vez que éstos puedan completar sus ciclos, si el alimento (flores) está disponible.

Es por ello que, el porcentaje de la “generación suicida” que sobrevive depende directamente de la fecha de siembra del algodón; es decir, cuanto más se adelante la fecha de siembra con respecto a octubre, el porcentaje de “generación suicida” que encuentre flores, sobreviva y origine daños, será mayor.

La generación nacida de larvas invernantes que sobrevive da origen al **primer ataque en el mes de diciembre** y generalmente pueden pasar desapercibidos, porque las orugas se alimentan del polen de pimpollos y flores.

Al finalizar la etapa larval, empupa y puede hacerlo dentro de la cápsula/capullo o fuera de él, para lo cual perfora las paredes del carpelo y la etapa normalmente transcurre en el suelo, siendo su duración de aproximadamente 10 días.

Este insecto es muy adaptable a diferentes condiciones climáticas y las larvas se esconden durante las estaciones desfavorables dentro de semillas de algodón vacías,



en las que están bien protegidas y permanecen vivas durante muchos meses. La supervivencia de la plaga de una temporada a otra se debe exclusivamente a la hibernación de larvas en semillas que caen al suelo entre la hojarasca de los restos de plantas (Sarwar, 2017).



Fotos: Cortesía Ing. Agr. Alejandro Moyano (INTA-AER Fernández)

Síntomas / Daños

Los ataques se pueden manifestar a partir de la primera semana de pimpollado hasta inicios de apertura de cápsulas (35 a 105 días). Los daños los provocan las larvas que penetran en las pimpollos, flores y cápsulas para alimentarse del ovario cuando estas son pequeñas, quedando completamente secos o bien, en capsulas más grandes (+20 días), dirigirse a las semillas a fin de devorar su interior; luego se mueven hacia otras semillas y lóculos adyacentes creando orificios a través de los septos.

Los pimpollos que son atacados en forma temprana normalmente caen al suelo, debido a que las larvas al alimentarse de los órganos reproductivos internos aceleran su senescencia, con la consiguiente muerte de la larva en su interior.



Fotografía: Silvia Correa

Las denominadas “flores en roseta” son flores cuyos pétalos han sido unidos con seda por la larva en desarrollo en su interior. La mayor parte de la alimentación en esta etapa se concentra en los granos de polen en desarrollo y otras partes florales (Sarwar, 2017). Ocasionalmente, la larva puede viajar hasta la parte inferior de la flor y comenzar a alimentarse en la punta de la cápsula recién desarrollada (Karsholt y Razowski, 1996).



Control

Debido a que la resistencia es un fenómeno natural en los insectos que no puede evitarse, para abordar eficazmente la lucha contra la lagarta rosada, se recomienda encarecidamente un enfoque de manejo integrado de plagas (MIP) con el objetivo de retrasar la aparición de resistencia, alargando la vida útil de las tecnologías.

El MIP implica combinar varias estrategias y prácticas de manejo para minimizar las poblaciones del insecto y al mismo tiempo, reducir el uso de insecticidas. A continuación, se presentan algunos componentes clave de un enfoque de MIP para el manejo de esta plaga del algodón.

1) Control Cultural

Se ha demostrado que las técnicas de control cultural que incluyen triturar tallos, incorporación al suelo de los rastrojos, mantener el vacío sanitario, aplicar riegos, fechas de siembra adecuadas y rotaciones con gramíneas dan como resultado, altos niveles de mortalidad de larvas en diapausa (Watson, 1980). Inclusive los resultados de los modelos de simulación sugieren que la manipulación de la fecha de siembra y la implementación de otros métodos culturales de control reducen la tasa de aplicación de insecticidas y retrasan la evolución de la resistencia al algodón Bt en el gusano rosado (Carriere *et al.*, 2001).

Es fundamental realizar estas tareas en forma conjunta con los campos aledaños para obtener un control óptimo de la plaga en toda la zona. Para ello la creación de la figura de consorcios de lucha entre grupos de productores de una zona, adquiere gran importancia para la planificación y ejecución de las tareas.

Rotación de cultivos: Rote los cultivos de algodón con plantas no hospedantes como el maíz, sorgo, soja o poroto para interrumpir el ciclo de vida de la lagarta rosada. Esta práctica ayuda a reducir sensiblemente la densidad poblacional de la plaga ya que la lagarta es muy dependiente del algodón en su alimentación y reproducción.

El conocimiento de la importancia que desempeñan las plantas hospederas alternativas en la perpetuación de la lagarta rosada de un cultivo de algodón al siguiente, es valioso para formular métodos para su manejo. La bibliografía menciona solo especies de la familia Malvacea de los géneros *Hibiscus*, *Abutilon*, *Abelmoschus*, *Sida*, *Malva* y *Malvastrum* como posibles hospedantes (Shiller *et al.*, 1962; Appala Raju *et al.*, 2020).

Destrucción y enterrado de rastrojos: Es tal vez una de los más efectivos métodos de control de la lagarta rosada del algodón, capaz de suprimir más del 90% de las larvas invernantes.

La mayoría de las cápsulas que se encuentran cerradas sobre la planta de algodón al final de la temporada de cultivo pueden tener larvas en diapausa y son la principal fuente de transmisión de la lagarta rosada de una temporada a otra.



Debido a que estas larvas en diapausa pasan el invierno refugiadas en las semillas ahuecadas de cápsulas de las plantas que permanecen en pie luego de la cosecha, el corte y triturado postcosecha, logra la destrucción del 60 al 70% de las larvas. La trituración destruye larvas directamente o bien, promueve el secado rápido de las cápsulas no cosechadas. Si las temperaturas del otoño son altas durante abril y gran parte de mayo, deje los restos de la cosecha en la superficie del suelo durante dos o más semanas después de la operación de trituración para destruir más larvas por insolación y desecación.

Debido a que las larvas también pueden invernar fuera de la capsula en el suelo enterrándose unos 5 a 7,5 cm envueltas en una especie de tela sedosa que ella misma teje (Sarwar, 2017), la práctica de destrucción del rastrojo debe complementarse con el enterrado profundo de los restos vegetales en otoño para lograr una mortandad elevada de las larvas restantes. Se ha comprobado que el enterramiento de las capsulas remanentes en el suelo luego del triturado del rastrojo produce una importante disminución de la emergencia de mariposas en comparación con las cápsulas que quedan en superficie sin enterrar (Barlow *et al.*, 2015).

Ya en 1957, el Decreto del Poder Ejecutivo Nacional N°2017 en su artículo 2°, inciso c) imponía las fechas de destrucción de los rastrojos para el control de las plagas del algodón. A posteriori, se establecieron nuevas fechas límites para la destrucción de los rastrojos de algodón para diferentes áreas de cada provincia mediante la Resolución N°74 del SENASA (2010) modificada por la Disposición N°204/19 (SENASA, 2019). En ella se establece para la provincia de Santiago del Estero las siguientes fechas límites para la destrucción: Area de Riego: 30 de junio y Area de secano: 15 de julio de cada año.

Riegos: podemos usarlo como un método cultural para favorecer el control de las larvas invernantes. El riego posterior al enterramiento del rastrojo produce una gran mortandad de larvas durante el invierno a medida que los suelos se enfrían mientras que, por el contrario, los riegos de primavera cuando las condiciones ambientales son favorables estimulan la emergencia temprana y aumentan la aparición de mariposas invernantes lo que contribuye a acelerar su reducción numérica como generación suicida por falta de órganos reproductivos para oviponer (Beasley y Adams, 1995; Barlow *et al.*, 2015).

Vacío sanitario: es el período de tiempo libre de plantas de algodón con riesgo fitosanitario o sea capaz de albergar alguna plaga del cultivo. Comienza el día de la finalización de la destrucción del rastrojo y termina el primer día de la fecha de siembra autorizada por el SENASA para la zona provincial o región considerada.

Si bien su duración debería ser lo máximo posible, se establece un **período mínimo** de 90 días de vacío sanitario.



En ella además de la destrucción de plantas de algodón en pie, se debe destruir los posibles huéspedes alternativos de la larga rosada y mantener las áreas cercanas libres de malezas.

Épocas de siembra: ajustar la fecha de siembra es una importante medida de manejo para reducir la incidencia de esta plaga. En las áreas de riego de Santiago del Estero, el período de siembra autorizado por el SENASA (2019) se extiende desde el 01 de octubre al 30 de noviembre de cada año, mientras que, en las áreas de secano de la provincia, la siembra autorizada se extiende entre el 15 de octubre y el 15 de diciembre.

Si se siembra después de mediados de octubre se logra que la floración inicial escape en su mayor parte, a las mariposas que emergen a finales de septiembre, reduciéndose así la población de la primera generación de verano. Las siembras adelantadas a la autorizada (agosto y septiembre) encontrarán a la generación invernante con flores y tal vez frutos para desarrollarse. Las fechas de siembra tardías (mediados diciembre y enero) son muy susceptibles a sufrir un fuerte ataque en las etapas tardías y entre el 50 y el 75 % de las cápsulas pueden mostrar lóculos dañados en cápsulas verdes y capullos (Sarwar, 2017), porcentajes de daño que se ha podido comprobar en esta campaña 2023-24 en el área de riego del Río Dulce con las siembras de diciembre.

Limitar la cantidad de pequeñas cápsulas verdes presentes después de mediados de marzo puede reducir drásticamente la cantidad de sitios para la hibernación de la lagarta rosada. Estas últimas cápsulas que se ubican en la parte superior de la planta son generalmente inmaduras, tienen baja calidad de fibra y contribuyen poco o nada al rendimiento (Chaudhari *et al.*, 1999). Además, recientes investigaciones han demostrado que las cápsulas de formación tardía exhibieron un daño relativamente mayor en comparación con las cápsulas de formación temprana en las plantas que portan genes Bt, lo que indica una disminución temporal en la expresión de toxinas Cry debido al envejecimiento de la planta (Vivek Shah *et al.*, 2021).

Brown *et al.* (1992) propusieron que plantar algodón después de una acumulación de 600 a 800 unidades de calor en °F a partir del 01 de enero en el hemisferio norte (comparativamente 320 a 425 unidades de calor en °C a partir del 01 de Julio en nuestro país), aseguraría un 75% de emergencias suicidas de la lagarta rosada en Arizona, mientras que Carriere *et al.*, (2001) mostraron que la proporción esperada de emergencias suicidas en 15 regiones del mismo estado cuando se planta algodón después de una acumulación de 600 a 800 unidades de calor en °F, varió entre 66 y 96% para ambos valores.

Monitoreo: dado que el daño por lagarta rosada es poco visible por desarrollarse en el interior de las estructuras reproductivas, el monitoreo periódico de los campos de algodón en busca del insecto nos permite detectar su presencia y estimar su densidad con el fin de determinar el momento en que la plaga alcanza el nivel de daño económico. Puede realizarse cada 3 a 5 días de dos maneras diferentes y complementarias:



- **A través de la inspección de órganos reproductivos dañados.** Debido a que los primeros ataques de la lagarta rosada pueden pasar desapercibidos para el productor ya que, al emerger de los huevos, las larvas se introducen rápidamente en las estructuras reproductivas, la inspección temprana de pimpollos, flores y primeras cápsulas dañadas permite detectar su presencia.

La larva cuando ataca y se alimenta de pimpollos de menos de 10 días de edad, produce la caída de los mismos al suelo y, por lo tanto, muere en su interior. Pero con un pimpollo de mayor edad, la larva puede completar su desarrollo. Es por ello que hay que estar atento, apenas comienza la etapa de pimpollado, a un importante aumento de pimpollos caídos en el suelo y proceder a determinar las causas de la abscisión, las cuales pueden ser también debido a otras causas de origen variado como chinches, picudo, estrés hídrico y/o térmico, etc.

Tal vez el primer síntoma muy visible de su presencia sea la aparición de flores arrosadas. La larva en el interior de la flor teje una red que impide la apertura adecuada de los pétalos que adquieren una forma similar a una hélice, lo que permite que se alimente en su interior protegida de posibles ataques de predadores.

Las cápsulas de diez a veinte días son atacadas por las larvas para alimentarse de las semillas en desarrollo y pueden destruir todo el contenido, pero en las cápsulas más viejas, el desarrollo puede completarse con tres o cuatro semillas sanas y en ese caso se observan aperturas inadecuadas de los capullos con semillas dañadas. En ataques tardíos varias larvas pueden infestar una sola cápsula.

Para conocer el porcentaje de incidencia, se toma en cuenta para el caso de flores, el total de flores arrosadas sobre el número total de flores por plantas monitoreadas, mientras que para las cápsulas verdes se cuenta el total de frutos con larva o de cápsulas verdes con orificios de salida sobre el total de capsulas inspeccionadas.

- **utilizando trampas cebadas con una feromona** para detectar la presencia y



Fotografía: Alejandro Moyano

densidad de las poblaciones de adultos (mariposas macho) de la especie. La captura ayuda a determinar la necesidad de medidas de control adicionales y facilita la toma de decisiones. Es fácil de aplicar en el campo, seguro para las personas y benigno para el medio ambiente ya que la tecnología solo se enfoca en la plaga objetivo del cultivo y, por lo tanto, proporciona un mejor y más equilibrado programa de manejo de la plaga.

Para implementarlo se coloca 1 trampa cada 10 hectáreas (ha) en la época de formación de los primeros pimpollos. La feromona atractora de los machos adultos de la lagarta rosada



recibe el nombre de gossiplure, la cual es impregnada en una goma que se adhiere mediante un alfiler a la tapa de la trampa, manipulándola con guantes y evitando tocar el exterior del envase. Como líquido en la trampa se sugiere agregar agua más una pequeña cantidad de aceite claro del tipo hidráulico, de manera tal que el nivel del líquido quede 1 cm por debajo de los orificios de ventilación de la trampa.

Según el marbete, el poder atractor de la feromona tiene una duración de 30 días aproximadamente, pero para mejorar su atracción se sugiere dejarla adherida a la tapa y agregar una segunda feromona al transcurrir dicho plazo. Transcurridos otros 30 días, retirar la primera feromona y agregar una nueva.

La altura de la trampa debe ir ajustándose según la altura de la planta. Se aconseja que la misma se encuentre siempre unos 30 cm por encima del nudo terminal de la planta.

2) Control Biológico

En la bibliografía mundial (Cheema *et al.*, 1980; Henneberry and Naranjo, 1998; CABI, 2016; SENASICA-DGSV, 2016) se mencionan numerosos enemigos naturales capaces de realizar el control de la lagarta rosada, entre las que se mencionan parasitoides como *Trichogramma spp.* (huevo), *Aphanteles* (huevo), *Chelonus sp.* (huevo-larva), *Campoletis cloruroae* (larva), *Bracon sp.* (larva) y predadores como *Chrysoperla sp.*, coccinélidos (mariquitas/vaquitas), avispa, chinches cazadoras (reduvíidae y pentatómidae). A pesar de que muchos de ellos se encuentran en nuestro país, no he podido encontrar referencias de control biológico de lagarta rosada en Argentina.

El huevo y las larvas del primer estadio son los más vulnerables a la depredación y parasitismo. Las larvas de etapas posteriores, al desarrollarse dentro de las formas



fructíferas se encuentran protegidas. Más adelante en la temporada, las mariposas hembras ovipositan debajo del cáliz de las cápsulas verdes y los huevos están protegidos, hasta cierto punto, de los depredadores. Sin embargo, Orphanides *et al.* (1971) e Irwin *et al.* (1974) informan que algunos de estos huevos pueden ser alcanzados y destruidos por predadores y parasitoides. En nuestras recorridas habituales

por el área de riego del Río Dulce en Santiago del Estero, se pudo detectar (ver figura) una larva de lagarta que está siendo consumida por otras larvas de una especie que no pudo ser identificada, pero que probablemente sean sirfidos.



Según Naranjo *et al.* (1995) no se comprende bien el impacto de los enemigos naturales autóctonos sobre las poblaciones de LRA en el cultivo del algodón. Cuantificar y predecir el impacto de los enemigos naturales, como grupo o como individuos, ha sido difícil debido a las muchas especies involucradas y debido a las complejas interacciones biológicas y ecológicas que ocurren dentro y entre los enemigos naturales, así como con sus huéspedes plaga-insectos.

3) Control genético

Plantar variedades de algodón genéticamente modificados (GM) que sean resistentes a la lagarta rosada es la estrategia recomendada y eficaz. El algodón Bt, que porta un gen que codifica una proteína de la bacteria entomopatógena del suelo *Bacillus thuringiensis* al producir una toxina dañina (delta-endotoxina) para las larvas del insecto en cada una de sus células, ha demostrado un éxito considerable en la reducción de las infestaciones.

El algodón argentino que porta el gen Cry1Ac conocido como Bt 1 proporcionó un nivel excepcionalmente alto de control de la lagarta rosada desde que fue introducido en los campos de algodón de nuestro país. Sin embargo, los beneficios del algodón transgénico Bt 1 han sido puesto en duda y parecen haber disminuido desde que Dhurua y Gujar (2011) informaron que desde 2008 en India, se había comprobado el desarrollo de la resistencia de campo de *Pectinophora gossypiella* (Saunders) al Cry1Ac que expresa el algodón Bt1.

Debido a estos problemas de resistencia detectados, fue desarrollado un algodón transgénico de segunda generación que produce la toxina Cry2Ab de *B. thuringiensis* sola o en combinación con Cry1Ac, conocidos como Bt2 (Tabashnik *et al.*, 2002). No obstante, esta segunda generación, fue mencionado que la lagarta rosada también desarrolló resistencia a las dos toxinas Cry presentes en el algodón Bt2 ya que, en 2015, hubo una supervivencia inusual de *P. gossypiella* en el algodón Bollgard II en algunas partes de Gujarat y Maharashtra en India, lo que es motivo de preocupación en la actualidad para los investigadores (Naik *et al.*, 2018; Likhitha *et al.*, 2023).

La cadherina, la aminopeptidasa N y la fosfatasa alcalina son receptores cruciales para la toxicidad de la toxina Cry (Zhao *et al.*, 2017). Los insectos pueden desarrollar resistencia a las toxinas Cry alterando sus sitios de unión (Ferre y van Rie, 2002). Las mutaciones que se producen en el gen de la cadherina son las que le confieren la resistencia de la lagarta rosada al Cry1Ac y se han identificado hasta ahora, 13 alelos resistentes a la cadherina en poblaciones resistentes de *P. gossypiella* de Estados Unidos, India y China (Morin *et al.* 2003).

Por otra parte, y según Perlak *et al.* (2001), las empresas proveedoras de semillas certificadas deben asegurarse de que las toxinas Cry estén presentes en forma homocigótica.

Según mi opinión, la práctica de los productores de conservar una porción de la cosecha para sembrarla en la siguiente campaña puede tener impactos importantes en la



generación de resistencia a insectos, ya que crea una mezcla de plantas con diferentes genotipos, incluyendo plantas sin los genes de protección contra insectos al separar las características apiladas que fueron combinadas durante el proceso de producción de la semilla dando como resultado la expresión variable de la característica.

Según Fand *et al.* (2019), las razones que contribuyen a la resistencia al Bt en la lagarta rosada incluyen la naturaleza estenófaga/monófaga de las larvas, una gran área bajo una base genética estrecha en el algodón (todos son Cry1Ac) y el incumplimiento de los refugios, lo que no dejó otra opción para esta plaga que adaptar su alimentación con algodón transgénico.

Es por ello que una de las estrategias para evitar la generación de lagartas rosadas resistentes es la siembra de refugios en un 10 a 20 % del campo con semillas no Bt junto con el algodón Bt, con el fin de lograr el cruzamiento entre individuos resistentes al Bt con mariposas susceptibles al Bt, lo que generará individuos heterocigotas susceptibles al control con insecticidas habilitados. En la superficie del refugio pueden emplearse productos fitosanitarios para el control de esta y otras plagas, siempre que no estén basados en *Bacillus thuringiensis*.

La fundamentación teórica del refugio se sustenta en la baja frecuencia (1×10^{-3}) de los alelos resistentes a la toxina Bt en las poblaciones “silvestres”, lo que equivale a un individuo resistente cada millón de susceptibles (Huang *et al.*, 2011). Al favorecer estos cruzamientos, se diluye la proporción de alelos resistentes en la población, retrasando así el desarrollo de resistencia a nivel de lote. Si no hubiera refugio, los eventuales insectos resistentes que se generan en el cultivo Bt se cruzarían entre ellos, aumentando rápidamente la frecuencia de insectos resistentes.

A pesar de que los resultados de los modelos de durabilidad de las tecnologías Bt sugieren (cuando la resistencia es recesiva y tiene baja frecuencia inicial) que la generación de resistencia puede retrasarse alrededor de 20 años con un porcentaje igual o mayor al 10% de refugio (Tabashnik *et al.*, 2008), lamentablemente, la implementación de refugios en Argentina ha sido muy baja hasta la fecha (ASA, 2017) y en el caso específico del algodón, se ha podido comprobar que es casi inexistente.

Tabashnik y Carriere (2019) en un trabajo de comparación trinacional sugirieron que los resultados contrastantes obtenidos en Estados Unidos y China con relación a India. Mientras en los dos primeros la abundancia de refugios de algodón no Bt retrasaron la evolución de la resistencia, en India, la escasez de tales refugios permitió que la resistencia a Cry1Ac y Cry2Ab evolucionara muy rápidamente.

4) Control Etológico

- Por **confusión sexual**: esta técnica puede ser implementada mediante dos vías:
 - a) el uso de liberaciones aéreas de feromonas sobre las plantaciones de algodón durante todo el ciclo reproductivo y posterior monitoreo de larvas. Según Gaston *et al.* (1977) esta forma de control fue comparable, tanto en términos de efectividad como



de costo de los materiales utilizados, al control logrado en diez campos por los productores que utilizaron aplicaciones de insecticidas convencionales.

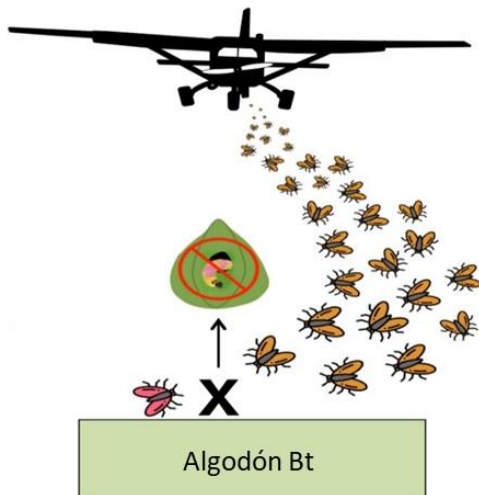
b) mediante el uso de dispenser o emisores embebidos en la feromona gossyplure



(también conocidos como PB rope o PB ring) colocados sobre la planta y distribuidos en forma masiva en toda la superficie del lote de algodón para interrumpir el apareamiento de los insectos. Según Rawlins (2012) se deben instalar en forma manual, de 450 a 500 emisores por ha cuando el cultivo presenta la octava hoja verdadera, etapa fenológica previa a la aparición de los primeros pimpollos. El emisor embebido con la feromona se coloca a una altura media de la planta, el cual libera al ambiente la feromona gossyplure durante aproximadamente 90 días, provocando una confusión del macho, evitando que encuentre a la hembra y en consecuencia no habrá

apareamiento (SENASICA-DGVA, 2016). Esta técnica se usó en forma complementaria con otras técnicas para la erradicación de la lagarta rosada en EE.UU. (Henneberry *et al.*, 1981).

- Por **liberación de insectos estériles (LIE, o SIT** por sus siglas en inglés) es un



método de control biológico de insectos, por el cual un gran número de mariposas esterilizadas son liberados a la naturaleza. Los insectos estériles liberados son normalmente machos. Los machos estériles liberados compiten con los machos no irradiados (silvestres) para aparearse con las hembras. Como las hembras se aparean una sola vez en su vida, cuando lo hacen con un compañero estéril, no producen descendencia y por ende se reduce la población de la siguiente generación (NCC, 2001; Tabashnik *et al.*, 2021)

Dado que los insectos estériles que se liberan al medio son de 10 a 100 veces más que la población de insectos nativos, la mayoría de los cruces se vuelven estériles. A medida que este proceso se repite, el número de insectos nativos disminuye y la proporción entre insectos estériles y nativos aumenta, llevando así a la población nativa a una reducción muy significativa (Knipling, 1979). Es un método costoso que solo se justifica en programas de erradicación de la plaga.



Ahmad *et al.* (2011) menciona que se está trabajando en el desarrollo de cepas letales de lagarta rosada que expresan mortalidad parcial con tecnología RIDL (Release of Insects with Dominant Lethality). La liberación de insectos con letalidad dominante como estrategia de control utilizando insectos genéticamente modificados que portan un gen letal en su genoma. Los genes letales causan la muerte en un organismo y los genes RIDL solo matan insectos jóvenes, generalmente larvas o pupas.

5) Control Químico

Hutchison (1999) analizando los resultados de cinco estudios independientes realizados entre 1969 y 1991 comprobó que los rendimientos no se reducen hasta que la infestación larvaria estacional promedio en las cápsulas se aproxima al 15%. Cada estudio muestra que las aplicaciones de insecticidas se reducen significativamente cuando se utilizan umbrales económicos para el control, basados tanto en la captura de mariposas en trampas de feromonas, o en infestaciones de larvas en flores o en cápsulas. Sin embargo, el establecimiento de umbrales de control no es una ciencia precisa, ya que el potencial de daño varía según el estado de la plaga, la etapa del cultivo y las condiciones ambientales

Los niveles de umbrales de control para esta plaga pueden ser determinados por:

- 10 % de flores dañadas (flores en roseta).
- 10 % de cápsulas verdes dañadas (al menos 2 cápsulas de 20, con larvas blancas o rosadas u bien por determinación de orificio de salida).
- 10 adultos capturados por trampa y por noche durante 3 días consecutivos.



El más seguro es el de caídas en trampas ya que brinda una buena correlación entre las capturas de adultos y la incidencia de larvas en el campo. Cuando el número de adultos machos capturados alcanza los valores de umbral de control, se debe aplicar insecticidas para controlar las infestaciones de lagarta rosada con las precauciones establecidas en los marbetes.



Rote el uso de productos químicos con sitios de acción diferente para reducir el riesgo de desarrollo de resistencia. Programar correctamente las aplicaciones en función del ciclo de vida de la plaga es crucial para un control eficaz.

Si el campo está sembrado con cultivares Bt, no usar nunca un insecticida a base de *Bacillus thuringiensis* para su control.

Por último, recuerde que es de suma importancia la toma de conciencia en el uso de productos fitosanitarios. Respetar las normas y/o leyes vigentes, cumplir con las medidas de seguridad en el manipuleo, traslado y almacenamiento y no comprar o aplicar sin la generación de una receta de compra y de aplicación emitida por un Ingeniero Agrónomo matriculado y habilitado, forman parte del manejo responsable de fitosanitarios para el cuidado de la salud humana, del suelo y del medio ambiente.

En INTA se está trabajando fuertemente en el monitoreo de daños a campo con el fin de determinar su incidencia en el rendimiento. También se está analizando con diferentes pruebas, si se trata de un quiebre de la resistencia de los algodones Bt a la lagarta rosada o si está asociado a la contaminación de materiales resistentes (Bt) con materiales no resistentes a la plaga (No Bt).

Bibliografía consultada

- Adkisson, P.L., Bell, R.A. and Wellso, S.G. (1963) Environmental factors controlling the induction of diapause in the pinkbollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders). J. Insect Physiol. 9, 299-310
- Agriplex India. 2023. IPM package of practices for the management of pink bollworm of cotton. Disponible en: https://ppqs.gov.in/sites/default/files/pop_for_pbw_of_cotton.pdf
- Ahmad, N., Sarwar, M., Wagan, M. S., Muhammad, R. and Tofique, M. 2011. Conservation of bio-control agents in cotton, *Gossypium hirsutum* L. Field by food supplements for insect pests management. The Nucleus, 48 (3): 255-260.
- Appala Raju A., Prasada Rao G.M.V., Manisha B.L. and Ramana N. 2020. Alternate host plants for pink bollworm *Pectinophora gossypiella* Saunders (Gelechiidae: Lepidoptera) during off seasons in Andhra Pradesh. Insect Environment Vol. 22 (September).
- ASA, Asociación de Semilleros Argentinos. 2017. Posición de la Asociación Semilleros Argentinos sobre el uso de 10% de refugio para todos los materiales de maíz conteniendo eventos Bt. 3 pág. Disponible en: www.asa.org.ar. Acceso: 27/01/24.
- Barlow V.M., Godfrey L.D., Goodell P.B., Haviland D.R., and Natwick E.T. (2015). UC- IPM, pest management guidelines. Cotton: Pink bollworm. UC ANR Publication 3444. University of California: <http://www.ipm.ucdavis.edu/>. Consulta: 3 de enero de 2024.
- Beasley C.A., and Adams C.J. 1995. Effects of irrigation, irrigation timing and cotton bpll burial on extend and pattern on Pink Bollworm spring emergence. Southwest Entomology 20:73-106.



- Brown, P. W., J. F. Silvertooth, and T. F. Watson. 1992. Revised planting window for full season cotton varieties, pp. 421-451. In: Cotton: a College of Agriculture Report. University of Arizona, Tucson.
- CABI, Centre for Agricultural Bioscience International. 2016. *Pectinophora gossypiella* (pink bollworm). En línea: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/39417> Fecha de consulta 30 de enero de 2024.
- Carriere Y., Eilers-Kirk C., Pedersen B. and Haller S. 2001. Predicting Spring Moth Emergence in the Pink Bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae): Implications for Managing Resistance to Transgenic Cotton. Journal of Economic Entomology 94(5):1012-21. DOI:[10.1603/0022-0493-94.5.1012](https://doi.org/10.1603/0022-0493-94.5.1012)
- Chaudhari G.B., Bharpoda T.M., Patel J.J., Patel K. and Patel J.R. 1999. Effect of weather on activity of cotton bollworms in middle Gujrat. J. Agro. Meteor., 1 (2): 137-138.
- Cheema MA, Muzaffar N, Ghani MA, 1980. Biology, host range and incidence of parasites of *Pectinophora gossypiella* (Saunders) in Pakistan. Pakistan Cottons, 24(1):37-73
- Deshmukh K.V. and Bhamare V.K. 2024. Biology of pink bollworm *Pectinophora gossypiella* (Saunders) on cotton as influenced by temperature. Journal of Agrometeorology 26(1):120-123. DOI:[10.54386/jam.v26i1.2367](https://doi.org/10.54386/jam.v26i1.2367)
- Dhurua S., Gujar G.T. (2011) Field-evolved resistance to Bt toxin Cry1Ac in the pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae), from India. Pest Manag Sci 67:898–903.
- Fand B.B., Nagraire V.S., Gawande S.P., Nagrale D.T., Naikwadi B.V., Deshmukh V., Gokte-Narkhedkar N. & Waghmare V.N. 2019. Widespread infestation of pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae) on Bt cotton in Central India: a new threat and concerns for cotton production. *Phytoparasitica* 47, 313–325 (2019). <https://doi.org/10.1007/s12600-019-00738-x>. Acceso: 17/04/24.
- Ferre J., Van Rie J. (2002) Biochemistry and genetics of insect resistance to *Bacillus thuringiensis*. Annu Rev Entomol 47:501–533.
- Gaston L.K., Kaae R.S., Shorey H.H., and Sellers D. 1977. Controlling the Pink Bollworm by Disrupting Sex Pheromone Communication Between Adult Moths. *Science* Vol 196, Issue 4292, pp. 904-905.
- Gutierrez, A.P., Butler, G.D., Jr. and Ellis, C.K. (1981) Pink bollworm: diapause induction and termination in relation to fluctuating temperatures and decreasing photophases. Environ.Entomol. 10, 936-942.
- Henneberry, T.J., Gwillespie J.M., Bariola L.A., Flint H.M., P.D. Lingren P.D. and Kydonieus A.F. 1981. Gossypure in laminated plastic formulation for mating disruption and pink bollworm control, J. Econ. Entomol. 74 (1981): 376-384.
- Henneberry, T.J., and Naranjo S.E. 1998. Integrated management approaches for pink bollworm in the southwestern United States. Integrated Pest Management Reviews 3, 31±52.



- Huang F., Andow D.A. and 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: 1-16.
- Hutchison, W. D..1999. Review and analysis of damage functions and monitoring systems for pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) in southwestern United States cotton. *Southwestern Entomologist* Vol. 24 N° 4 pp.339-362.
- Irwin, M.E., Gill, R.E. and Gonzales, D. (1974) Field-cage studies of native egg predation of the pink bollworm in southern California cotton. *J. Econ. Entomol.* 67, 193-196.
- Karsholt O., and Razowski J. 1996. *The Lepidoptera of Europe: a distributional checklist*. Stenstrup, Denmark: Apollo Books. 380 pp.
- Knipling, E. F. 1979. *The Basic Principles of Insect Population Suppression and Management*. U. S. Dept. of Agriculture. Agriculture Handbook No. 512. Washington, DC
- Likhitha P., Chinna Babu Naik V., Moharil M.P., Undirwade D.B., Kulkarni U.S. and Kolhe A.V. (2023). Molecular profiling of resistance alleles in *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae) collected from different locations. *Egyptian Journal of Biological Pest Control* 33:55.
- Morin S., Bigg R.W., Sisterson M.S., Shriver L., Ellers-Kirk C., Higginson D., Holley D., Gahan L.J., Heckel D.G., Carriere Y., Dennehy T.J., Brown J.K., Tabashnik B.E. (2003) Three cadherin alleles associated with resistance to *Bacillus thuringiensis* in pink bollworm. *Proc Natl Acad Sci USA* 100:5004–5009.
- Naik VCB, Kumbhare S, Kranthi S, Satija U, Kranthi KR (2018) Field evolved resistance of pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae), to transgenic *Bacillus thuringiensis* (Bt) cotton expressing crystal 1Ac (Cry1Ac) and Cry2Ab in India. *Pest Manag Sci* 74:2544–2554.
- Naranjo, S.E., Henneberry, T.J. and Jackson, C.G. (1995) Pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae). In J.R. Nechols, L.E. Andres, J.W. Beardsley, R.D. Goeden and C.G. Jackson (eds) *Biological control in the U.S. western region: accomplishments and benefits of regional research project W-84, 1964±1989*, pp. 199-202. Oakland, University of California Press.
- NCC, National Cotton Council. 2001. Pink bollworm eradication: a window of opportunity, 18 pag. En línea: <https://ag.arizona.edu/crop/cotton/insects/pbw/pinkbollwormncc.pdf> Acceso: 21-01-24.
- Orphanides, G.M., Gonzales, D. and Bartlett, B.R. (1971) Identification and evaluation of pink bollworm predation in southern California. *J. Econ. Entomol.* 64, 421-423.
- Perlak F.J., Oppenhuizen M., Gustafson K., Voth R., Sivasupramaniam S., Heering D., Carey B., Ihrig R.A. and Roberts J.K. 2001. Development and commercial use of Bollgard cotton in the USA - early promises versus today's reality. *Plant Journal*, 27(6): 489-501.



- Rawlins T.D. 2012. Mating disruption of the Pink Bollworm (PBW). Factsheets for farmers. Plantwise.
- Sarwar M. 2017. Biological Parameters of Pink Bollworm *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae): A looming Threat for Cotton and its Eradication Opportunity. International Journal of Research in Agriculture and Forestry Volume 4, Issue 7, pp. 25-36. ISSN 2394-5907.
- Shiller I., Noble L.W., Fife L.C. 1962. Host plants of the Pink Bollworm. *Journal of Economic Entomology*, Volume 55, Issue 1, Pages 67–70 Disponible en: <https://doi.org/10.1093/jee/55.1.67>. Acceso: 12/12/23.
- SENASA, Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria. 2010. Resolución 74/2010. Disponible en: <https://www.argentina.gob.ar/normativa/nacional/resoluci%C3%B3n-74-2010-164474/texto> Acceso: 27/12/2023.
- SENASA, Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria. 2019. Disposición 204/19. Disponible en: <https://www.argentina.gob.ar/normativa/nacional/disposici%C3%B3n-204-2019-322634/texto> . Acceso: 27/12/2023.
- SENASICA-DGSV. 2016. Gusano rosado del algodón, *Pectinophora gossypiella* (Saunders). Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria- Dirección General de Sanidad Vegetal- Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria- Grupo Especialista Fitosanitario. Ficha Técnica. Tecámac, México. 16 p.
- Slosser J. E., Watson T. F. 1972. Population growth of the pink bollworm, Tech. Bull. 195. University of Arizona, Tucson, AZ.
- Sosa M.A. y Fariña Núñez J. 1989. Fluctuación de la población de adultos de lagarta rosada (*Pectinophora gossypiella* Saunders, Lepidoptera: Gelechiidae), según captura en trampas con feromona. Publicación técnica INTA N° 2: 14 pp.
- Tabashnik B.E., Timothy J. D., Maria A. S., Karen L., Graham P.H., William J. M. and Yves C. 2002. Control of resistant Pink Bollworm (*Pectinophora gossypiella*) by transgenic cotton that produces *Bacillus thuringiensis* toxin Cry2Ab. Appl. Environ. Microbiol. 68 (8): 3790- 3794.
- Tabashnik, B.E., Gassmann A.J., Crowder D.W., and Carriere Y. 2008 Insect resistance to Bt crops: evidence versus theory. Nature Biotechnology 26 (2): 199-202.
- Tabashnik B.E., and Carrière Y. 2019. Global Patterns of Resistance to Bt Crops Highlighting Pink Bollworm in the United States, China, and India. *Journal of Economic Entomology*, 112(6), 2513–2523. doi: 10.1093/jee/toz173.
- Tabashnik B.E., Liesner L.R., Ellsworth P.C., Unnithan G.C., Fabrick J.A., Naranjo S.E., Li X., Dennehy T.J., Antilla L., Staten R.T., Carrière Y. 2021. Transgenic cotton and sterile insect releases synergize eradication of pink bollworm a century after it invaded the United States. Proc. Natl. Acad. Sci. U S A. 2021118(1): e2019115118. doi: 10.1073/pnas.2019115118.



Instituto Nacional de
Tecnología Agropecuaria



Ministerio
de Economía
República Argentina

Secretaría
de Bioeconomía



- Vivek Shah, Rachna Pande, Babasaheb B. Fand, Nandini Gokte-Narkhedkar, Vijay N. Waghmare. (2023) Innovative on-plant bioassay method for selection of superior genotype/cultivar/event against pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) in cotton in protected screen house condition. International Journal of Tropical Insect Science. Disponible en <https://doi.org/10.1007/s42690-021-00512-9> Acceso: 15/05/24.
- Watson, T. F. 1980. Methods for reducing winter survival of the pink bollworm, Pink bollworm control in the western United States. USDA. Sci. and Ed. Agric. Rev. and Manuals, Oakland, CA. 24-34 pp.
- Zhao M., Yuan X., Wei J., Zhang W., Wang B., Myint Khaing M., Liang G. (2017) Functional roles of cadherin, aminopeptidase-N and alkaline phosphatase from *Helicoverpa armigera* (Hubner) in the action mechanism of *Bacillus thuringiensis* Cry2Aa. Sci Rep 10(7):46555