

## INFORMACIÓN CONFIDENCIAL



We create chemistry

**SOLICITUD DE PERMISO DE LIBERACIÓN COMERCIAL AL AMBIENTE DE ALGODÓN GLYTOL® TWINLINK® - GLT (GHB614 x T304-40 x GHB119; OECD: BCS-GHØØ2-5 x BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8), EN LA REGIÓN AGRÍCOLA DEL NORTE DE TAMAULIPAS, PARA LOS CICLOS AGRICOLAS PRIMAVERA - VERANO 2021 Y POSTERIORES**

**Compañía:**

**BASF Mexicana, S.A. de C.V.**

Ciudad de México, a 7 de octubre de 2020.

Este documento y sus anexos contienen información confidencial de BASF Mexicana S.A. de C.V. ("BASF"), y están destinados para uso exclusivo de la autoridad a la que se someten, asimismo solo pueden ser usados para respaldar las acciones solicitadas por BASF. BASF no otorga derecho o licencia de naturaleza alguna, sobre la información contenida en dichos documentos.

Según lo establecido en el Artículo 82 de la Ley de la Propiedad Industrial, los derechos de propiedad intelectual contenidos en el presente son considerados secretos industriales cuyo titular exclusivo es BASF, por lo que de conformidad con el artículo 113 fracciones II y III y 117 de la Ley Federal de Transparencia y Acceso a la Información Pública, deberán considerarse como información confidencial.

**GlyTol® TwinLink®** 

## CONTENIDO

<b>LISTA DE CUADROS .....</b>	<b>4</b>
<b>LISTA DE FIGURAS .....</b>	<b>6</b>
<b>Artículo 5. Reglamento de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados.....</b>	<b>8</b>
1. Nombre, denominación o razón social del promovente y, en su caso, nombre del representante legal. ....	8
2. Domicilio para oír y recibir notificaciones, así como el nombre de la persona o personas autorizadas para recibirlas; .....	8
3. Dirección de correo electrónico para recibir notificaciones, en caso de que el promovente desee ser notificado por este medio;.....	8
4. Modalidad de la liberación solicitada y las razones que dan motivo a la petición; .....	8
5. Señalar el órgano de la Secretaría competente, al que se dirige la solicitud; .....	8
<b>I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN DEL PERMISO DE LIBERACIÓN EXPERIMENTAL Y DEL PERMISO DE LIBERACIÓN EN PROGRAMA PILOTO, O COPIA SIMPLE DE CADA UNO DE LOS REFERIDOS PERMISOS .....</b>	<b>9</b>
<b>II. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DONDE SE REALIZARÁ LA LIBERACIÓN, LA CUAL CONSISTIRÁ EN LO SIGUIENTE .....</b>	<b>10</b>
a. Ubicación, en coordenadas UTM, del polígono o polígonos donde podrá realizar la liberación.....	10
b. Municipio o municipios donde se encuentra cada uno de dichos polígonos .....	17
c. Estado o estados donde se ubica cada uno de dichos polígonos.....	18
<b>III. REFERENCIA Y CONSIDERACIONES SOBRE EL REPORTE DE LOS RESULTADOS DE LA O LAS LIBERACIONES EXPERIMENTALES EN RELACIÓN CON LOS POSIBLES RIESGOS AL MEDIO AMBIENTE Y LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA Y, ADICIONALMENTE, A LA SANIDAD ANIMAL, VEGETAL O ACUÍCOLA.....</b>	<b>20</b>
i. Lineamientos del protocolo propuesto para la liberación experimental o en programa piloto 22	
ii. Cambios fenotípicos del OGM respecto a su adaptación al área de liberación .....	23
iii. Efectos de los genes de selección y posibles efectos sobre la biodiversidad .....	27
iv. Caracterización bioquímica y metabólica de todos los productos del gen novedoso con relación a su actividad, productos de degradación o subproductos, productos secundarios y rutas metabólicas .....	31
v. Cambios en la capacidad competitiva del OGM en comparación con la contraparte no modificada, incluyendo supervivencia y reproducción, producción de estructuras reproductoras, periodos de latencia y duración del ciclo de vida .....	37

vi. Posibles efectos al ambiente y a la diversidad biológica por la liberación del OGM, incluyendo, el protocolo utilizado para establecer estos posibles efectos .....	37
vii. Efectos de las prácticas de uso y aprovechamiento .....	49
viii. En su caso, referencia bibliográfica sobre los datos presentados .....	78
<b>IV. INSTRUCCIONES O RECOMENDACIONES ESPECÍFICAS DE TRANSPORTE, ALMACENAMIENTO Y, EN SU CASO, MANEJO .....</b>	<b>86</b>
<b>V. CONDICIONES PARA SU LIBERACIÓN Y COMERCIALIZACIÓN, EN CASO DE SER NECESARIAS .....</b>	<b>89</b>
<b>VI. CONSIDERACIONES SOBRE LOS RIESGOS DE LAS ALTERNATIVAS TECNOLÓGICAS CON QUE SE CUENTE PARA CONTENDER CON EL PROBLEMA PARA EL CUAL SE CONSTRUYÓ EL OGM, EN CASO DE QUE TALES ALTERNATIVAS EXISTAN .....</b>	<b>93</b>
<b>VII. EN SU CASO, LA INFORMACIÓN QUE DISPONGA EL SOLICITANTE SOBRE DATOS O RESULTADOS DE LA COMERCIALIZACIÓN DEL MISMO OGM EN OTROS PAÍSES.....</b>	<b>152</b>
VII.1. Comercialización del algodón genéticamente modificado en otros países.....	153
VII.2. Resultado de uso y comercialización y su impacto económico y ambiental. ....	158
<b>VIII. EN CASO DE IMPORTACIÓN DEL OGM, COPIA LEGALIZADA O APOSTILLADA DE LAS AUTORIZACIONES O DOCUMENTACIÓN OFICIAL QUE ACREDITE QUE EL OGM ESTÁ PERMITIDO CONFORME A LA LEGISLACIÓN DEL PAÍS DE ORIGEN, AL MENOS PARA SU LIBERACIÓN COMERCIAL, TRADUCIDA AL ESPAÑOL.....</b>	<b>168</b>
<b>IX. LA SECRETARÍA COMPETENTE, DE CONSIDERARLO NECESARIO, PODRÁ REQUERIR COPIA SIMPLE DE LA LEGISLACIÓN APLICABLE VIGENTE EN EL PAÍS DE EXPORTACIÓN TRADUCIDA AL ESPAÑOL .....</b>	<b>168</b>
<b>X. LA INFORMACIÓN QUE EN CADA CASO DETERMINEN LAS NOM .....</b>	<b>168</b>

## LISTA DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Permisos para la liberación experimental de algodón GLT en el norte de Tamaulipas.....	9
<b>Cuadro 2.</b> Permisos para la liberación en programa piloto de algodón GLT en el norte de Tamaulipas.....	9
<b>Cuadro 3.</b> Municipios comprendidos en el polígono de liberación del Norte de Tamaulipas.....	17
<b>Cuadro 4.</b> Reportes de resultados de las liberaciones de algodón GLT en el Norte de Tamaulipas.....	20
<b>Cuadro 5.</b> Evaluaciones en Etapa Experimental y Piloto de algodón GLT realizadas en el norte de Tamaulipas.....	20
<b>Cuadro 6</b> Comparación de la secuencia deducida de aminoácidos de la proteína 2mEPSPS con otras proteínas EPSPS.....	33
<b>Cuadro 7.</b> Superficie de cultivos biotecnológicos en México, 2018.....	50
<b>Cuadro 8.</b> Principales plagas que atacan al cultivo del algodón en el norte de Tamaulipas, productos comerciales para su control, dosis por hectárea y época de aplicación.....	60
<b>Cuadro 9.</b> Lepidópteros blanco de la tecnología GLT presentes durante las evaluaciones en el Norte de Tamaulipas.....	64
<b>Cuadro 10.</b> Escala propuesta por la EWRS (European Weed Research Society) para evaluar el control de malezas y la fitotoxicidad al cultivo y su interpretación agronómica porcentual.....	73
<b>Cuadro 11.</b> Espectro de control de maleza del herbicida glufosinato de amonio.....	76
<b>Cuadro 12.</b> Espectro de control de maleza del herbicida glifosato.....	77
<b>Cuadro 13.</b> Resumen de pruebas eco-toxicológicas de la proteína Cry1Ab sobre organismos no blanco.....	95
<b>Cuadro 14.</b> Resumen de pruebas eco-toxicológicas de la proteína Cry2Ae sobre organismos no blanco.....	96
<b>Cuadro 15.</b> Especies de <i>Gossypium</i> reportadas en la literatura para el Norte de México.....	103
<b>Cuadro 16.</b> Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales herbicidas recomendados para el control de maleza en algodón.....	113
<b>Cuadro 17.</b> Espectro de control de maleza del herbicida glufosinato de amonio.....	114
<b>Cuadro 18.</b> Espectro de control de maleza del herbicida glifosato.....	115
<b>Cuadro 19.</b> Ingrediente activo, formulación, dosis, categoría toxicológica y grupo químico de los principales herbicidas recomendados para el control de maleza en algodón.....	119
<b>Cuadro 20.</b> Herbicidas recomendados para el control de maleza en el cultivo de algodón en el norte de Tamaulipas.....	119
<b>Cuadro 21.</b> Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales herbicidas recomendados para el control de maleza en algodón.....	122
<b>Cuadro 22.</b> Ventajas y desventajas de los métodos de manejo de maleza.....	122
<b>Cuadro 23.</b> Muestreo y umbral económico de gusano bellotero y tabacalero en algodón.....	127
<b>Cuadro 24.</b> Muestreo y umbral económico de gusano cogollero en algodón.....	128
<b>Cuadro 25.</b> Muestreo y umbral económico de gusano soldado en algodón.....	129
<b>Cuadro 26.</b> Muestreo y umbral económico de gusano rosado en algodón.....	130
<b>Cuadro 27.</b> Acuerdos por los que se declaran zonas libres de gusano rosado en México.....	131

<b>Cuadro 28.</b> Muestreo y umbral económico de mosquita blanca en algodón. ....	132
<b>Cuadro 29.</b> Muestreo y umbral económico del picudo del algodón. ....	133
<b>Cuadro 30.</b> Muestreo y umbral económico de la conchuela del algodón. ....	134
<b>Cuadro 31.</b> Muestreo y umbral económico de la chinche lygus en algodón.....	135
<b>Cuadro 32.</b> Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales insecticidas recomendados para el control de insectos plaga en algodón. ....	139
<b>Cuadro 33.</b> Ingrediente activo, categoría toxicológica y grupo químico de los principales insecticidas recomendados para el control de insectos plaga en algodón (PLM, 2014). .	140
<b>Cuadro 34.</b> Los 20 artrópodos más importantes, para los cuales se han registrado casos de resistencia en la agricultura y la salud pública. ....	142
<b>Cuadro 35.</b> Área global de cultivos biotecnológicos, 2017-2018: (millones de hectáreas)** .	154
<b>Cuadro 36.</b> Algodón genéticamente modificado resistente a insectos: Resumen del uso de ingredientes activos y cambios asociados de EIQ 1996-2018. ....	160
<b>Cuadro 37.</b> Algodón genéticamente modificado tolerante a herbicida: Resumen del uso de ingredientes activos y cambios asociados de EIQ 1996-2018. ....	160
<b>Cuadro 38.</b> Almacenamiento/retención de carbono por la reducción del uso de combustible con cultivos GM 2020. ....	161
<b>Cuadro 39.</b> Resumen de aprobaciones regulatorias para el evento GHB614 (algodón GlyTol®): país, año y tipo de aprobación (CERA, 2020).....	162
<b>Cuadro 40.</b> Resumen de aprobaciones regulatorias para el evento T304-40 x GHB119 (Algodón TwinLink®): país, año y tipo de aprobación (CERA, 2020).....	162
<b>Cuadro 41.</b> Resumen de aprobaciones regulatorias para el evento combinado GHB614 x T304-40 x GHB119 (Algodón GlyTol® TwinLink®): país, año y tipo de aprobación. (CERA, 2020).....	163
<b>Cuadro 42.</b> Hectárea de cultivos biotecnológicos en México, 2018. ....	164
<b>Cuadro 43.</b> Impacto Ambiental por la utilización de cultivos genéticamente modificados 1996 - 2018 (Brookes y Barfoot, 2020).....	167

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Polígono propuesto para la liberación comercial al ambiente de algodón GLT.	10
<b>Figura 2.</b> Superficie de algodón sembrada en Tamaulipas durante el periodo 2010 - 2019.	11
<b>Figura 3.</b> Área Natural Protegida adyacente al polígono de liberación del Norte de Tamaulipas.	12
<b>Figura 4.</b> Región ecológica comprendida en el polígono del Norte de Tamaulipas.	13
<b>Figura 5.</b> Principales cultivos en el estado de Tamaulipas (SIAP, 2020).	14
<b>Figura 6.</b> Tipo de agricultura en el polígono de liberación del norte de Tamaulipas.	14
<b>Figura 7.</b> Distribución puntual de <i>Gossypium hirsutum</i> y de sus parientes silvestres con los que puede hibridar y tener descendencia viable.	15
<b>Figura 8.</b> Distribución y áreas de acumulación basadas en registros de colecta de <i>Gossypium barbadense</i> L. y de <i>G. hirsutum</i> L.	16
<b>Figura 9.</b> Distribución nacional de pueblos indígenas (Atlas de los pueblos indígenas de México. 2018 <a href="http://atlas.inpi.gob.mx/">http://atlas.inpi.gob.mx/</a> )	17
<b>Figura 10.</b> Municipios comprendidos en el polígono de liberación del norte de Tamaulipas.	18
<b>Figura 11.</b> Ubicación de polígono solicitado en el estado de Tamaulipas.	19
<b>Figura 12.</b> Incremento cronológico en el número de malezas resistentes a herbicidas pertenecientes a distintos grupos (Heap, 2019).	46
<b>Figura 13.</b> Distribución puntual de <i>Gossypium hirsutum</i> y de sus parientes silvestres con los que puede hibridar y tener descendencia viable.	48
<b>Figura 14.</b> Producción nacional de algodón durante el periodo 2010 - 2019 (SIAP, 2020).	51
<b>Figura 15.</b> Producción nacional de algodón hueso en 2019 (SIAP, 2020).	52
<b>Figura 16.</b> Producción de algodón hueso en Tamaulipas norte, en 2019 (SIAP, 2020).	52
<b>Figura 17.</b> Reducción en el uso de ingredientes activos y la carga ambiental (EIQ) derivado del uso del algodón GM (HT e IR) 1996-2018 (Brookes y Barfoot, 2020).	62
<b>Figura 18.</b> Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales insecticidas recomendados para el control de insectos plaga en algodón.	63
<b>Figura 19.</b> Muestreo de lepidópteros en algodón Bt y refugio en el norte de Tamaulipas.	68
<b>Figura 20.</b> Manejo de maleza en algodón GlyTol® TwinLink®.	76
<b>Figura 21.</b> Ruta de movilización de Lubbock, Texas a Almacén en Delicias, Chihuahua.	87
<b>Figura 22.</b> Reducción en el uso de herbicidas y la carga ambiental derivado del uso del algodón GM tolerante a herbicidas en Estados Unidos, Australia, Argentina, Sudáfrica y Colombia 1996-2018 (Brookes y Barfoot, 2020).	113
<b>Figura 23.</b> Incremento cronológico en el número de malezas resistentes a herbicidas pertenecientes a distintos grupos (Heap, 2019).	125
<b>Figura 24.</b> Número de especies resistentes a herbicidas por cultivo (Heap, 2019).	126
<b>Figura 25.</b> Número de especies resistentes a herbicidas individuales (Heap, 2019).	126
<b>Figura 26.</b> Gusano bellotero ( <i>Helicoverpa zea</i> ).	128
<b>Figura 27.</b> Gusano cogollero ( <i>Spodoptera frugiperda</i> ).	128
<b>Figura 28.</b> Gusano soldado ( <i>Spodoptera exigua</i> ).	129
<b>Figura 29.</b> Gusano rosado ( <i>Pectinophora gossypiella</i> ).	130
<b>Figura 30.</b> Mosquita blanca ( <i>Bemisia argentifolii</i> ).	132
<b>Figura 31.</b> Picudo del algodonerero ( <i>Anthonomus grandis</i> ).	133
<b>Figura 32.</b> Conchuela del algodón ( <i>Chlorochroa ligata</i> Say).	134
<b>Figura 33.</b> Chinche Lygus ( <i>Lygus</i> spp.).	135

<b>Figura 34.</b> Daño por trips en el cultivo del algodón.....	136
<b>Figura 35.</b> Pulgón del algodón ( <i>Aphis gossypii</i> ).....	136
<b>Figura 36.</b> Reducción en el uso de de ingredientes activos y la carga ambiental (EIQ) derivado del uso del algodón GM (HT e IR) 1996-2018 (Brookes y Barfoot, 2020). .....	138
<b>Figura 37.</b> Área global de cultivos biotecnológicos, 1996 a 2018: países industrializados y en desarrollo (millones de hectáreas).....	152
<b>Figura 38.</b> Área global de cultivos biotecnológicos, 1996 a 2018: por cultivo (millones de hectáreas).....	153
<b>Figura 39.</b> Países de Latino America con adopción de biotecnología y siembra de algodón en 2016.....	155
<b>Figura 40.</b> Producción nacional de algodón durante el periodo 2000 - 2019 (SIAP, 2020). .....	164
<b>Figura 41.</b> Producción nacional de algodón hueso en 2019 (SIAP, 2020). .....	165
<b>Figura 42.</b> Producción de algodón hueso en Tamaulipas norte, en 2019 (SIAP, 2020)..	165

**Artículo 5. Reglamento de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados.**

**1. Nombre, denominación o razón social del promovente y, en su caso, nombre del representante legal.**

BASF Mexicana, S.A. de C.V. (en lo sucesivo BASF)  
RFC: BME8109104S6

Como es del conocimiento de esa H. Autoridad, las Compañías Bayer AG (en lo sucesivo “Bayer”) y BASF SE (en lo sucesivo “BASF”) alcanzaron un acuerdo global de compraventa de los activos relacionados con los negocios de semillas y todas las actividades de investigación y desarrollo relacionadas a las mismas.

**2. Domicilio para oír y recibir notificaciones, así como el nombre de la persona o personas autorizadas para recibirlas;**

Av. Insurgentes Sur 975  
Ciudad de México, México

**3. Dirección de correo electrónico para recibir notificaciones, en caso de que el promovente desee ser notificado por este medio;**

**4. Modalidad de la liberación solicitada y las razones que dan motivo a la petición;**

Con base en los artículos 32, fracción III, 36, 55, 57, 58, 59, 70 y 71 de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados (LBOGM) y los artículos 3, 5, 6, 7, 19, 20, fracción III y 22 del Reglamento de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados (RLBOGM), se presenta la Solicitud de Permiso para la **liberación comercial al ambiente** del algodón con tecnología **GlyTol® TwinLink® - GLT** (GHB614 x T304-40 x GHB119; OECD: **BCS-GHØØ2-5 x BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8**), para liberarse durante el ciclo Primavera-Verano 2021 y posteriores.

**5. Señalar el órgano de la Secretaría competente, al que se dirige la solicitud;**

De acuerdo con los artículos 10, fracciones I y II, 11 y 12 de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados y al Artículo 2, fracción VII del Reglamento de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados, se dirige la presente solicitud a la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) y a la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), en el ámbito de sus competencias conforme a la ley.

**6. Lugar y fecha;**

Ciudad de México, a 7 de octubre de 2020.



## I. DATOS DE IDENTIFICACIÓN DEL PERMISO DE LIBERACIÓN EXPERIMENTAL Y DEL PERMISO DE LIBERACIÓN EN PROGRAMA PILOTO, O COPIA SIMPLE DE CADA UNO DE LOS REFERIDOS PERMISOS

Con fundamento en lo dispuesto por los artículos 32, fracción III y 55 de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados, así como en los artículos 5 y 19 de su Reglamento, se presenta esta solicitud de permiso de liberación comercial al ambiente de algodón **GlyTol® TwinLink® - GLT** (GHB614 x T304-40 x GHB119; OECD: BCS-GHØØ2-5 x BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8) en la región agrícola del norte del estado de Tamaulipas, para el ciclo agrícola Primavera - Verano 2021 y ciclos posteriores.

Las variedades de algodón con tecnología GLT, han sido liberadas experimentalmente y en programa piloto en la región ecológica *9.5.1.2 Planicie Costera Tamaulipeca con vegetación xerófila o sin vegetación aparente*, la cual comprende al área agrícola donde se cultiva algodón en el norte del estado de Tamaulipas. En los cuadros 1 y 2, se presentan los permisos otorgados a Bayer y cedidos a.

**Cuadro 1.** Permisos para la liberación experimental de algodón GLT en el norte de Tamaulipas.

No. Permiso	No. Solicitud	Etapa	Fecha de emisión	Superficie autorizada (ha)
B00.04.03.02.01.- 1532	075_2010	Experimental	03-marzo-2011	5
B00.04.03.02.01.- 1604	021_2014	Experimental	30-marzo-2015	20

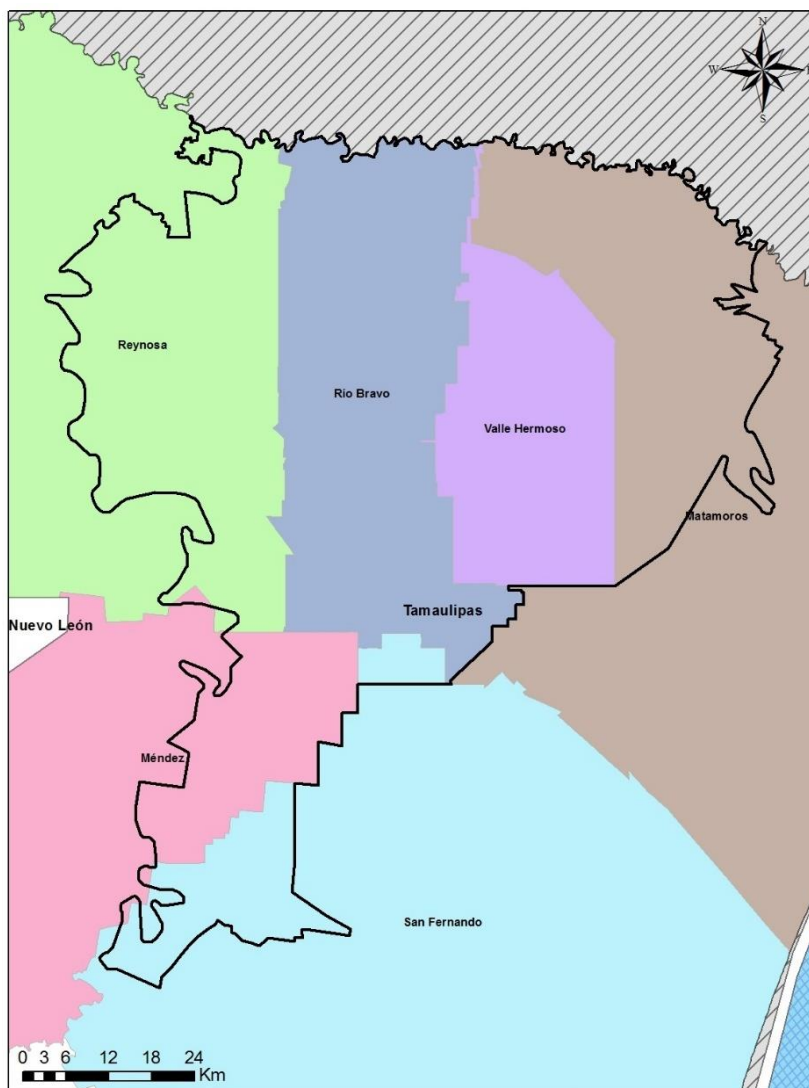
**Cuadro 2.** Permisos para la liberación en programa piloto de algodón GLT en el norte de Tamaulipas.

No. Permiso	No. Solicitud	Etapa	Fecha de emisión	Superficie autorizada (ha)
B00.04.03.02.01.- 1882	033_2016	Piloto	17-abril-2017	50
B00.04.03.02.01.- 313	018_2017	Piloto	31-enero-2018	100
B00.- 218/2019	16_2018	Piloto	14-febrero-2019	17

## II. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DONDE SE REALIZARÁ LA LIBERACIÓN, LA CUAL CONSISTIRÁ EN LO SIGUIENTE

### a. Ubicación, en coordenadas UTM, del polígono o polígonos donde podrá realizar la liberación

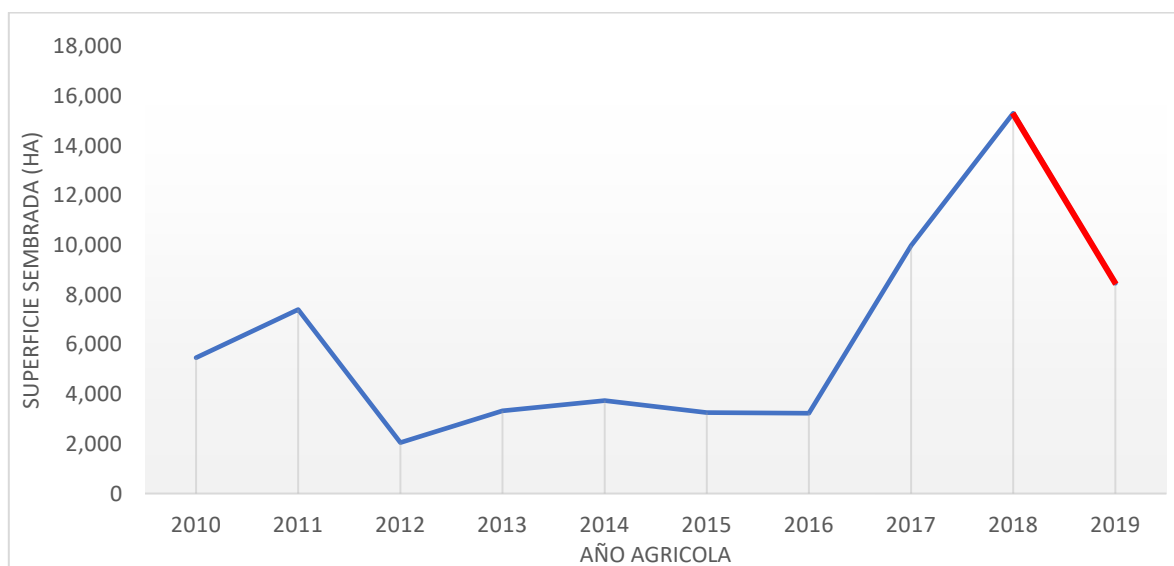
La liberación comercial de algodón GlyTol® TwinLink® durante el ciclo PV-2021 y ciclos posteriores se realizará en el polígono localizado en el área agrícola del norte del estado de Tamaulipas. En la figura 1 se puede apreciar el mismo.



**Figura 1.** Polígono propuesto para la liberación comercial al ambiente de algodón GLT.

## Superficie y cantidad de semilla solicitada

Para la liberación del algodón GLT en los polígonos indicados anteriormente se solicita una superficie de **30,000.00 ha** y **510,000.00 kg** de semilla, considerando una densidad de plantación de 17 kg/ha. La estimación de dichas cantidades se realizó tomando en cuenta la superficie histórica sembrada y el potencial de siembra de algodón en la región agrícola de interés. De acuerdo con el SIAP<sup>1</sup>, en el año 2019 se reporta una superficie sembrada de 8,463.00 ha en el estado y se prevé que la superficie aumente en los años posteriores, como resultado del buen precio de la fibra de algodón y a la disminución en el precio de los granos (figura 2).



**Figura 2.** Superficie de algodón sembrada en Tamaulipas durante el periodo 2010 - 2019.

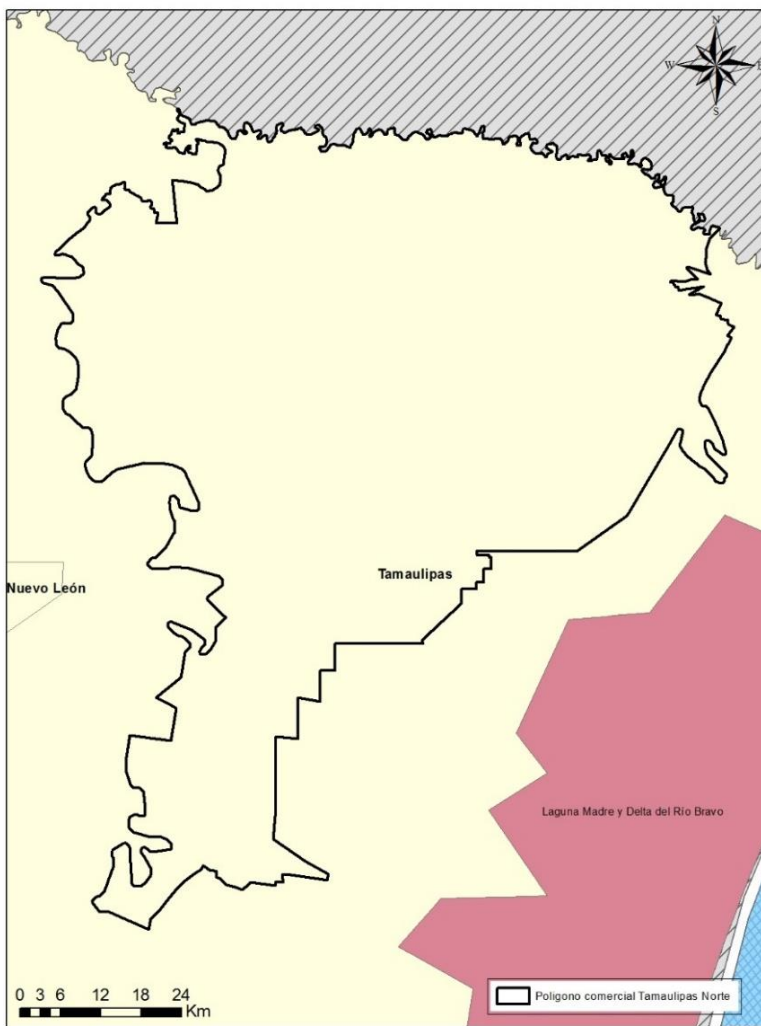
## Áreas Naturales Protegidas (ANP's)

La liberación comercial al ambiente del algodón GLT se realizará exclusivamente en predios de agricultores cooperantes que firmen la licencia de uso de tecnologías de BASF y que se localicen dentro del polígono propuesto y fuera del Área de Protección de Flora y Fauna Laguna Madre y Delta del Río Bravo, la cual se muestra en la figura 3.

Durante las capacitaciones que se realizarán, se hará énfasis en la importancia de estas áreas y en que no se deben realizar siembras en las zonas núcleo de las mismas y a menos de 1 km de distancia. De igual manera, los agricultores cooperantes que compren semilla de variedades GLT deberán firmar el Contrato de licencia para el uso de la tecnología de BASF, en el cual, se indica textualmente *“Está prohibida la siembra de Semillas que contengan la tecnología de BASF a menos de 1 km o dentro de cualquier Área Natural Protegida (ANP), dado lo cual en caso de incumplimiento a esta disposición, el Licenciario*

<sup>1</sup> SIAP 2020. Anuario estadístico de producción. Disponible en: <http://www.siap.gob.mx/agricultura/>

*deberá destruir la siembra asumiendo todos los gastos que esto conlleve, así como aquellos que pudieran generarse directa o indirectamente como consecuencia de dicho incumplimiento en relación a terceros tales como sanciones administrativas, civiles, penales o de cualquier otra índole”.*

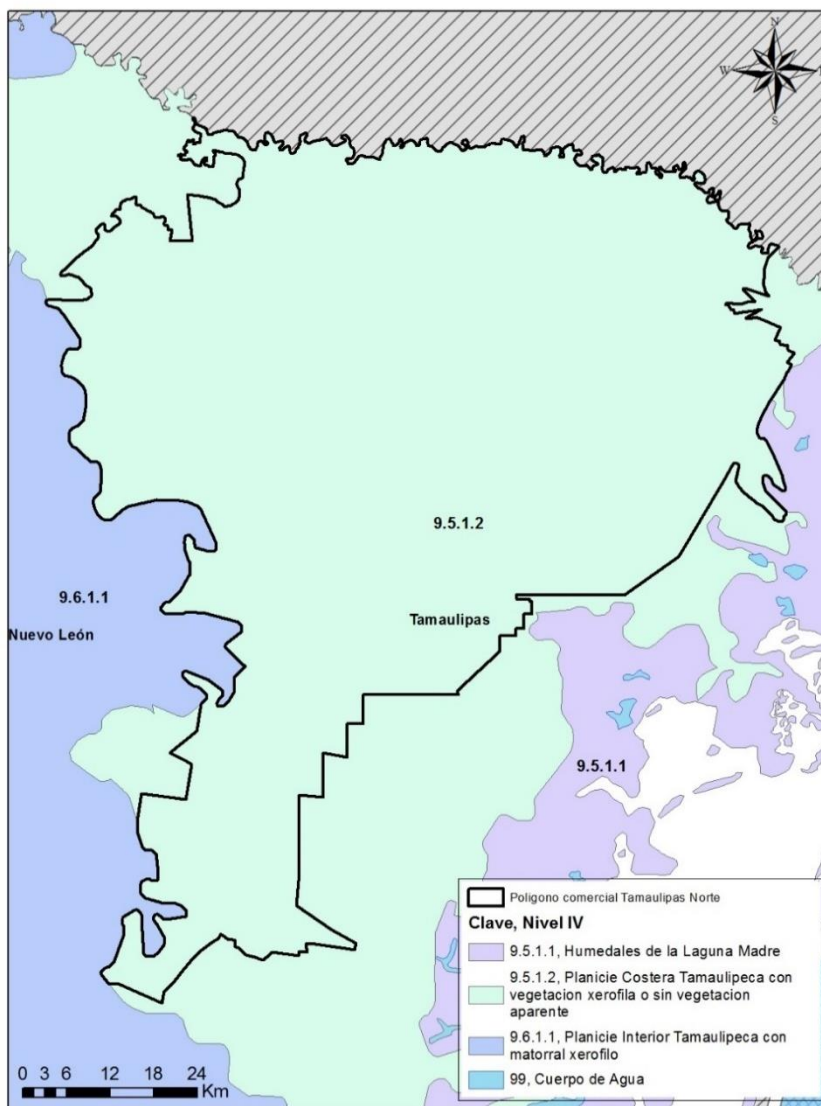


**Figura 3.** Área Natural Protegida adyacente al polígono de liberación del Norte de Tamaulipas.

### Regiones ecológicas Nivel IV

El polígono propuesto para la liberación se encuentra situado dentro de las regiones ecológicas Nivel I “Grandes Planicies” y Nivel IV “9.5.1.2 Planicie Costera Tamaulipeca con vegetación xerófila o sin vegetación aparente”, la cual fue determinada con base en criterios de toposformas, datos de vegetación primaria, límites de unidades geológicas y límites de suelos en escala 1:1 000 000 (figura 4).

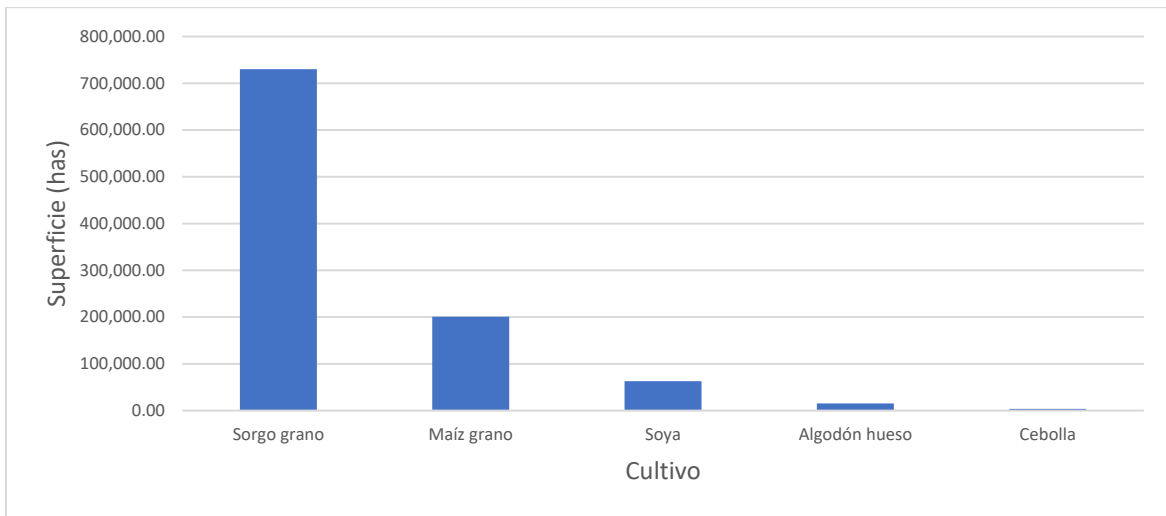
La región ecológica que se solicita, **9.5.1.2 Planicie Costera Tamaulipeca con vegetación xerófila o sin vegetación aparente**, es donde se localiza la zona productora de algodón del norte de Tamaulipas y por contar con los antecedentes regulatorios requeridos en Etapa Experimental y Programa Piloto (figura 4).



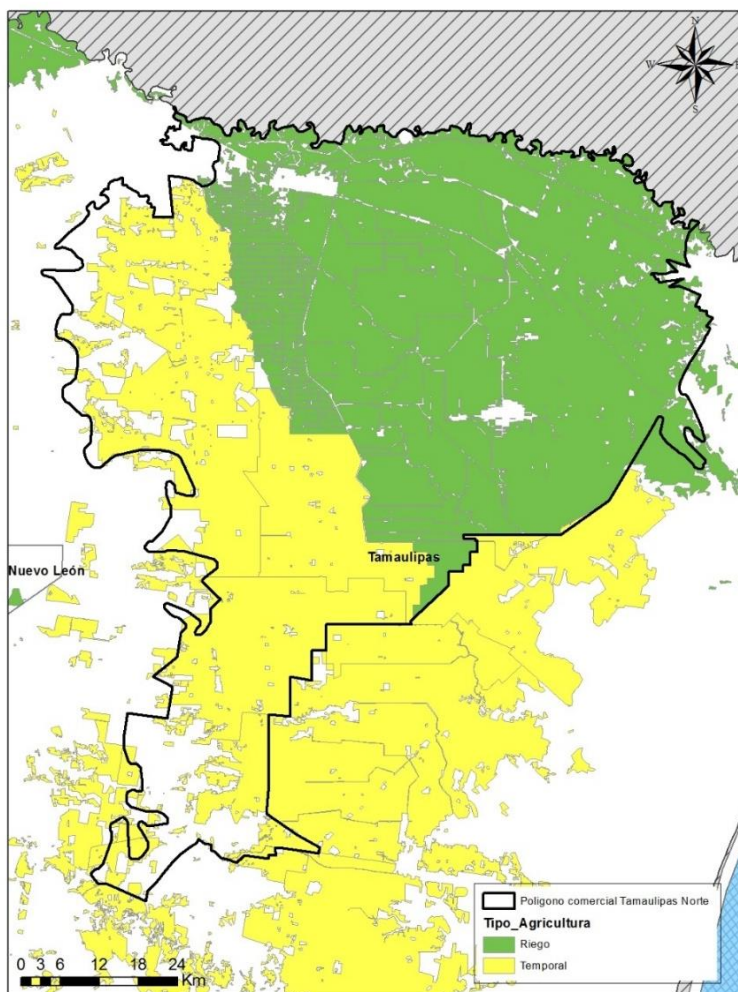
**Figura 4.** Región ecológica comprendida en el polígono del Norte de Tamaulipas.

### Uso de suelo

El estado de Tamaulipas tiene una superficie agrícola dispersa de aproximadamente 1,035,775 hectáreas, cuyos principales cultivos son sorgo grano, maíz grano, soya, algodón hueso y cebolla (figura 5). Respecto al tipo de agricultura, en la región podemos encontrar agricultura de riego y de temporal, predominando la primera en las zonas algodoneras (figura 6).



**Figura 5.** Principales cultivos en el estado de Tamaulipas (SIAP, 2020).



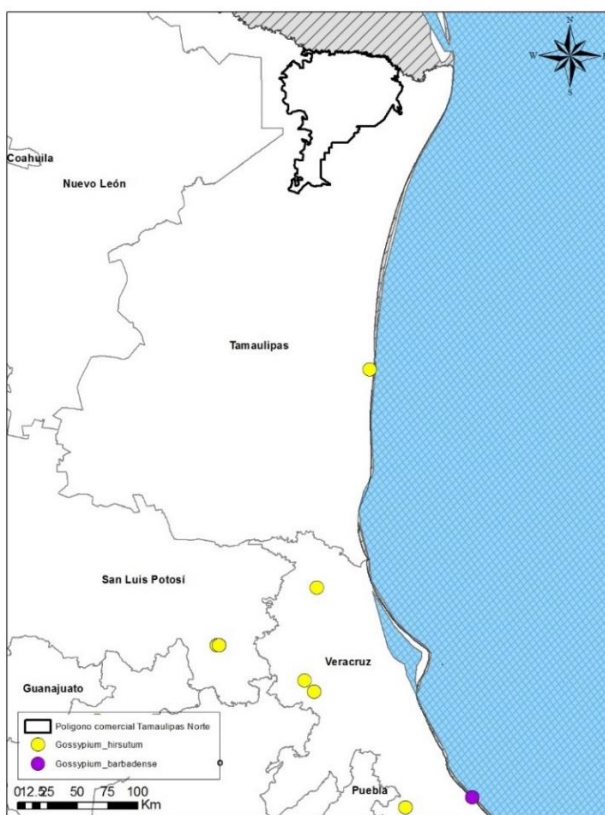
**Figura 6.** Tipo de agricultura en el polígono de liberación del norte de Tamaulipas.



El polígono de liberación del norte de Tamaulipas fue definido considerando el histórico de liberaciones de algodón en la región, así como las áreas agrícolas potenciales para su cultivo.

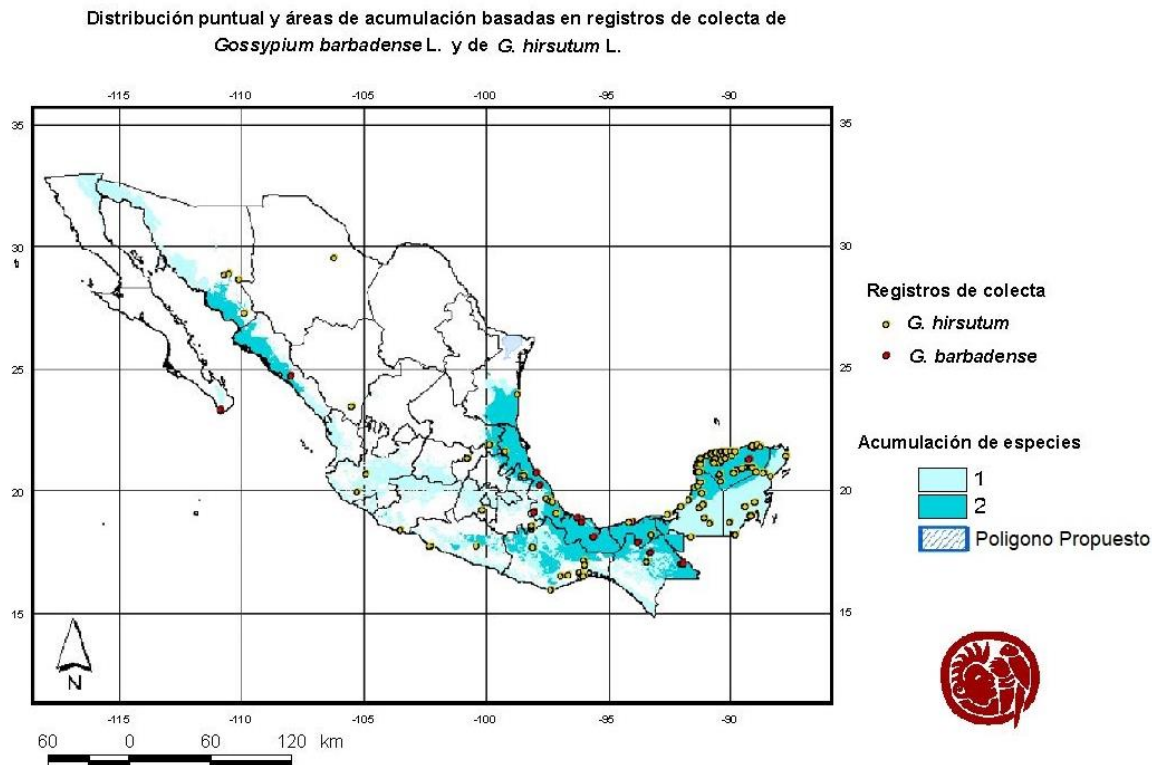
### Parientes silvestres

En cuanto a la posibilidad de flujo génico del algodón GLT hacia los parientes silvestres, no existen zonas de colecta de especies sexualmente compatibles dentro del polígono de liberación solicitado. La colecta de *Gossypium hirsutum* L. más cercana se localiza hacia el sur del estado, aproximadamente a 155 km y la de *Gossypium barbadense* L. a 518 km en el estado de Veracruz (figura 7). De igual manera, en la figura 8 se observa que no existen áreas de acumulación de *Gossypium hirsutum* L. y *G. barbadense* L. en las zonas de liberación comprendidas en el norte de Tamaulipas (CONABIO<sup>2</sup>). Aunado a lo anterior, las especies silvestres de algodón en México son diploides y, por lo tanto, son sexualmente incompatibles con el algodón cultivado (*Gossypium hirsutum*), que es tetraploide.



**Figura 7.** Distribución puntual de *Gossypium hirsutum* y de sus parientes silvestres con los que puede hibridar y tener descendencia viable.

<sup>2</sup> CONABIO. Algodón - *Gossypium hirsutum*. Sistema de Información de Organismos Vivos Modificados (SIOVM). Proyecto GEF-CIBIOGEM de Bioseguridad.  
[http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/bioseguridad/pdf/20829\\_sg7.pdf](http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/bioseguridad/pdf/20829_sg7.pdf)



**Figura 8.** Distribución y áreas de acumulación basadas en registros de colecta de *Gossypium barbadense* L. y de *G. hirsutum* L.

### Comunidades Indígenas

El Instituto Nacional de los Pueblos Indígenas (INPI) ha identificado a 62 grupos etnolingüísticos en México, los cuales se definen a partir del idioma que hablan y el territorio donde se ubican. Con base en estos criterios, el INPI ha determinado que en el estado de Tamaulipas no se ubica ninguna comunidad indígena originaria<sup>3</sup> (figura 9) y, por lo tanto, no se encuentran comunidades indígenas (sujetos de consulta) para realizar la consulta de conformidad con lo establecido en el artículo 108 de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados.

Adicionalmente, con base en los dictámenes de las consultas realizadas en la región del norte de Tamaulipas durante el periodo de 2016 a 2018, asentados en los Permisos de Liberación al Ambiente (PLA), correspondientes a cada uno de los ciclos agrícolas, se ha confirmado la ausencia de sujetos de consulta en esta región.

<sup>3</sup> 2018. Atlas de los pueblos indígenas de México. - INPI. Instituto Nacional de los Pueblos Indígenas / INALI





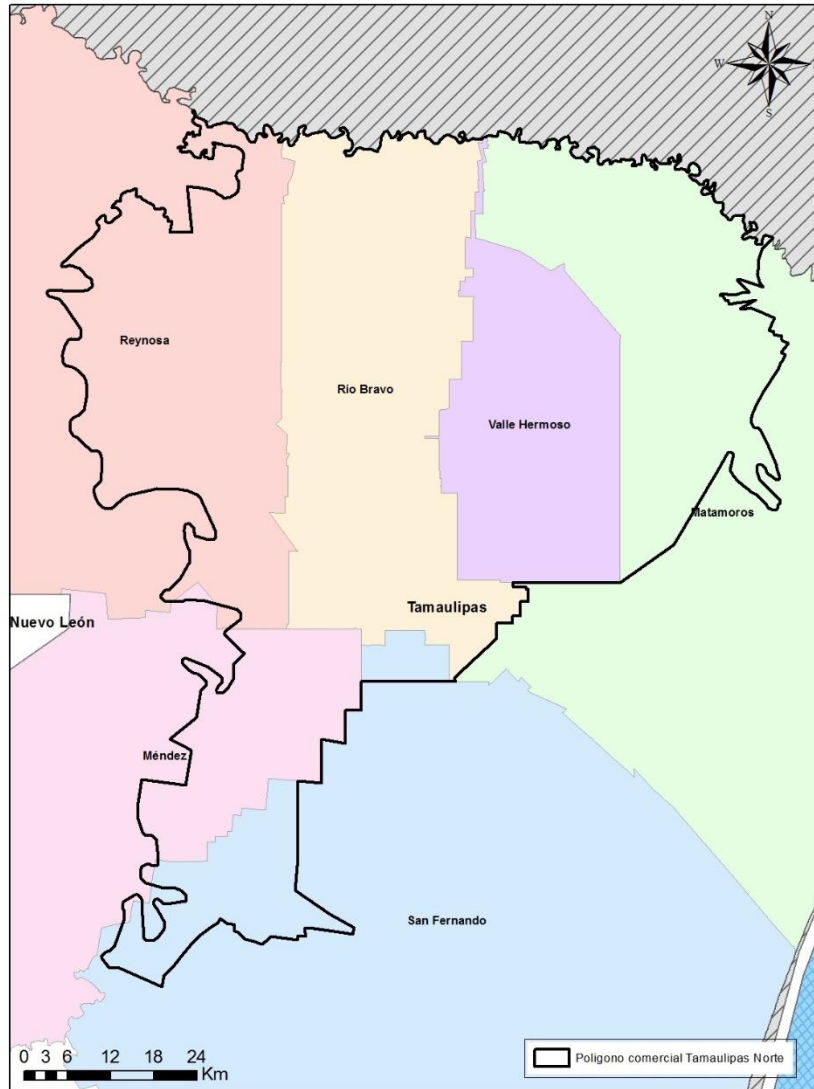
**Figura 9.** Distribución nacional de pueblos indígenas (Atlas de los pueblos indígenas de México. 2018 <http://atlas.inpi.gob.mx/>)

**b. Municipio o municipios donde se encuentra cada uno de dichos polígonos**

El polígono donde se realizará la liberación comercial de algodón GLT, está ubicado en la región agrícola del norte de Tamaulipas, y comprende los municipios indicados en el cuadro 3 y en la figura 10.

**Cuadro 3.** Municipios comprendidos en el polígono de liberación del Norte de Tamaulipas.

Polígono	Estado	Municipios
Norte de Tamaulipas	Tamaulipas	Matamoros, Méndez, Reynosa, Río Bravo, Valle Hermoso y San Fernando



**Figura 10.** Municipios comprendidos en el polígono de liberación del norte de Tamaulipas.

**c. Estado o estados donde se ubica cada uno de dichos polígonos**

El polígono del norte de Tamaulipas, donde se realizará la liberación comercial de algodón GLT, se localiza exclusivamente en el estado de Tamaulipas. En la figura 11 se puede observar la ubicación geográfica del mismo con respecto al referido estado.

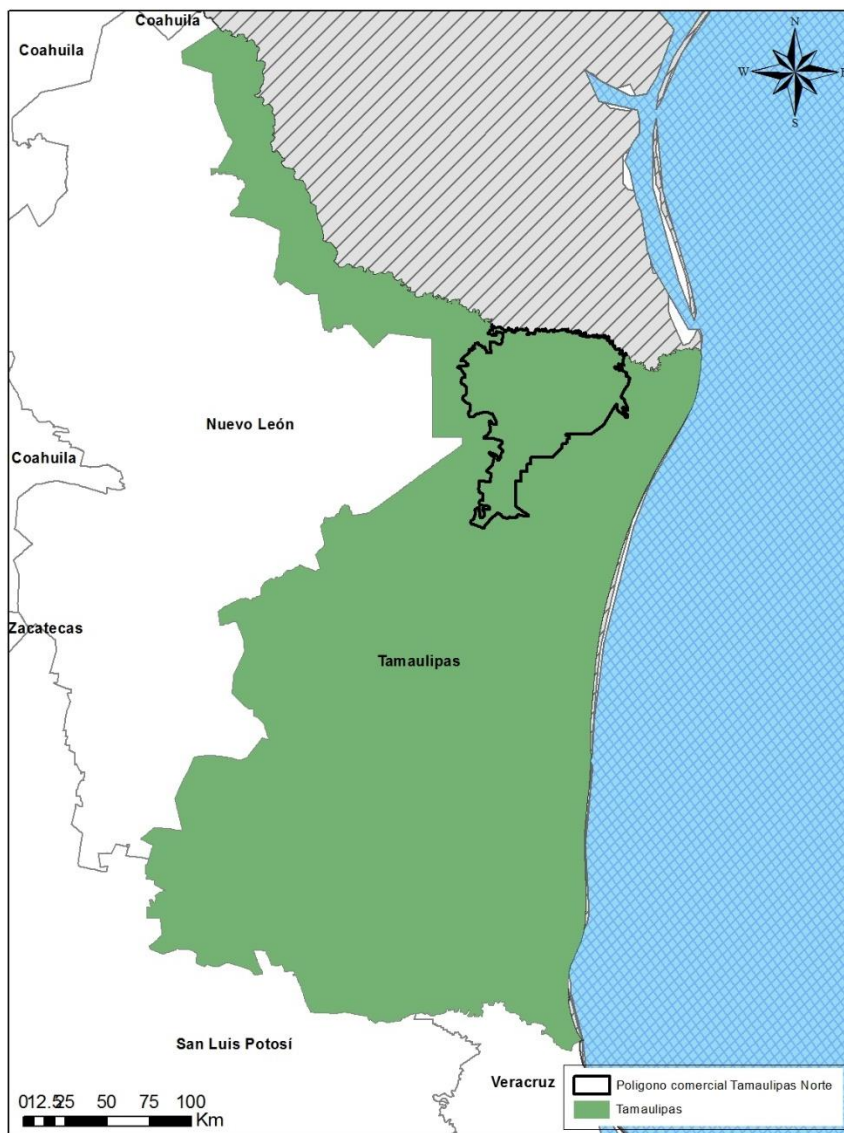


Figura 11. Ubicación de polígono solicitado en el estado de Tamaulipas.

### III. REFERENCIA Y CONSIDERACIONES SOBRE EL REPORTE DE LOS RESULTADOS DE LA O LAS LIBERACIONES EXPERIMENTALES EN RELACIÓN CON LOS POSIBLES RIESGOS AL MEDIO AMBIENTE Y LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA Y, ADICIONALMENTE, A LA SANIDAD ANIMAL, VEGETAL O ACUÍCOLA.

De conformidad con lo establecido en los Artículos 46 y 53 de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados; 18 del Reglamento de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados y en la Guía para la Integración de Solicitudes de Permisos de Liberación al Ambiente de Organismos Genéticamente Modificados en etapa Comercial, competencia de la SADER: Caso Algodón; se listan (cuadro 4) y anexan a la presente solicitud, los Reportes de Resultados de las liberaciones en Etapa Experimental y Programa Piloto previas.

**Cuadro 4.** Reportes de resultados de las liberaciones de algodón GLT en el Norte de Tamaulipas.

Permiso	Solicitud	Etapa/Programa	Fecha de entrega del Reportes de Resultados
B00.04.03.02.01.- 1532	075_2010	Experimental	12 de julio de 12
B00.04.03.02.01.- 1604	021_2014	Experimental	18 de noviembre de 2016
B00.04.03.02.01.- 1882	033_2016	Piloto	19 de junio de 2019
B00.04.03.02.01.- 313	018_2017	Piloto	31 de mayo de 2019
B00.- 218/2019	16_2018	Piloto	6 de octubre de 2020

En el cuadro 5 se indican los estudios realizados en cada una de las liberaciones, los cuales han sido entregados como parte de los Reportes de resultados anteriormente mencionados. Dichas evaluaciones fueron realizadas en la región ecológica de interés, con el objetivo de demostrar la equivalencia agronómica del algodón GLT con respecto a su comparador, su efectividad biológica, la ausencia de impacto sobre organismos no blanco y los beneficios derivados de su uso.

**Cuadro 5.** Evaluaciones en Etapa Experimental y Piloto de algodón GLT realizadas en el norte de Tamaulipas.

No.	Solicitud	Permiso	Evaluación
1	075_2010	B00.04.03.02.01.- 2698	Rosales, E. 2011. Evaluación del comportamiento agronómico y la eficacia del algodón TwinLink™ GlyTol® en el ciclo agrícola O-I 2011 en el Norte de Tamaulipas

No.	Solicitud	Permiso	Evaluación
2	021_2014	B00.04.03.02.01.-01604	Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2016. Evaluación de la equivalencia agronómica y fenotípica de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en etapa experimental en Río Bravo, Tamaulipas, durante el ciclo agrícola OI-2015.
			Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2016. Evaluación de la efectividad biológica de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en etapa experimental en Río Bravo, Tamaulipas, durante el ciclo agrícola OI-2015.
			Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2016. Monitoreo de organismos no blanco asociados a la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en etapa experimental en Río Bravo, Tamaulipas, durante el ciclo agrícola OI-2015.
			Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2016. Evaluación del costo-beneficio de la tecnología GlyTol® TwinLink® (GLT) en algodón en etapa experimental en etapa experimental en Río Bravo, Tamaulipas, durante el ciclo agrícola OI-2015.
3	033_2016	B00.04.03.02.01.-1882	Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2018. Evaluación agronómica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en el norte de Tamaulipas, durante el ciclo agrícola PV-2017.
4	018_2017	B00.04.03.02.01.-313	Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2019. Evaluación agronómica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en el norte de Tamaulipas (Lote 105), durante el ciclo agrícola PV-2018.
			Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2019. Evaluación agronómica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en el norte de Tamaulipas (Lote 120), durante el ciclo agrícola PV-2018.
			Rosales, R. E. 2019. Evaluación del beneficio económico y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en el Norte de Tamaulipas, durante el ciclo agrícola PV-2018.
5	16_2018	B00.- 218/2019	Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2020. Informe de evaluación agronómica, económica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en Río Bravo, Tamaulipas (Predio La Gloria), durante el ciclo agrícola PV-2019.
			Garzón T. J. A.; Rosales, R. E. 2020. Informe de evaluación agronómica, económica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en

No.	Solicitud	Permiso	Evaluación
			programa piloto en Rio Bravo, Tamaulipas (Predio La Diez), durante el ciclo agrícola PV-2019.
			Garzón T. J. A; Rosales, R. E. 2020. Informe de evaluación agronómica, económica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en Rio Bravo, Tamaulipas (Predio San Carlos), durante el ciclo agrícola PV-2019.
			Garzón T. J. A; Rosales, R. E. 2020. Informe de evaluación agronómica, económica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en Matamoros, Tamaulipas (Predio Los Alhelies), durante el ciclo agrícola PV-2019.
			Garzón T. J. A; Rosales, R. E. 2020. Informe de evaluación agronómica, económica y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en programa piloto en Matamoros, Tamaulipas (Predio Los Indios), durante el ciclo agrícola PV-2019.
			Evaluación del Costo-Beneficio de la tecnología GlyTol® TwinLink® (GLT) en algodón en programa piloto en el Norte de Tamaulipas, durante el ciclo agrícola PV-2019

Con base en lo anterior, solicitamos que la evaluación de la presente solicitud en Etapa Comercial tome en cuenta los resultados de las evaluaciones previas, mediante las cuales se ha demostrado que el algodón con tecnología GlyTol® TwinLink® representa una alternativa productiva viable para los productores de las regiones agrícolas del norte de Tamaulipas, y que su uso no conlleva riesgos adicionales a la sanidad vegetal, animal y acuícola, así como al medio ambiente, cuando se compara con los riesgos derivados de las actividades agrícolas convencionales.

#### **i. Lineamientos del protocolo propuesto para la liberación experimental o en programa piloto**

Las evaluaciones en Etapa Experimental y Programa Piloto fueron realizadas con apego a los protocolos propuestos en las solicitudes de liberación correspondientes, así como a los requerimientos de los Permisos de Liberación al Ambiente. Los objetivos de estas fueron:

- Evaluar la equivalencia agronómica y fenotípica del algodón con tecnología GLT con respecto al comparador.
- Evaluar la efectividad biológica de la tecnología GLT para tolerar aplicaciones totales de los herbicidas Finale® Ultra (glufosinato de amonio) y Faena Fuerte 360® (glifosato), así como el control de maleza.



- Evaluar la dinámica de especies de maleza presentes, antes y después de las aplicaciones de herbicidas.
- Evaluar la efectividad biológica de la tecnología GLT para el control de gusano tabacalero (*Heliothis virescens*), gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*), gusano bellotero (*Helicoverpa zea*), gusano soldado (*Spodoptera exigua*) y gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).
- Generar información sobre la presencia y abundancia de los organismos no blanco presentes en los sitios de liberación.
- Informar sobre los insumos utilizados con base en las prácticas y/o técnicas de manejo realizadas en el algodón GLT y las diferencias con el comparador.
- Determinar el costo – beneficio económico y ambiental derivado del uso del algodón GLT con respecto al comparador.

Los estudios anteriores fueron realizados por investigadores del Campo Experimental Río Bravo perteneciente al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) y de la Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS). Las evaluaciones fueron realizadas cumpliendo las Medidas de bioseguridad establecidas en los permisos de liberación, los lineamientos de los protocolos y los estándares de Stewardship de BASF.

## **ii. Cambios fenotípicos del OGM respecto a su adaptación al área de liberación**

El evento apilado GHB614 x T304-40 x GHB119 (GlyTol® TwinLink®) porta los genes cry1Ab y cry2Ae, los cuales le proporcionan resistencia contra el ataque de insectos lepidópteros y los genes *bar* y *2mepsps*, los cuales le confieren tolerancia a la aplicación de los herbicidas glufosinato de amonio y glifosato, respectivamente.

El algodón GLT ha sido evaluado en la región agrícola del norte de Tamaulipas por medio de diversas comparaciones agronómicas y fenotípicas durante los años 2011, 2015, 2018 y 2019. Se ha determinado que la modificación genética representa una ventaja competitiva solamente dentro del agroecosistema del cultivo mismo al proporcionar resistencia a los insectos lepidópteros blanco y tolerancia a la aplicación de herbicidas. Asimismo, durante el periodo de evaluación el algodón GLT no exhibió características diferentes en su germinación, desarrollo, capacidad de adaptación, dispersión y desarrollo fenológico.

Rosales realizó una evaluación de diferentes tratamientos con la tecnología GlyTol® TwinLink® y un testigo convencional en el Campo Experimental de Río Bravo, Tamaulipas. Como resultado, observó que no hubo diferencias en la altura medida a los 0, 7 y 14 días después de las tres aplicaciones realizadas. A partir de la segunda aplicación se detectaron

diferencias estadísticas significativas entre todos los tratamientos con respecto al testigo absoluto, en el que se observó una menor altura debido a la competencia con la maleza.

A los 0, 7 y 14 días después de las segunda y tercera aplicación la altura de los tratamientos 2 - 7 fue estadísticamente similar y solo se encontraron diferencias en el tratamiento 1 (testigo enhiervado) debido a la competencia con la maleza. Con base en la información obtenida en el estudio, no se observaron diferencias en la altura de las variedades evaluadas debidas a la modificación genética.

El comparador utilizado durante el ciclo 2011 fue la variedad convencional FM 958 y su elección se determinó con base en su rango de adaptación a diferentes tipos de suelo y clima. De igual manera, tanto la variedad evaluada como el comparador son FiberMax, lo que significa que descienden de las mismas líneas parentales y presentan características similares. Respecto a su ciclo de vida, FM 958 se comporta como más precoz que FM 2334GLT, por lo que, en evaluaciones posteriores se utilizó la variedad FM 989 cuyo ciclo de vida es intermedio.

Durante el año 2015, Garzón y Rosales realizaron una evaluación en Río Bravo, Tamaulipas en la que evaluaron diferentes parámetros agronómicos y fenotípicos del cultivo de algodón: vigor, altura inicial, altura final, nudos vegetativos, nudos fructíferos, nudos totales, días a primera flor, días a primeras bellotas y días primeros capullos. En general todas las variables agronómicas medidas se comportaron de manera similar en ambos tipos de algodón y solamente en el vigor medido a los 14 días después de la siembra hubo diferencias estadísticas, resultando los tratamientos GLT con un vigor alto y el comparador con un vigor medio.

La diferencia en el vigor dependió de las variedades evaluadas, ya que algunas variedades poseen un potencial mayor para germinar y establecerse más rápido. Sin embargo, al ser una característica medida al inicio del ciclo no representó una ventaja competitiva, lo que se comprobó con los resultados obtenidos en los demás parámetros agronómicos, cuyo comportamiento fue similar durante todo el ciclo del cultivo. Respecto a la fenología, ambos materiales se comportaron como equivalentes puesto que solo hubo una diferencia promedio de 4.3 días entre los tratamientos con algodón GLT y el algodón convencional, lo que en términos prácticos no es significativo considerando el ciclo completo del cultivo.

El comparador utilizado en 2015 fue la variedad FM 989 y el motivo de su elección fue debido a que es una variedad derivada del mismo germoplasma que FM 2334, tiene un amplio rango de adaptación a climas y tipos de suelo, posee un ciclo de vida similar y sus características morfológicas, de rendimiento y calidad de fibra son comparables.

Garzón y Rosales (2019) realizaron dos evaluaciones agronómicas y fenotípicas en el cultivo de algodón durante 2018, cuyo propósito fue evaluar: vigor inicial, población inicial de plantas, días a cuadro, altura a días a cuadro, número de nudos a cuadro, días a



floración, altura a floración, número de nudos a floración, días a primeras bellotas, altura a primeras bellotas, número de nudos a primeras bellotas, bellotas en primera posición, bellotas en ramas vegetativas, bellotas cosechables, número de nudos a primera rama fructífera, nudos totales, altura a cosecha, plantas por metro a cosecha y población final. El objetivo de estas evaluaciones fue corroborar la equivalencia agronómica del algodón GLT con respecto a la variedad FM 989, y demostrar que la modificación genética no originó cambios que incrementaran su permanencia en el medio y su potencial como maleza.

Cada una de las variables en las dos evaluaciones realizadas y su comportamiento en los tratamientos con algodón GLT y el comparador. De manera general todas las variables se comportaron de manera similar durante el ciclo de cultivo, tanto en los parámetros fenotípicos como fenológicos y no se observó ninguna tendencia hacia el incremento de la competitividad en los tratamientos con algodón GLT. Como puede observarse las variedades evaluadas se comportaron de manera similar durante el ciclo de cultivo. Algunos parámetros medidos al final del ciclo, como número de bellotas cosechables, altura a cosecha y poblacional final de plantas fueron mayores en el algodón GLT, sin embargo, como se podrá observar en los resultados del L-B, estos resultados dependen de la plasticidad de las propias variedades con respecto a las condiciones específicas del sitio de evaluación.

De igual manera, se puede apreciar que el promedio de la altura y bellotas cosechables fue ligeramente menor en la variedad comparadora (convencional) con respecto a la variedad en evaluación GLT durante el ciclo de cultivo, sin embargo, al final del ciclo esto no tuvo un impacto en el rendimiento de algodón hueso y fibra, ya que todos los tratamientos tuvieron un rendimiento estadísticamente igual.

Durante el año 2018, el algodón GLT se comportó de manera equivalente con respecto al comparador. Si bien, se observaron algunas diferencias en ciertas variables, estas no fueron determinantes para modificar el comportamiento de los tratamientos y en ninguno de los casos se observó alguna tendencia en el incremento de la persistencia o del potencial de maleza en el algodón GLT. La elección de las variedades durante el ciclo 2018 en el Norte de Tamaulipas, se realizó considerando lo siguiente:

Las variedades GLT utilizadas en las diferentes evaluaciones son de ciclo precoz a intermedio, poseen un alto potencial de rendimiento, excelentes parámetros de calidad de fibra y una buena adaptación a la región agrícola del norte de Tamaulipas. De igual manera, se consideraron los materiales que potencialmente podrían ser comercializadas en la región, y que debido a sus características representarían una opción productiva viable con respecto a las variedades utilizadas usualmente

Adicional a las comparaciones agronómicas presentadas anteriormente, Rosales (2018) realizó una evaluación del beneficio económico y ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink® en algodón en el norte de Tamaulipas. Se evaluaron siete parcelas sembradas

con la variedad FM 2007GLT y dos comparadores regiones que fueron FM 1740B2F y FM 2322GL. Los resultados mostraron que los parámetros de calidad de fibra fueron similares cuando se realizó la comparación entre variedades y entre tecnologías lo cual, también es indicativo de la equivalencia agronómica del algodón GLT con respecto a los comparadores regionales.

Durante las evaluaciones realizadas en la liberación en programa piloto en el ciclo agrícola PV-2019 se compararon las siguientes características: a) vigor inicial, b) población inicial, c) altura inicial de plantas, d) altura al inicio de la floración e) número de nudos al inicio de la floración, f) días a primeros cuadros, g) días a primeras flores, h) días a primeras bellotas, i) días a primeros capullos, j) altura final de plantas, k) número de nudos al mapeo final, l) número de capullos totales, m) población final y n) rendimiento. El propósito, de estas comparaciones fue reforzar las evidencias obtenidas en los años previos, en donde se ha demostrado que el algodón GLT no exhibe un comportamiento agronómico y biológico distinto al de los comparadores regionales sembrados actualmente. Los resultados de estas evaluaciones se resumen a continuación:

Las evaluaciones en programa piloto del algodón GLT realizadas en 5 sitios de liberación ubicados en la zona agrícola del norte de Tamaulipas, mostraron que agronómica y fenotípicamente el algodón GLT se comporta de manera similar a su comparador.

Las características relacionadas con el desarrollo vegetativo del algodón GLT y su comparador. Los datos muestran que el cultivo de algodón GLT tiene la misma capacidad de establecimiento en campo que su comparador, ya que el vigor inicial de las plantas de algodón GLT y sus comparadores en los 5 sitios de liberación fue muy similar, con valores que las clasifican como variedades de algodón con vigor promedio. Asimismo, el número de nudos vegetativos, fructíferos y totales fueron similares entre ambas variedades.

De acuerdo con los valores de altura al inicio de la floración y altura final de las plantas, las diferencias en el mismo sitio fueron mínimas, y a pesar de que entre los sitios se observó mayor variabilidad originada por las condiciones ambientales y el manejo del cultivo, estas estuvieron dentro de los valores normales de crecimiento del cultivo de algodón en la región.

En ninguno de los predios evaluados se observó que el algodón GLT mostrará indicios de crecimiento acelerado o valores distintos a los esperados para una planta de algodón cultivado.

La aparición de las etapas fenológicas reproductivas (primeras flores, bellotas y capullos) en el algodón GLT ocurrió en tiempos similares al comparador, sin indicios de alteración en el ciclo reproductivo.

El rendimiento obtenido en los 5 sitios de se puede observar que los valores fueron similares entre el algodón GLT y los comparadores en cada uno de los sitios y que existieron diferencias entre los sitios debidas al manejo del cultivo por el agricultor cooperante.

Adicionalmente, se recopiló la información de los costos de producción y el rendimiento de los 12 sitios sembrados con algodón GLT en el norte de Tamaulipas durante el ciclo agrícola PV-2019. Los resultados del cálculo de rendimientos mostraron que los valores de rendimiento más bajos para el algodón GLT se registraron en el municipio de Rio Bravo (3.69 pacas/ha), sin embargo, dichos valores siguen siendo superiores al promedio de los últimos 10 años para la zona agrícola del norte de Tamaulipas (2.27 Pacas/ha<sup>4</sup>). Los valores más altos se obtuvieron en el municipio de Matamoros, Tamaulipas donde el rendimiento del algodón GLT fue superior a 8 pacas/ha. En cuanto a los comparadores, se observó que el rendimiento fue más variable, sin embargo, el promedio general fue muy similar al del algodón GLT.

El análisis de la información obtenida con relación al rendimiento mostró que el algodón GLT presenta rendimientos equiparables a los obtenidos con las variedades que actualmente se siembran en la zona agrícola del norte de Tamaulipas, por lo que el algodón GLT representa una alternativa tecnológica viable.

En conjunto, los resultados de las características fenotípicas y fenológicas evaluadas durante la liberación en programa piloto permiten concluir que durante la liberación no se observaron cambios inesperados en la biología general del cultivo del algodón GLT, ni en sus características reproductivas que pudieran afectar a la sanidad vegetal o al medio ambiente.

De acuerdo con los resultados obtenidos durante las evaluaciones en Etapa Experimental y Programa Piloto en 2011, 2015, 2018 y 2019 en el norte de Tamaulipas, es posible concluir que el algodón GLT es equivalente agronómica, fenotípica y fenológicamente a su contraparte convencional y no exhibe características nuevas que lo conviertan en un riesgo para la sanidad vegetal, animal, acuícola o al medio ambiente. El algodón GLT se comportó de manera similar en diferentes sitios y durante varios años de evaluación, y en ninguno de los casos se observaron rasgos que sugieran un incremento en su potencial como maleza o en su capacidad de persistencia y dispersión en el medio.

### **iii. Efectos de los genes de selección y posibles efectos sobre la biodiversidad**

El algodón GLT fue desarrollado mediante cruce mendeliana convencional entre los eventos GHB614, T304-40 y GHB119. El evento GHB614 se produjo mediante la inserción estable de la secuencia codificante para la proteína 2mEPSPS derivada del maíz (*Zea mays* L.). El evento T304-40 se produjo a través de la inserción estable de las secuencias codificantes de las

---

<sup>4</sup> SIAP. 2020. Avance de Siembras y Cosechas, Resumen nacional por estado. Sitio web: <https://www.gob.mx/siap>

proteínas Cry1Ab de la bacteria *Bacillus thuringiensis* subsp. *berliner* y PAT/*bar* derivado de la bacteria *Streptomyces hygroscopicus*. De igual manera, el evento GHB119 se produjo a través de la inserción estable en el genoma del algodón de las secuencias codificantes para las proteínas Cry2Ae de la bacteria *Bacillus thuringiensis* subsp. *dakota* y PAT/*bar* derivado de la bacteria *Streptomyces hygroscopicus*. La combinación de estos eventos en el algodón GLT provee protección contra daños de insectos lepidópteros y tolerancia a los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio.

## 1. Proteína 2mEPSPS

El evento GHB614 produce la proteína 5-enolpiruvilshikimate-3-phosphate synthase (2mEPSPS) codificada por el gen *2mepsps* derivado del maíz (*Zea mays* L.) (Herouet-Guicheney *et al.*, 2009). El gen *2mepsps* consta de 1338 pb y ha sido modificado a través de mutagénesis sitio-dirigida para codificar una enzima insensible a la desactivación por glifosato (Lebrun *et al.*, 1997). Para restaurar el sitio de escisión del péptido de tránsito se adicionó el aminoácido metionina en el extremo N-terminal de la secuencia de la proteína 2mEPSPS (De Beuckeleer, 2003), la cual, está constituida por 445 aminoácidos y tiene un peso molecular de ~47.5 kDa. La expresión de la proteína 2mEPSPS confiere tolerancia al herbicida glifosato en las plantas de algodón.

El mecanismo de acción del glifosato consiste en la inhibición competitiva de la enzima 5-enolpiruvil-shikimate-3-fosfato sintasa (EPSPS) en la ruta metabólica del shikimate (Sikorski & Gruys, 1997). La inhibición de la enzima EPSPS por el glifosato bloquea esta ruta metabólica, lo cual eventualmente provoca la muerte de la célula (Steinrucken & Amrhein, 1980). La enzima EPSPS cataliza la transferencia reversible del grupo enolpiruvil desde el fosfoenol piruvato (PEP) al 5-hidroxil de shikimate-3-fosfato (S3P) resultando en la producción de fosfato inorgánico y 5-enolpiruvil-shikimate-3-fosfato (EPSP) (Alibhai & Stallings, 2001), sitio de inhibición por el glifosato. Este es el único producto metabólico conocido y 5-enolpiruvil-shikimate-3-fosfato es el penúltimo producto de la vía del ácido shikímico. El ácido shikímico es un sustrato para la biosíntesis de aminoácidos aromáticos (fenilalanina, triptófano y tirosina) como también de varios metabolitos secundarios, como el tetrahidrofolato, la ubiquinona y la vitamina K. Es importante destacar que la vía del shikimate y, por lo tanto, las proteínas EPSPS no están presentes en mamíferos, peces, aves, reptiles e insectos, lo cual contribuye con la baja toxicidad del herbicida glifosato para estos organismos (Bentley, 1990; Alibhai & Stallings, 2001; Eschenburg *et al.*, 2002). En contraste, se ha calculado que las moléculas aromáticas, todas derivadas del ácido shikímico, representan el 35% o más del peso seco de una planta (Franz *et al.* 1997). La unión del sustrato a la enzima es secuencial, iniciando con la unión del S3P y posteriormente el PEP (Boocock and Coggins, 1983). La reacción catalizada por la enzima EPSPS inicia con el rompimiento del enlace C-O del PEP (Walsh *et al.*, 1996).

La familia de proteínas EPSPS está ampliamente distribuida en la naturaleza en plantas, hongos y microorganismos. En las plantas, la enzima EPSPS es codificada por un gen

nuclear y sintetizada como una pre-proteína (unida al péptido de tránsito) por ribosomas libres en el citoplasma celular; el péptido de tránsito permite el transporte a los cloroplastos. La pre-proteína es transportada al interior del estroma del cloroplasto y es procesada proteolíticamente para producir la enzima madura (Kishore and Shah, 1988; Forlani *et al.*, 1994; Lebrun *et al.*, 1997). Una vez desprendido, el péptido de transferencia al cloroplasto se degrada rápidamente (Bartlett *et al.*, 1982; Della-Cioppa *et al.*, 1987).

Desde la década de 1980 se han realizado varios intentos para identificar y caracterizar enzimas EPSPS insensibles a glifosato a partir de varios organismos, con el objetivo de obtener plantas genéticamente modificadas tolerantes a este herbicida (Kishore and Shah, 1988). Lebrun *et al.* (1997) seleccionaron un gen con doble mutación a partir del maíz, el cual unido a un péptido de tránsito quimérico optimizado ha permitido obtener una óptima tolerancia a glifosato en varios cultivos, sin efecto pleiotrópicos: el gen *2mepsps* codificando la proteína 2mEPSPS. El gen *2mepsps* ha sido introducido como fuente de tolerancia a glifosato en maíz evento GA21, el cual ha sido aprobado por diferentes agencias para liberación al ambiente y consumo alrededor del mundo. Otro cultivo en el cual se ha logrado la tolerancia a glifosato a partir de mutagénesis del gen *epsps* es el arroz (Zhou *et al.*, 2006).

## 2. Proteína PAT/*bar*

El algodón GHB614 x T304-40 x GHB119 x COT102 contiene el cassette de expresión *bar* que, cuando se transcribe, origina la proteína PAT de ~21 kDa que consiste en un polipéptido de 183 aminoácidos (Thompson *et al.*, 1987). La secuencia del gen *bar* proviene de *Streptomyces hygroscopicus* y codifica la proteína fosfinotricina-N-acetil transferasa (PAT) (Thompson *et al.*, 1987). La presencia de la proteína PAT en el algodón GHB614 x T304-40 x GHB119 x COT102 confiere tolerancia a glufosinato de amonio.

El herbicida glufosinato es una mezcla racémica de formas D y L de fosfinotricina, aunque sólo la forma L (L-fosfinotricina) tiene actividad herbicida. Este herbicida es un potente inhibidor de la enzima glutamino sintetasa (GS) tanto en bacterias como en plantas, donde se une competitivamente a la enzima GS desplazando al L-glutamato del sitio activo (OECD, 1999; OECD, 2002a).

La enzima glutamino sintetasa (GS) es esencial en el metabolismo de nitrógeno en plantas superiores, donde es la única enzima en plantas que puede detoxificar el amoníaco liberado por la reducción de nitrato, degradación de aminoácidos y fotorespiración. El amoníaco, aun siendo un nutriente vegetal es tóxico si se encuentra en exceso y lleva a la muerte de la célula vegetal (OECD, 1999; OECD, 2002a).

La enzima PAT es una acetiltransferasa que cataliza específicamente la acetilación de L-fosfinotricin (L-PPT) y demetilfosfinotricin (DMPT) (Thompson *et al.*, 1987). L-PPT y DMPT son inhibidores de la enzima glutamino sintasa (GS). Esta inhibición resulta en la acumulación de iones tóxicos de amoníaco y en una disminución de la cantidad de

glutamina, un aminoácido esencial utilizado en muchos procesos anabólicos. El glufosinato de amonio es la sal de amonio de L-PPT. Solamente el L-isómero es un inhibidor de la glutamino sintasa. La enzima PAT expresada por el gen *pat* tiene la capacidad de conferir tolerancia al glufosinato de amonio a las plantas modificadas con este gen. La tolerancia al herbicida es una consecuencia de la acetilación y resultante desactivación de L-PPT en el herbicida glufosinato de amonio.

La actividad enzimática de la proteína PAT sigue las cinéticas simples de Michaelis-Menten (Wehrmann *et al.*, 1996). En presencia de acetyl-CoA como cosustrato, la proteína PAT cataliza la acetilación del grupo amino libre de L-Fosfinotricin (L-PPT) a N-acetil glufosinato (N-acetyl-L-PPT), un compuesto que no inactiva la glutamina sintetasa y no tiene actividad herbicida.

La enzima PAT es altamente específica para L-PPT. No acetila a otros L-aminoácidos, incluido el glutamato, que es estructuralmente el más parecido al L-glufosinato, ni al acetilato D-PPT. Un exceso de concentración de L-aminoácidos no afecta a la proteína PAT en su capacidad de acetilar L-PPT.

### 3. Proteínas Cry1Ab y Cry2Ae

El evento **T304-40** produce la proteína insecticida Cry1Ab de 617 aminoácidos y un peso molecular de 69 kDa, codificada por el gen *cry1Ab* derivado de la bacteria *Bacillus thuringiensis* subsp. *berliner* (*Bt*), esta proteína es efectiva para el control de insectos lepidópteros plaga del algodón como gusano bellotero (*Helicoverpa zea*) y gusano tabacalero (*Heliothis virescens*).

El evento **GHB119** produce la proteína insecticida Cry2Ae de 631 aminoácidos y un peso molecular de 71 kDa, codificada por el gen *cry2Ae* derivado de la bacteria *Bacillus thuringiensis* subsp. *dakota* (*Bt*), esta proteína es efectiva para el control de insectos lepidópteros plaga del algodón como gusano bellotero (*Helicoverpa zea*), gusano tabacalero (*Heliothis virescens*) y gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

El efecto tóxico de las proteínas *Bt* requiere de condiciones alcalinas (como las proporcionadas en el intestino de la larva del insecto) para que se disuelvan los cristales, digestión parcial por proteasas específicas para que liberen el núcleo activo de la toxina y la unión específica de ésta a receptores presentes en la superficie de las células epiteliales del intestino medio del insecto. La unión específica de la toxina a estos receptores conduce a la formación de poros en la membrana plasmática y a la eventual muerte celular, parálisis intestinal e inanición. Estos son los pasos que proporcionan el alto grado de especificidad para cada proteína *Bt* (English & Slatin 1992; Hofmann *et al.*, 1988; Knowles & Dow, 1993; Van Rie *et al.*, 1989).



Las proteínas Cry1 se producen en forma de protoxinas de 130-140 kDa en tamaño, con 1100-1200 residuos de aminoácidos (Aronson and Shai 2001; Kumar *et al.*, 1996; Bravo *et al.*, 2007; OECD, 2007). En el caso de la proteína Cry1A, las protoxinas se dividen para generar toxinas activas que están compuestas por fragmentos de 60-70 kDa de la porción terminal N de la proteína (Knowles, 1994; Kumar *et al.*, 1996; OECD, 2007). El mecanismo de acción insecticida es un proceso complejo en el cual las toxinas activas se adhieren a receptores específicos en la membrana plasmática de las células epiteliales del intestino medio de los insectos susceptibles (Aronson and Shai, 2001; Kumar *et al.*, 1996; Bravo *et al.*, 2007; Bravo *et al.*, 2011; OECD, 2007; Zhang *et al.*, 2006). Una vez unida a los receptores, la toxina puede insertarse en la membrana plasmática mediante la formación de poros oligoméricos transmembrana (Aronson and Shai 2001, Bravo *et al.*, 2007; Kumar *et al.*, 1996; OECD 2007). Dichos poros forman canales iónicos que afectan el potencial transmembrana, lo cual causa lisis osmótica (Aronson and Shai 2001; Bravo *et al.*, 2007; Bravo *et al.*, 2011; Höfte and Whiteley, 1989; Kumar *et al.*, 1996; OECD, 2007).

Para que las proteínas Cry puedan ejercer actividad insecticida tienen que ser ingeridas por los insectos. La proteína en su forma cristalina es insoluble en solución acuosa a pH neutro o ácido (Bulla *et al.*, 1977), sin embargo, el pH del tracto digestivo de las larvas de los insectos es alcalino (pH 8 - 10) y probablemente reductivo, lo que favorece la solubilización del cristal (Tojo and Aizawa, 1983; Ogiwara *et al.*, 1992). Una vez ingerida, la proteína es subsecuentemente activada por proteasas en el tracto digestivo del insecto. Estas proteasas cortan el extremo carboxilo terminal del resto de la proteína (Choma y Kaplan, 1990), al igual que aproximadamente 28 aminoácidos del extremo amino terminal. La proteína activada, que consiste de aproximadamente 660 aminoácidos, se difunde a través de la membrana peritrófica del insecto al epitelio del mesenterón. Aquí se une a receptores específicos de alta afinidad (Wolfersberger *et al.*, 1986, Hofmann *et al.*, 1988, Van Rie *et al.*, 1989; Van Rie *et al.*, 1990). Se forman poros en la membrana que causa derramamiento de los contenidos celulares (i. e. K+) en el lumen del intestino y agua hacia las células epiteliales de intestino (Sacchi *et al.*, 1986; Knowles *et al.*, 1989). Las células epiteliales del tracto de las larvas se hinchan debido a la presión osmótica y se lisan. El tracto se paraliza como consecuencia de los cambios en electrolitos y pH lo que provoca que la larva deje de comer y muera.

El requerimiento de un pH alcalino y proteasas específicas del intestino de las larvas de insectos es una característica importante de la actividad insecticida específica de *Bacillus thuringiensis*, debido a que los mamíferos y otros insectos no blanco no pueden solubilizar los cristales de *Bt*, estos pasan a través del sistema digestivo de los organismos no blanco en su forma inalterada y por lo tanto no tóxica.

#### **iv. Caracterización bioquímica y metabólica de todos los productos del gen novedoso con relación a su actividad, productos de degradación o subproductos, productos secundarios y rutas metabólicas**

#### **iv.1. Subproductos de degradación de las proteínas**

Con excepción de las proteínas 2mEPSPS (GHB614) y Cry2Ae (GHB119) que están fusionadas a péptidos de tránsito para dirigir dichas proteínas al cloroplasto, no se esperan subproductos de degradación adicionales en el algodón GHB614 x T304-40 x GHB119, ya que cualquier degradación adicional de las proteínas expresadas resultaría en un polipéptido inactivo.

#### **iv.2. Proteína 2mEPSPS**

El evento GHB614 produce la proteína 5-enolpyruvylshikimate-3-phosphate synthase (2mEPSPS) codificada por el gen *2mepsps* derivado del maíz (*Zea mays* L.) (Herouet-Guicheney *et al.*, 2009). El gen *2mepsps* consta de 1338 pb y ha sido modificado a través de mutagénesis sitio-dirigida para codificar una enzima insensible a la desactivación por glifosato (Lebrun *et al.*, 1997) pero que no altera su función metabólica en la ruta del shikimato (Hammond *et al.*, 2013). Para restaurar el sitio de escisión del péptido de tránsito se adicionó el aminoácido metionina en el extremo N-terminal de la secuencia de la proteína 2mEPSPS (De Beuckeleer, 2003), la cual está constituida por 445 aminoácidos y tiene un peso molecular de ~47.5 kDa. La expresión de la proteína 2mEPSPS confiere tolerancia al herbicida glifosato en las plantas de algodón.

Las propiedades bioquímicas de la enzima 2mEPSPS han sido bien caracterizadas en comparación con las proteínas EPSPS silvestres y, con excepción de su insensibilidad al glifosato, el cambio en dos aminoácidos no ha modificado sus propiedades bioquímicas. Los efectos metabólicos derivados de la actividad de la proteína 2mEPSPS en plantas son comparables a los de las proteínas EPSPS endógenas, excepto por su insensibilidad al glifosato (Hammond *et al.*, 2013).

El extremo 5' de la región codificante del gen *2mepsps* en el inserto GHB614 está unido al péptido de tránsito TPotp C, el cual dirige la proteína 2mEPSPS al cloroplasto, sitio donde la proteína es funcionalmente activa. En las plantas, la enzima EPSPS es codificada por un gen nuclear y sintetizada como una pre-proteína (unida al péptido de tránsito) por ribosomas libres en el citoplasma celular; el péptido de tránsito permite el transporte a los cloroplastos. La pre-proteína es transportada al interior del estroma del cloroplasto y es procesada proteolíticamente para producir la enzima madura (Kishore and Shah, 1988; Forlani *et al.*, 1994; Lebrun *et al.*, 1997). Una vez desprendido de la proteína 2mEPSPS, el péptido de transferencia al cloroplasto se degrada rápidamente por proteasas endógenas de la planta (Bartlett *et al.*, 1982; Della-Cioppa *et al.*, 1986).

La proteína EPSPS es la sexta enzima en la ruta metabólica del shikimato para la biosíntesis de compuestos aromáticos presentes en microorganismos y plantas (Tzin & Galili, 2010). Estas enzimas son ubicuas en la naturaleza y están presentes en alimentos derivados de plantas y fuentes microbianas. La proteína 2mEPSPS presenta una alta



identidad de secuencia de aminoácidos con la enzima EPSPS nativa del maíz (>99.5%), así como con otras proteínas EPSPS encontradas en cultivos con un largo historial de seguridad para el consumo humano como arroz, vid, lechuga, tomate y colza, o en hongos o fuentes microbianas como la levadura del pan (Rouquié, 2006). Por lo tanto, estas proteínas tienen un largo historial de uso seguro como componentes endógenos de alimentos y forrajes.

**Cuadro 6** Comparación de la secuencia deducida de aminoácidos de la proteína 2mEPSPS con otras proteínas EPSPS.

	Maíz	Arroz	Vid	Lechuga	Tomate	Colza
Identidad de secuencia (%)	>99.5	86	79	77	75	75

### iv.3. Proteínas Cry1Ab y Cry2Ae

El extremo 5' de la región codificante del gen *Cry2Ae* en el inserto GHB119 está unido al péptido de tránsito TPssuAt (péptido de tránsito de la subunidad pequeña de la ribulosa 1,5 bifosfato carboxilasa del gen *at1sA* de *Arabidopsis thaliana*), el cual dirige la proteína Cry2Ae al cloroplasto. El péptido de tránsito es desprendido de la proteína Cry2Ae durante la transferencia de la proteína a través de la membrana del cloroplasto y es degradado por proteasas endógenas de la planta.

Las proteínas Cry1 se producen en forma de protoxinas de 130-140 kDa en tamaño, con 1100-1200 residuos de aminoácidos (Aronson and Shai 2001; Kumar *et al.*, 1996; Bravo *et al.*, 2007; OECD, 2007). En el caso de la proteína Cry1A, las protoxinas se dividen para generar toxinas activas que están compuestas por fragmentos de 60-70 kDa de la porción terminal N de la proteína (Knowles, 1994; Kumar *et al.*, 1996; OECD, 2007). El mecanismo de acción insecticida es un proceso complejo en el cual las toxinas activas se adhieren a receptores específicos en la membrana plasmática de las células epiteliales del intestino medio de los insectos susceptibles (Aronson and Shai, 2001; Kumar *et al.*, 1996; Bravo *et al.*, 2007; Bravo *et al.*, 2011; OECD, 2007; Zhang *et al.*, 2006). Una vez unida a los receptores, la toxina puede insertarse en la membrana plasmática mediante la formación de poros oligoméricos transmembrana (Aronson and Shai 2001, Bravo *et al.*, 2007; Kumar *et al.*, 1996; OECD 2007). Dichos poros forman canales iónicos que afectan el potencial transmembrana, lo cual causa lisis osmótica (Aronson and Shai 2001; Bravo *et al.*, 2007; Bravo *et al.*, 2011; Höfte and Whiteley, 1989; Kumar *et al.*, 1996; OECD, 2007).

Para que las proteínas Cry puedan ejercer actividad insecticida tienen que ser ingeridas por los insectos. La proteína en su forma cristalina es insoluble en solución acuosa a pH neutro o ácido (Bulla *et al.*, 1977), sin embargo, el pH del tracto digestivo de las larvas de los insectos es alcalino (pH 8 - 10) y probablemente reductivo, lo que favorece la solubilización del cristal (Tojo and Aizawa, 1983; Ogiwara *et al.*, 1992). Una vez ingerida, la proteína es subsecuentemente activada por proteasas en el tracto digestivo del insecto. Estas

proteasas cortan el extremo carboxilo terminal del resto de la proteína (Choma y Kaplan, 1990), al igual que aproximadamente 28 aminoácidos del extremo amino terminal. La proteína activada, que consiste de aproximadamente 660 aminoácidos, se difunde a través de la membrana peritrófica del insecto al epitelio del mesenterón. Aquí se une a receptores específicos de alta afinidad (Wolfersberger *et al.*, 1986, Hofmann *et al.*, 1988, Van Rie *et al.*, 1989; Van Rie *et al.*, 1990). Se forman poros en la membrana que causa derramamiento de los contenidos celulares (i. e. K+) en el lumen del intestino y agua hacia las células epiteliales de intestino (Sacchi *et al.*, 1986; Knowles *et al.*, 1989). Las células epiteliales del tracto de las larvas se hinchan debido a la presión osmótica y se lisan. El tracto se paraliza como consecuencia de los cambios en electrolitos y pH lo que provoca que la larva deje de comer y muera.

El requerimiento de un pH alcalino y proteasas específicas del intestino de las larvas de insectos es una característica importante de la actividad insecticida específica de *Bacillus thuringiensis*, debido a que los mamíferos y otros insectos no blanco no pueden solubilizar los cristales de *Bt*, éstos pasan a través del sistema digestivo de los organismos no blanco en su forma inalterada y por lo tanto no tóxica.

La expresión de las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae está regulada por promotores constitutivos (Ps7s7 y P35S2) y se expresan en los tejidos de la planta de algodón GLT durante todo el ciclo del cultivo. Como consecuencia de lo anterior, los residuos de plantas poscosecha de este cultivo pueden contener pequeñas cantidades de las proteínas con actividad insecticida. Después de la cosecha, partes de las plantas tales como los tallos, restos de hoja y bellotas no cosechadas son incorporarlos al suelo a fin de promover su descomposición. La Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos (US EPA) llevó a cabo una evaluación ambiental de las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae, no encontrando impactos significativos (US EPA, 2012<sup>5</sup>). Se ha observado que los cristales de las proteínas *Bt* se degradan rápidamente en el campo debido al efecto de la radiación solar y de la temperatura (USDA, 1999).

Los organismos del suelo podrían estar expuestos a las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae a través del contacto con las raíces del algodón (alimentación directa), exudados de las raíces, incorporación de residuos de la planta en el suelo después de la cosecha, o por polen depositado en el suelo. Estudios para evaluar la presencia de las proteínas Cry en exudados de la raíz de algodón *Bt*, mediante ensayos inmunológicos y de eficacia, indicaron que no se detectó proteína Cry en suelo o solución hidropónica en donde se había cultivado

---

<sup>5</sup> US EPA. 2012. Biopesticides registration action document. Plant-incorporated protectants: *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab protein and the Genetic Material Necessary for its Production in Event T304-40 Cotton [PC Code 006525, OECD Unique Identifier: BCS-GHØØ4-7]; *Bacillus thuringiensis* Cry2Ae protein and the Genetic Material Necessary for its Production in Event GHB119 Cotton [PC Code 006600, OECD Unique Identifier: BCS-GHØØ5-8]; and TwinLink™ Cotton (T304-40 and GHB119 Combination PIP product) [OECD Unique Identifier: BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8]. U.S. Environmental Protection Agency.

algodón *Bt* (Saxena & Stotzky, 2001<sup>6</sup>). La evidencia existente indica que las proteínas Cry no se acumulan en el suelo a niveles tóxicos para los artrópodos. Debido a que las proteínas Cry se derivan de una bacteria que es un habitante natural del suelo (*Bacillus thuringiensis*) y además se encuentra en insecticidas microbiales comerciales (De Maagd et al., 2003<sup>7</sup>; Artim et al., 2003<sup>8</sup>), se espera que la degradación de las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae expresadas por los eventos T304-40 y GHB119, sea similar a la degradación de esas mismas proteínas producidas de manera natural por las bacterias del suelo.

Los estudios de degradación en suelo bajo condiciones aeróbicas se realizaron en suelo con diferentes texturas provenientes de tres localidades donde se ha cultivado algodón *Bt* (Proctor, AR: franco arcilloso; Senatobia, MS: franco limoso; East Bernard, TX: franco arcillo arenoso). Para determinar la DT<sub>50</sub> (tiempo para que se disipe el 50% de la concentración inicial del material bioactivo) se utilizó uno de los insectos blanco más susceptibles a las proteínas Cry (*Heliothis virescens*). Los suelos fueron tratados de forma separada con 15 µg/g de proteína Cry1Ab y 50 µg/g de proteína Cry2Ae y se tomaron muestras regularmente durante un periodo de 45 días. Para los bioensayos las larvas de *H. virescens* fueron expuestas a muestras de suelo incorporadas en la dieta. Simultáneamente, se realizó un estudio de dosis-respuesta durante seis días con larvas de *H. virescens* expuestas a dosis de 0.004 a 0.28 µg/g para la proteína Cry1Ab y de 0.056 a 3.4 µg/g para la proteína Cry2Ae, para obtener la curva estándar dosis-respuesta y determinar la degradación de las proteínas a través del tiempo con base en el bioensayo. La DT<sub>50</sub> se determinó a partir de la curva de regresión exponencial de primer orden y se obtuvieron valores promedio para los tres tipos de suelo de 3.6 días para Cry1Ab y 3.4 días para Cry2Ae. Adicionalmente, las muestras de suelo fueron analizadas mediante ensayo de inmunoabsorción ligado a enzima (ELISA) para determinar el contenido de proteínas Cry y los resultados mostraron la continua degradación de las proteínas en el suelo durante el estudio (Martone, 2008a<sup>9</sup>; Martone, 2008b<sup>10</sup>).

#### iv.4. Proteína PAT/bar

<sup>6</sup> Saxena, D. and Stotzky, G. 2001. *Bacillus thuringiensis* (*Bt*) toxin released from root exudates and biomass of *Bt* corn has no apparent effect on earthworms, nematodes, protozoa, bacteria, and fungi in soil. *Soil Biol. Biochem.* 33: 1225–1230.

<sup>7</sup> De Maagd, R.A.; Bravo, A.; Berry, C.; Crickmore, N.; Schnepf, H.E. 2003. Structure, diversity and evolution of protein toxins from spore-forming entomopathogenic bacteria. *Annual Review of Genetics* 37:409–433.

<sup>8</sup> Artim, L.; Hill, K.; Jiang, X.; Lee, M.; Mascarenhas, V.; Mullins, M.; Privalle, L.; Rabe, S.; Schriver, T.; Stein, J.; Vlachos, D.; Walters, F.; Ward, K.; Zawodny, J. 2003. Petition for the Determination of Non-Regulated Status: Lepidopteran Insect Protected VIP3A Cotton Transformation Event COT102. Syngenta Seeds, Inc. Research Triangle Park, NC 27709.

<sup>9</sup> Martone, A. 2008. The Use of an Insect *Heliothis virescens* Bioassay to Determine the DT<sub>50</sub> of the Cry1Ab Protein Produced from *Escherichia coli* After Aerobic Soil Degradation. USA, 2007. Bayer CropScience LP. Research Triangle Park, N.C. USA. M-312358-02-1.

<sup>10</sup> Martone, A. 2008. The Use of an Insect *Heliothis virescens* Bioassay to Determine the DT<sub>50</sub> of the Cry2Ae Protein Produced from *Bacillus thuringiensis* After Aerobic Soil Degradation. USA, 2007. Bayer CropScience LP. Research Triangle Park, N.C. USA. M-312361-01-1.

El algodón GHB614 x T304-40 x GHB119 contiene el cassette de expresión *bar* que, cuando se transcribe, origina la proteína PAT de ~21 kDa que consiste en un polipéptido de 183 aminoácidos (Thompson *et al.*, 1987). La secuencia del gen *bar* proviene de *Streptomyces hygroscopicus* y codifica la proteína fosfinotricina-N-acetil transferasa (PAT) (Thompson *et al.*, 1987). La presencia de la proteína PAT en el algodón GHB614 x T304-40 x GHB119 confiere tolerancia a glufosinato de amonio.

La enzima PAT es una acetiltransferasa que cataliza específicamente la acetilación de L-fosfinotricin (L-PPT) y demetilfosfinotricin (DMPT) (Thompson *et al.*, 1987). L-PPT y DMPT son inhibidores de la enzima glutamino sintasa (GS). Esta inhibición resulta en la acumulación de iones tóxicos de amoníaco y en una disminución de la cantidad de glutamina, un aminoácido esencial utilizado en muchos procesos anabólicos. El glufosinato de amonio es la sal de amonio de L-PPT. Solamente el L-isómero es un inhibidor de la glutamino sintasa. La enzima PAT expresada por el gen *bar* tiene la capacidad de conferir tolerancia al glufosinato de amonio a las plantas modificadas con este gen. La tolerancia al herbicida es una consecuencia de la acetilación y resultante desactivación de L-PPT en el herbicida glufosinato de amonio. La proteína PAT/*bar* acetila el grupo amino libre de L-PPT para producir N-acetil glufosinato sin actividad herbicida. El glufosinato acetilado no es capaz de unirse a la glutamina sintetasa y, por lo tanto, no interrumpe la fotorespiración y evita la acumulación de amoniaco.

La proteína PAT/*bar* tiene gran especificidad de sustrato por la L-PPT, el componente herbicida del glufosinato de amonio, y es poco probable que afecte el sistema metabólico del algodón GLT. Se han evaluado muchos productos con tolerancia al glufosinato incluyendo algodón, maíz, soya, canola, remolacha y arroz sin identificar factores que causen alguna preocupación de seguridad ([www.isaaa.org](http://www.isaaa.org)).

**v. Cambios en la capacidad competitiva del OGM en comparación con la contraparte no modificada, incluyendo supervivencia y reproducción, producción de estructuras reproductoras, periodos de latencia y duración del ciclo de vida**

El evento apilado GHB614 x T304-40 x GHB119 (GlyTol® TwinLink®), porta los genes *cry1Ab* y *cry2Ae*, los cuales le proporcionan resistencia contra el ataque de insectos lepidópteros y los genes *bar* y *2mepsps* los cuales le confieren tolerancia a la aplicación de los herbicidas glufosinato de amonio y glifosato, respectivamente.

Durante los años 2011, 2015, 2017, 2018 y 2019 se realizaron evaluaciones de equivalencia agronómica y fenotípica del algodón GLT en el norte de Tamaulipas. Los resultados mostraron que las variedades con tecnología GLT se comportaron de manera equivalente con respecto a los comparadores utilizados, que son los materiales comercializados en la región.

Las variedades utilizadas en las diferentes evaluaciones fueron de ciclo intermedio y del tipo FiberMax. Así mismo, los comparadores usados fueron las variedades FiberMax 958 y FiberMax 989, las cuales fueron elegidas por tener alto potencial de rendimiento y adaptación a las diferentes zonas algodonerías de México, así como las variedades FM 2322GL y DP 1219B2RF, por ser variedades que se comercializan actualmente en la región agrícola del norte de Tamaulipas.

De acuerdo con los resultados obtenidos en la liberación experimental y programa piloto en la región agrícola del norte de Tamaulipas, el algodón GlyTol® TwinLink® (**apartado III.ii**), fue equivalente agronómica, fenotípica y fenológicamente a los comparadores regionales, sin exhibir características nuevas que lo convirtieran en un riesgo para la sanidad vegetal, animal, acuícola o al medio ambiente. El algodón GLT se comportó de manera similar en todos los años de evaluación y en diferentes sitios dentro de la zona agrícola, y no se observaron rasgos que sugieran un incremento en su potencial como maleza o en su capacidad de persistencia y dispersión en el medio.

**vi. Posibles efectos al ambiente y a la diversidad biológica por la liberación del OGM, incluyendo, el protocolo utilizado para establecer estos posibles efectos**

De manera reciente se han publicado varios estudios sobre los beneficios, tanto económicos como ambientales, de los organismos genéticamente modificados (OGM), un ejemplo de ello fue el realizado por Mahafey y colaboradores (2016), en el cual, evaluaron dichos beneficios. El estudio se centra bajo la suposición de dos escenarios; en el primero cuestionaron qué sería diferente si no hubiera tecnología genéticamente modificada (GM) y, en el segundo, cuál sería el impacto si la adopción de OGM's globalmente alcanzara a la adopción que se tiene en los Estados Unidos. Los resultados del primer escenario arrojaron que, en cuanto a las emisiones por el uso de suelo, habría aproximadamente 0.9 billones de toneladas de CO<sub>2</sub> que equivalen a más emisiones de gases de efecto

invernadero de las que hay en la actualidad. Para el segundo escenario se encontró que, si existiera una mayor penetración de la tecnología GM, se tendrían menores emisiones de gases de efecto invernadero que equivaldrían a una reducción de 0.2 billones de toneladas de CO<sub>2</sub>.

Brookes y Barfoot (2020<sup>11</sup>) describen que, a nivel mundial, la tecnología GM ha contribuido a una reducción significativa en el impacto ambiental negativo asociado con el uso de insecticidas y herbicidas en las áreas dedicadas a los cultivos GM. Desde 1996, el uso de pesticidas en el área de cultivo GM ha disminuido en 775.4 millones de kg de ingrediente activo (una reducción del 8.3%) en relación con la cantidad razonablemente esperada si esta área de cultivo se hubiera plantado en cultivos convencionales. El impacto ambiental asociado con el uso de herbicidas e insecticidas en estos cultivos, medido por el indicador EIQ, mejoró en un 18.5%. En 2018, el beneficio ambiental fue igual a una reducción de 51.7 millones de kg de uso de ingredientes activos de pesticidas (-8.6%), con el impacto ambiental asociado con el uso de insecticidas y herbicidas en estos cultivos, medido por el indicador EIQ, mejorando en 19%.

En México (Rocha-Munive *et al.*, 2018) realizaron un análisis de los datos disponibles desde la liberación de algodón GM en 1996 y establecieron dos hipótesis: la primera fue si existe un riesgo potencial de flujo génico a especies nativas, mientras que la segunda fue si el uso de algodón GM en México resultaría en una reducción del uso de plaguicidas y mayor rendimiento. Con base en el análisis de la información concluyeron y recomendaron lo siguiente: 1) debido a la distribución y composición cromosómica del algodón, se espera que haya un bajo riesgo de introgresión o mezcla con otras especies diploides silvestres de México por el flujo de polen; 2) hasta ahora no se han reportado casos de resistencia a malezas para glifosato asociado con algodón en México (Heap, 2018). Sin embargo, se recomienda enfáticamente fomentar el uso de prácticas de manejo apropiadas y herbicidas alternativos con diferentes mecanismos de acción (Devine *et al.*, 1992); 3) el impacto del algodón Bt en el uso de insecticidas químicos ha sido significativo. Desde su introducción hace 20 años, ha habido una disminución en su uso; 4) los insecticidas químicos que son utilizados actualmente para controlar el complejo de plagas tienen en promedio menor impacto ambiental que los usados hace un par de décadas.

La estabilidad de la modificación genética contenida en el algodón TwinLink® se ha estudiado en al menos cinco generaciones y no se ha observado pérdida del fenotipo de tolerancia a glufosinato de amonio o rearreglo de los elementos genéticos transferidos. Similarmente, el algodón GlyTol® ha sido probado en campo en los Estados Unidos de América y se ha concluido que exhibe equivalencia agronómica con su contraparte no modificada. Por su parte, la Canadian Food Inspection Agency (CFIA) ha determinado que el algodón GlyTol® no muestra ninguna característica adicional y es sustancialmente

---

<sup>11</sup> Brookes, G., & Barfoot, P. (2020). Environmental impacts of genetically modified (GM) crop use 1996–2018: impacts on pesticide use and carbon emissions. *GM Crops & Food*, 11(4), 215-241.



equivalente al algodón convencional, en términos de su uso específico y seguridad para el ambiente y para la salud humana y animal.

Durante la Etapa Experimental y Programa Piloto se realizaron diferentes evaluaciones con el objetivo de analizar los posibles efectos al ambiente y a la diversidad biológica debidos a la liberación del algodón GLT en la región agrícola del norte de Tamaulipas, los cuales se describen a continuación.

### **Efectividad sobre organismos no blanco de la tecnología GLT**

El tejido de algodón (de plantas GM y convencionales) particularmente las semillas, puede ser tóxico a mamíferos si es ingerido en altas cantidades, debido a la presencia de factores tóxicos y anti nutricionales, incluyendo al gopipol y ácidos grasos ciclopropenoides (ej., dihidrostercúlico, estercúlico, malvático). Los resultados han demostrado que los niveles de estos compuestos son similares en materiales GM con respecto a su contraparte convencional.

Generalmente los mamíferos evitan alimentarse de plantas de algodón. La presencia de gopipol y de ácidos grasos ciclopropenoides en la semilla de algodón limita el uso de la semilla completa como un suplemento proteico en la alimentación animal, excepto para el ganado que resulta menos afectado por dichos componentes.

Los valores de toxicidad de las proteínas PAT y 2mEPSPS indican que presentan una toxicidad extremadamente baja para vertebrados. Además de esto y, dado que estas proteínas se encuentran en forma natural en el ambiente, no se espera que las mismas sean una fuente novedosa de daño o riesgo para estos organismos. Aunque algunas aves podrían estar expuestas en los campos de algodón a las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae, los estudios indican que estas proteínas no son intrínsecamente tóxicas para dichas aves o mamíferos. Adicionalmente, el riesgo de exposición de los organismos acuáticos es extremadamente bajo.

Se han efectuado evaluaciones de riesgo para las especies no blanco en el algodón TwinLink® y en las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae que éste produce. Cada evaluación incluyó: identificación del peligro, exposición, prueba de especies potencialmente expuestas y, de ser necesario, una evaluación de dosis-respuesta para las especies afectadas. El modo de acción de las proteínas Cry en los organismos blanco es entendido muy bien y es mediado por medio de la unión de las proteínas en el intestino, lo cual tiene mucha variabilidad interespecífica. Existe mucha información detallada acerca de la especificidad de las proteínas Cry para un rango muy restringido de especies de insectos. El espectro de acción de las proteínas Cry1Ab y Cr2Ab incluye sólo insectos lepidópteros y no existe evidencia de toxicidad para otros organismos no blanco.

Las rutas principales de exposición para los organismos no blancos son:

- Alimentación por insectos herbívoros u otros animales
- Depredación de insectos que se han alimentado del algodón *Bt*
- Consumo de semillas de algodón (pájaros, mamíferos)
- Transferencia de polen
- Caída de hojas
- Incorporación de plantas senescentes por medio del barbecho.

Los insectos son los organismos que más probablemente tendrán exposición significativa al algodón TwinLink® ya sea por alimentación directa de las plantas o polen, o por la alimentación de otros insectos, los cuales se han alimentado de las plantas de algodón. Las proteínas Cry han sido estudiadas extensivamente por muchos años en muchas especies de insectos. BASF generó datos adicionales sobre los efectos del algodón TwinLink® en especies de insectos representativos de los insectos encontrados en las plantas de algodón. No se observaron efectos en el insecto depredador *Coleomegilla maculata* (catarinita) o en abejas, las cuales pudieron haber estado expuestas a las plantas de algodón TwinLink®.

Existe también la posibilidad de exposición de organismos habitantes del suelo al material vegetativo. Esta exposición será muy limitada puesto que las proteínas Cry tienen una vida muy corta en el suelo, de aproximadamente tres días. Ambas proteínas fueron también probadas en contra de *Folsomia candida* (Colembolla) debido a que estos organismos juegan un papel importante en la descomposición del material vegetal en el suelo. Ninguna de las dos proteínas tuvo un efecto significativo en esta especie de colémbolo a concentraciones ambientales relevantes. Un estudio adicional usando tejido de las hojas del algodón TwinLink® también indicó que no hubo un efecto significativo. Datos generados previamente indicaron que la proteína Cry1Ab posee un riesgo mínimo para las lombrices del suelo. Así mismo, datos generados por BASF confirman que la proteína Cry2Ae también posee un riesgo mínimo para estos organismos.

Durante los años 2015, 2017, 2018 y 2019, se realizaron muestreos en algodón GLT y en los comparadores regionales, mediante el uso de red entomológica, trampas de caída, trampas amarillas pegajosas y de manera directa revisando fructificaciones y hojas. Como resultado de estos, se capturaron y contabilizaron una gran cantidad de organismos no blanco asociados al cultivo del algodón.

Garzón y Rosales (2015) realizaron un monitoreo de organismos no blanco mediante el uso de red entomológica, trampas amarillas y trampas de caída en varias fechas de muestreo en Río Bravo, Tamaulipas.

Los organismos colectados tanto en el algodón GLT como en el comparador, mediante el uso de red entomológica de golpeo en diferentes fechas de muestreo. Los grupos funcionales de los organismos colectados tanto en el algodón GLT como en algodón



comparador mediante el uso de trampas amarillas en diferentes fechas de muestreo, así como el orden y el número de las familias en cada uno de los tratamientos, los cuales fueron muy similares. Finalmente, la lista de organismos colectados tanto en el algodón GLT como en algodón convencional, mediante el uso de trampas de caída en diferentes fechas de muestreo.

Los artrópodos no blancos encontrados fueron agrupados de acuerdo con su función en el agroecosistema en plagas no blanco, depredadores y parasitoides y se calcularon los índices de diversidad de Shannon y riqueza de Margalef. Los diferentes grupos analizados estadísticamente mostraron un comportamiento similar durante el periodo de muestreo y no se encontraron diferencias entre la diversidad y equidad de especies entre los tratamientos con algodón GLT y el algodón convencional.

Garzón y Rosales (2017) continuaron monitoreando las poblaciones de organismos no blanco presentes en el cultivo de algodón GLT y algodón comparador mediante el uso de red entomológica, trampas amarillas y trampas de caída. Como resultado, no se observó una tendencia a capturar más insectos durante el ciclo, ya sean familias o individuos en la variedad FM 2007GLT con respecto al comparador.

Los índices promedio de diversidad y riqueza de organismos no blanco obtenidos de acuerdo con el tipo de muestreo realizado, así como el número de familias y número de insectos colectados en cada uno de los días de muestreo.

Durante el ciclo 2018 se monitorearon las poblaciones de artrópodos no blanco mediante diferentes tipos de muestreo; redeo, trampas pegajosas y trampas de caída en dos sitios de evaluación. Al igual que en los años previos, no se observó una tendencia clara a capturar más artrópodos no blanco, ya fueran familias o individuos, en la variedad de algodón GLT con respecto al comparador. Lo anterior se puede observar al analizar los índices de diversidad (Shannon) y de riqueza de especies (Margalef), ya que fueron similares en todos los tratamientos.

Al igual que en los años previos, durante las evaluaciones realizadas en 2019 no existieron diferencias en la riqueza y diversidad de artrópodos no blanco entre los tratamientos GLT y sus comparadores. Durante el 2019 los artrópodos capturados se separaron en artrópodos no blanco que son plaga del cultivo de algodón y otros artrópodos no blanco.

Los principales artrópodos plaga no blanco de la tecnología GLT consideradas en la región fueron picudo del algodón (*Anthonomus grandis* Boheman), pulga saltona del algodono *Pseudatomoscelis seriatus* (Reuter), conchuela del algodón (*Chlorochroa ligata* Say), chinche lygus (*Lygus* spp.) y trips (Loera et al., 2015<sup>12</sup>). Como resultado de los monitoreos no se detectaron poblaciones de picudo, conchuela, chinche lygus o trips. Cabe mencionar

---

<sup>12</sup> Loera, G. J., E. Rosales y M. A Reyes. 2015. Guía para cultivar algodón en el norte de Tamaulipas. Folleto para productores No. MX-310305-02-0313-10-26. Campo Experimental Río Bravo. INIFAP. 54 p.

que la presencia de picudo en el sitio de liberación ha sido nula debido a las medidas de muestreo de trampas con feromonas y al control mediante la aplicación de malathion 1.0 L/ha a ultra bajo volumen que se realiza en la Campaña de Control y Erradicación de dicha plaga. Por otro lado, solo se presentó en ambas variedades la pulga saltona del algodonoero con poblaciones de bajas a medias en la mayoría de los muestreos.

Para la evaluación de otros artrópodos no blanco de la tecnología GLT (benéficos), se consideró la abundancia, diversidad, dinámica poblacional e identificación a nivel de grupo funcional o especie. Se realizaron de manera semanal muestreos utilizando red entomológica, trampas amarillas y trampas de caída, y se observó que las poblaciones en el algodón GLT y en los comparadores fueron similares durante el periodo de muestreo.

Con base en los datos de densidad de artrópodos, se estimó el índice de riqueza de especies (índice de Margalef) y de diversidad (índice de Shannon) y no se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos.

De acuerdo con Margalef, para que exista una diversidad baja debe presentarse un valor inferior a 2 y para que haya una diversidad alta el valor debe ser superior a 5. Según Shannon, los valores resultantes para que se presente una diversidad baja debe ser inferior a 2 y para que exista una diversidad alta el valor debe ser superior a 3 (Margalef, 1958; Heip *et al.*, 1998; Pla, 2006). En la mayoría de las evaluaciones realizadas durante 2019, tanto la riqueza como la diversidad se consieraron bajas en ambos tratamientos y solo en el caso del método de trampas amarillas se encontró una riqueza media.

Durante 2019, el uso de la tecnología GLT no alteró la entomofauna presente en el sitio de liberación, ya que las poblaciones de organismos no blanco fueron similares a las colectadas en los comparadores regionales.

Como conclusión de las evaluaciones realizadas durante el ciclo agrícola 2019, no se encontraron diferencias en las poblaciones de organismos no blanco presentes en el algodón GLT con respecto al comparador, por lo que se puede afirmar que el algodón GLT tiene la misma capacidad para ser hábitat de artrópodos no blanco.

De igual manera, los resultados de los monitoreos de organismos no blanco en el norte de Tamaulipas en 2015, 2017, 2018 y 2019, mostraron que sus poblaciones se comportan de manera similar, ya que no se observó una preferencia hacia alguno de los tratamientos y tampoco un impacto negativo relacionado con el uso del algodón GLT.

La información anterior contribuye a demostrar la especificidad de la tecnología para el control de algunos lepidópteros blanco y a descartar los posibles efectos sobre la artropofauna del cultivo de algodón. De igual manera, con los resultados obtenidos se puede concluir que la liberación comercial del algodón GLT no representará un riesgo

mayor a los organismos no blanco que el relacionado directamente con la siembra de algodón convencional.

### **Desarrollo de resistencia de insectos a las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae del algodón GLT**

La resistencia puede y ha evolucionado a todas las formas de manejo de plagas, incluyendo las herramientas químicas, biológicas y culturales, y no es una preocupación única a los cultivos genéticamente modificados (GM). Sin embargo, los beneficios de estos cultivos tales como la protección contra insectos lepidópteros plaga, son de tan alto valor que los proveedores de la tecnología y otros actores involucrados han puesto especial énfasis en prolongar su durabilidad retrasando la tasa de desarrollo de la resistencia en los insectos blanco. Así, hay una disponibilidad de múltiples tácticas para preservar la durabilidad de las tecnologías de manejo de insectos, incluyendo el uso de la tecnología únicamente contra las poblaciones de plagas económicamente más dañinas, alternando entre diferentes tácticas de control, o integrando varias de éstas en un programa de manejo de plagas (CropLife, 2012<sup>13</sup>).

Como parte esencial del Programa de Manejo de Resistencia de Insectos durante la Etapa Experimental y Programa Piloto se han generado las líneas base de susceptibilidad para las tres principales especies de lepidópteros presentes en la región agrícola del norte de Tamaulipas.

Como ejemplo del monitoreo y experiencia en manejo de resistencia con otras proteínas, desde el año 1997 se han monitoreado las poblaciones de insectos lepidópteros blanco del algodón biotecnológico. Estos datos indican que después de más 20 años de monitoreo no existe un cambio en la respuesta de las poblaciones de lepidópteros evaluados de las distintas regiones algodonerías en México (*Helicoverpa zea*, *Heliothis virescens*, *Spodoptera frugiperda*, *Spodoptera exigua* y *Pectinophora gossypiella*); y continúan siendo susceptibles a las toxinas Cry1Ac y Cry2Ab expresadas en el algodón Bollgard y Bollgard® II (Aguilar-Medel *et al.*, 2007; Martínez-Carrillo *et al.*, 2005; Martínez-Carrillo, 2011; Nava-Camberos *et al.*, 2010; Rodríguez-Maciel *et al.*, 2010). Con base en los resultados obtenidos en 2019, se concluyó que las poblaciones de campo de *Helicoverpa zea*, *Spodoptera frugiperda* y *Spodoptera exigua* continúan siendo susceptibles a las proteínas Cry1Ac y Cry2Ab de *Bacillus thuringiensis*.

Para el monitoreo de resistencia en algodón GLT conteniendo las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae, se usará la experiencia generada en el monitoreo de resistencia a las proteínas Cry1Ac y Cry2Ab, implementándose el monitoreo de resistencia de gusano bellotero (*Helicoverpa zea* Boddie), gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith) y gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hübner).

---

<sup>13</sup> CropLife, 2012. Enfoques prácticos del Manejo de la Resistencia de los Insectos para los Cultivos Derivados de la Biotecnología. CropLife Internacional.

## **Desarrollo de resistencia de maleza a los herbicidas glufosinato y glifosato de amonio**

Los cultivos tolerantes a herbicidas pueden obtenerse por medio de técnicas de mejoramiento convencionales, tales como la mutagénesis y el cultivo *in vitro*, o por medio de las técnicas biotecnológicas de modificación genética. Los cultivos tolerantes a herbicidas derivados de la biotecnología moderna se han cultivado desde el año 1996 e incluyen la soja, la canola, el maíz, el algodón, la alfalfa y la remolacha azucarera. Estos cultivos le ofrecen al productor algunas ventajas diferenciales en el control de las malezas, incluyendo un control más simple, más eficiente, más económico y con menor daño al cultivo y menor residualidad, además de un control de las malezas resistentes existentes, menos labranza y la reducción del impacto ambiental. Sin embargo, los cultivos tolerantes a herbicidas también pueden presentar algunos desafíos para su manejo, como el desarrollo de malezas resistentes a herbicidas (CropLife, 2012).

La dependencia de un único herbicida sin un enfoque de control integrado de malezas puede llevar al cambio de especies de malezas y al desarrollo de malezas resistentes a herbicidas. Los cambios de maleza y los desafíos para el manejo de la resistencia de las malezas en estos cultivos tolerantes a herbicidas son resultado del modo en que se usan dichos herbicidas (CropLife, 2012).

La resistencia a herbicidas se define como la habilidad heredada de una maleza para sobrevivir a una dosis de herbicida con la cual normalmente se tendría un control efectivo. En este contexto, la resistencia es un proceso evolutivo en el que una población cambia de ser susceptible a ser resistente. Las plantas individuales no pasan de ser susceptibles a ser resistentes, sino que es la proporción de individuos originalmente resistentes dentro de la población, la que se incrementa a lo largo del tiempo (Esqueda, *et al.*, 2011).

La resistencia a herbicidas puede deberse a una absorción o translocación diferencial del compuesto químico, a la transformación metabólica del herbicida en compuestos no tóxicos, al secuestro de las moléculas herbicidas en el apoplasto o a una alteración en el sitio de acción. La gran mayoría de los casos de resistencia que se han observado en malezas, se relacionan con una modificación en el sitio de acción (Esqueda, *et al.*, 2011).

Por lo general, la sospecha inicial de resistencia está relacionada con un control deficiente o no satisfactorio de las malezas después de una aplicación de herbicidas. Antes de considerar a la resistencia como causante de la falla, deben descartarse otros factores como: dosis o época de aplicación, aplicación deficiente del herbicida, nivel de humedad y preparación del suelo, adsorción, condiciones climáticas no favorables, tamaño de malezas, germinación posterior a la aplicación y alta infestación (Esqueda, *et al.*, 2011).

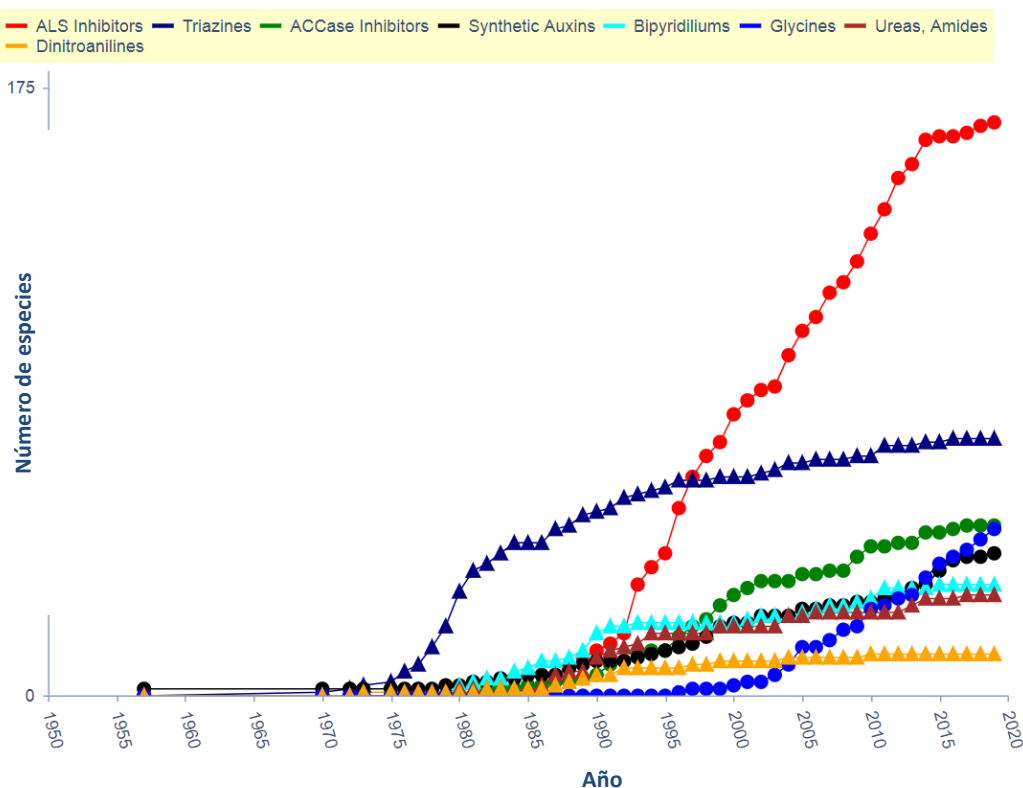
La resistencia a los herbicidas no es un problema que se presente en forma súbita en un terreno en particular, ni es la falta de control de malezas en un solo año. Puede ocurrir

primero en una pequeña área o áreas, especialmente en donde se han utilizado herbicidas con el mismo modo de acción por varios años consecutivos. La resistencia a herbicidas se presenta cuando la aplicación repetida de un herbicida selecciona a plantas individuales con tolerancia natural a dicho herbicida. Esta resistencia se hereda de padres a hijos. Además del uso de herbicidas con el mismo modo de acción, otros factores que favorecen el desarrollo de la resistencia incluyen: uso de herbicidas con alta residualidad en el suelo, alta densidad de población de malezas y frecuencia inicial de plantas resistentes dentro de la especie, algo que generalmente no se conoce. Se piensa que las malezas cambian o mutan para llegar a ser resistentes, sin embargo, desde el punto de vista biológico, se considera que en las poblaciones de malezas en que se desarrolla resistencia, siempre hubo unos pocos biotipos resistentes presentes y que, al utilizar un herbicida, los biotipos susceptibles fueron controlados, y luego las poblaciones resistentes pequeñas se incrementaron e infestaron el área (Esqueda, *et al.*, 2011).

Está demostrado que las malezas tienen la capacidad de evolucionar resistencia a herbicidas, sin importar su modo de acción, cuando se someten a suficiente presión de selección bajo condiciones apropiadas. Sin embargo, también es claro considerando la prevalencia de algunos modos de acción sobre otros, que en la evolución de resistencia hay algunos que tienen un menor riesgo (Valverde y Heap, 2009).

A nivel mundial, existen 48 especies de maleza resistentes a glifosato y la mayor cantidad ha sido reportada en Estados Unidos. En México *Leptochloa virgata* y *Bidens pilosa* fueron reportadas como resistentes en huertos de limón en Veracruz en 2010 y 2014 respectivamente. Por otra parte, sólo existen tres especies reportadas como resistentes a glufosinato de amonio en Estados Unidos, Gracia, Malasia y Nueva Zelanda.

En la figura 12 se puede observar que existen 165 especies de maleza resistentes a herbicidas inhibidores de ALS, 74 especies resistentes a inhibidores del fotosistema II, 49 especies resistentes a inhibidores de ACCasa, 41 especies resistentes a auxinas sintéticas, 32 especies resistentes a bipiridilos y 29 especies resistentes a ureas y amidas, los cuales no son utilizados en cultivos GM (Heap, 2019).



**Figura 12.** Incremento cronológico en el número de malezas resistentes a herbicidas pertenecientes a distintos grupos (Heap, 2019).

Como se mencionó anteriormente, el desarrollo de resistencia es un fenómeno natural que no está restringido a los cultivos genéticamente modificados tolerantes a herbicidas, con el objetivo de retrasar el desarrollo de esta, durante el ciclo 2021 y porteriores se implementará el “Programa de manejo de resistencia de maleza a herbicidas (MRM) en algodón genéticamente modificado GlyTol® TwinLink® (GLT) de BASF”, a fin de preservar la efectividad de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio.

### **Cambio en las prácticas de manejo del cultivo de algodón**

El algodón GLT es equivalente a su contraparte convencional y sólo se diferencia de este por la resistencia a insectos lepidópteros blanco y la tolerancia a los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio. Durante las evaluaciones realizadas en el Norte de Tamaulipas, el manejo agronómico del cultivo se realizó con base en la información generada por el Campo Experimental Río Bravo del INIFAP, por lo tanto, durante la liberación comercial las practicas a realizarse serán conforme a lo establecido en los documentos o guías producto de dicha investigación y a las recomendaciones realizadas por BASF para el manejo de insectos blanco y maleza.



## Flujo génico hacia parientes silvestres

El algodón es una planta que se reproduce predominantemente mediante autopolinización, sin embargo, se puede presentar algún porcentaje de polinización cruzada cuando existen poblaciones importantes de insectos polinizadores (Llewellyn *et al.*, 2007). La tasa de entrecruzamiento depende de la zona, la estación y del porcentaje de visitación de los insectos polinizadores. No obstante, el nivel de entrecruzamiento puede ser sobrestimado si se consideran sólo los índices de visitantes en las flores de algodón, dado que los potenciales polinizadores buscan preferencialmente los nectarios más que el polen (Moffett *et al.* 1975).

Múltiples estudios de campo realizados en diferentes regiones estiman una tasa de entrecruzamiento del 10% o menos (Meredith & Bridge, 1973; Llewellyn & Fitt 1996; Sen *et al.*, 2004; Van Deynze, *et al.* 2005; Zhang *et al.*, 2005). Se han reportado pocos estudios con altos niveles de entrecruzamiento (Simpson & Duncan, 1956); en estos casos, el porcentaje de entrecruzamiento fue menor (2%) en estudios posteriores realizados en la misma localidad (Meredith & Bridge, 1973).

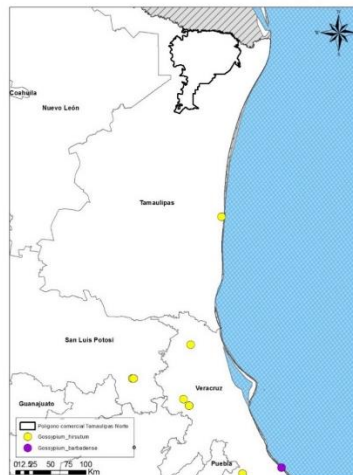
De manera generalizada, estudios de flujo de polen reportan que la tasa de entrecruzamiento disminuye significativamente cuando se incrementa la distancia. Estos datos pueden representar el rango efectivo de dispersión de polen realizado por los insectos. Experimentos realizados en California muestran una tasa de entrecruzamiento del 7.65% a una distancia de 0.3 m en presencia de polinizadores. Sin embargo, la tasa de entrecruzamiento disminuye de forma significativa (0.67%) al incrementar la distancia a 9 m, aún con la presencia de polinizadores. Para este mismo estudio, en ausencia de insectos que lleven a cabo el flujo de polen, la tasa de entrecruzamiento fue del 4.86% a una corta distancia (0.3 m), disminuyendo significativamente (0.03%) al incrementar la distancia a 1 m (Van Deynze, *et al.* 2005).

Estudios similares realizados durante dos temporadas en Australia, con cultivos de algodón GM rodeado de algodón no GM, muestran valores menores de flujo de polen del cultivo GM al no GM, pero los resultados son consistentes en cuanto al efecto de la distancia sobre la tasa de entrecruzamiento. Durante la primera temporada del estudio, la tasa de entrecruzamiento en presencia de polinizadores fue del 0.15% a 1 m de distancia, mientras que a 4 m la tasa de entrecruzamiento disminuye a menos del 0.08%. Para la segunda temporada, a una distancia de 1 m, la tasa de entrecruzamiento fue del 0.4%, disminuyendo su valor al 0.03% a una distancia de 16 m (Llewellyn & Fitt 1996).

De acuerdo con los estudios arriba mencionados, la tasa de entrecruzamiento depende en gran medida de las condiciones climáticas del sitio de estudio. Esto principalmente por la relación entre las condiciones ambientales y la abundancia de especies de insectos que lleven a cabo el flujo de polen (Llewellyn *et al.*, 2007).

El entrecruzamiento entre variedades comerciales de *Gossypium hirsutum* es bajo y ocurre exclusivamente a través de insectos. De tal manera que la frecuencia de polinización cruzada entre variedades de algodón depende de las poblaciones de insectos y su actividad migratoria al momento de la polinización. Por lo anterior, la probabilidad de que ocurra entrecruzamiento entre especies comerciales y silvestres de algodónero es muy baja.

Las especies silvestres reportadas para México son diploides ( $2n=2x=26$ ) y, por lo tanto, son sexualmente incompatibles con el algodón cultivado *G. hirsutum* el cual es una especie alotetraploide ( $2n=4x=52$ ). En el caso de que se pudieran encontrar especies silvestres cercanas a las regiones agrícolas y en el improbable caso de que pudieran quedar en contacto con polen de *G. hirsutum* (tetraploide), el producto de la fecundación sería triploide y durante la metafase de la meiosis no se podría realizar el apareamiento de homólogos, imposibilitando así la formación de un cigoto fértil por la disparidad de los sistemas genéticos (Stewart, 1995; Wendel *et al.*, 2010; Kantartzi, 2010). Por otra parte, la distribución de la especie alotetraploide *G. barbadense* se encuentra limitada principalmente al sureste de México lejos de la zona productora de algodón en el Norte de Tamaulipas (figura 13).



**Figura 13.** Distribución puntual de *Gossypium hirsutum* y de sus parientes silvestres con los que puede hibridizar y tener descendencia viable.

Adicional a esta información donde el aislamiento espacial se muestra, la investigación realizada por Coppens d'Eeckenbrugge G, Lacape J-M (2014)<sup>14</sup> donde colectaron, de acuerdo con el modelo de nicho ecológico con y con un análisis de la diversidad de marcadores SSR (repeticiones de secuencia simple), para poder diferenciar las relaciones entre las poblaciones cultivadas, ferales y silvestres de algodones perennes. De las colectas realizadas en Mesoamérica y el Caribe, se clasificaron en cuatro categorías: poblaciones cultivadas, silvestres (hábitats perturbados y secundarios), silvestres/salvajes (hábitats

<sup>14</sup> Coppens d'Eeckenbrugge G, Lacape J-M (2014) Distribution and Differentiation of Wild, Feral, and Cultivated Populations of Perennial Upland Cotton (*Gossypium hirsutum* L.) in Mesoamerica and the Caribbean. PLoS ONE 9(9): e107458. doi:10.1371/journal.pone.0107458

protegidos) y algodón verdaderamente salvaje (AVS). Las tres primeras categorías ampliamente distribuidas no se pueden diferenciar por motivos ecológicos, lo que indica que pertenecen principalmente al grupo domesticado; incluso donde las formas domesticadas y AVS crecen muy cerca, se hibridan solo esporádicamente. Como resultado, el nivel de divergencia genética entre ellos abruma la diferenciación entre razas domesticadas y/o regiones geográficas

Como se mencionó anteriormente, para que se presente el flujo de genes de materiales cultivados a parientes silvestres vía cruzamiento, se debe cumplir con ciertas condiciones: 1) el cultivo y su pariente silvestre deben presentarse en proximidad espacial; 2) sus períodos de fecundidad deben coincidir; 3) se debe encontrar un vector idóneo para transportar el polen entre los dos materiales; 4) los materiales parentales deben ser sexualmente compatibles; 5) el híbrido resultante del cruzamiento debe dar origen a una semilla viable; 6) los híbridos deben ser fértiles y ecológicamente adaptados al ambiente.

La liberación comercial del algodón GLT se realizará exclusivamente dentro del polígono de liberación solicitado, el cual se encuentran alejado de los sitios de colecta de *Gossypium hirsutum* (155 km) y *G. barbadense* (518 km).

Durante el ciclo 2021 y en liberaciones posteriores, se establecerá un programa de monitoreo y eliminación de plantas voluntarias con el objetivo de evitar la presencia de plantas de algodón en el medio que puedan servir como hospederas de plagas y enfermedades y como fuente potencial de polen.

Con base en la información anterior, se puede concluir que el riesgo de flujo génico hacia parientes silvestres es muy bajo y será manejable mediante la implementación de las medidas de bioseguridad propuestas en la presente solicitud.

#### **vii. Efectos de las prácticas de uso y aprovechamiento**

Según el “Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops in 2018”, los primeros 22 años de comercialización de cultivos biotecnológicos (1996 a 2017) han confirmado que los cultivos biotecnológicos han brindado importantes beneficios agronómicos, ambientales, económicos, de salud y sociales a los agricultores, y cada vez más a los consumidores (ISAAA, 2018<sup>15</sup>). La rápida adopción de los cultivos biotecnológicos refleja los múltiples beneficios sustanciales obtenidos por los pequeños y grandes agricultores en los países industriales y en desarrollo que han cultivado cultivos biotecnológicos, los productores de algodón biotecnológico de Chihuahua han ahorrado un 30 por ciento en sus costos de producción, debido a la reducción de las aplicaciones de plaguicidas de 18 a una por temporada en el cultivo de algodón. Al mismo tiempo, el uso de semillas genéticamente

---

<sup>15</sup> ISAAA. 2018. Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops in 2018: Biotech Crops Continue to Help Meet the Challenges of Increased Population and Climate Change. ISAAA Brief No. 54. ISAAA: Ithaca, NY

modificadas aumentó los rendimientos de 3,7 a 7,7 pacas de algodón por hectárea. En México, las estimaciones totales de producción y cosecha de algodón en 2018/19 fueron de 0,98 millones de pacas en una superficie cosechada de 238,722 hectáreas (SIAP, 2020), lo que corresponde a un aumento de prácticamente el 100% de la superficie sembrada con respecto al año anterior. Se estima que México ha mejorado los ingresos agrícolas del algodón y soya biotecnológico en \$553 millones de dólares en el período de 1996 a 2016 y los beneficios solo para 2016 se estiman en US \$ 62 millones<sup>16</sup>. Unos 8,000 agricultores y sus familias se están beneficiando de las ganancias económicas derivadas de estos cultivos biotecnológicos.

El algodón biotecnológico ha sido ampliamente adoptado en el mundo desde su introducción comercial en Estados Unidos en 1996. Clive (2019), reporta que en 2018 el algodón biotecnológico alcanzó una superficie total de 24.9 millones de hectáreas sembrada en países como India, Estados Unidos, China, Pakistan y Brasil. México ha sembrado cultivos biotecnológicos desde 1996, y es uno de los seis países pioneros en la adopción y siembra de biotecnología

**Cuadro 7.** Superficie de cultivos biotecnológicos en México, 2018.

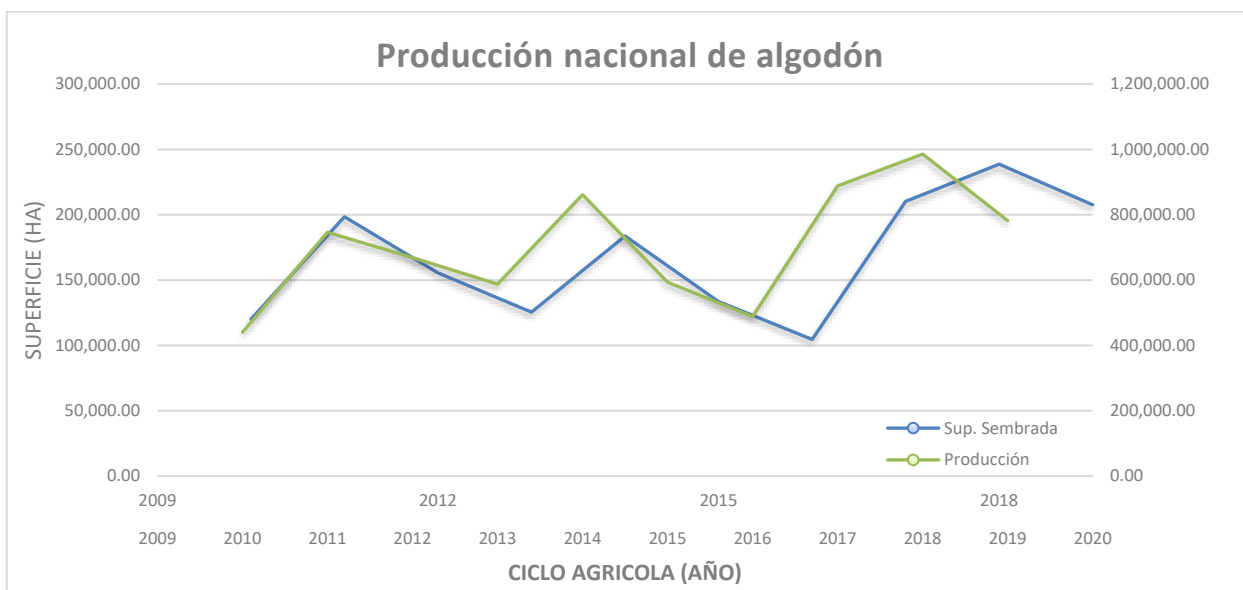
Cultivo	Area (millones de ha)			
	2015	2016	2017	2018
<b>Soya</b>				
<b>Total de cultivo sembrado</b>	0.188	0.211		
<b>HT</b>	0.018	0.004		
<b>Total de Cultivo biotecnológico sembrado</b>	0.18	0.004		
<b>Algodón</b>				
<b>Total de cultivo sembrado</b>	0.128	0.099	0.110	0.218
<b>HT</b>	0.005	0.004	0.004	0.920
<b>IR/HT</b>	0.118	0.093	0.106	0.127
<b>Total de Cultivo biotecnológico sembrado</b>	0.123	0.097	0.110	0.218
<b>Total México</b>				
<b>Total de cultivo sembrado</b>	0.316	0.310		
<b>HT</b>	0.023	0.008		
<b>IR/HT</b>	0.118	0.093		
<b>Total de Cultivo biotecnológico sembrado</b>	0.141	0.101		

HT: Tolerante a herbicida  
IR: Resistente a insectos  
Fuente: ISAAA, 2019

El algodón es el cultivo biotecnológico más importante que se cultiva en México de las 218,000 hectáreas de algodón biotecnológico, 127.000 hectáreas corresponden a

<sup>16</sup> Brookes, G. and P. Barfoot. 2018. Environmental Impacts of Genetically Modified (GM) Crop Use 1996-2016: Impacts on Pesticide Use and Carbon Emissions. *GM Crops & Food*. 9:109-139. <https://doi.org/10.1080/21645698.2018.1476792>.

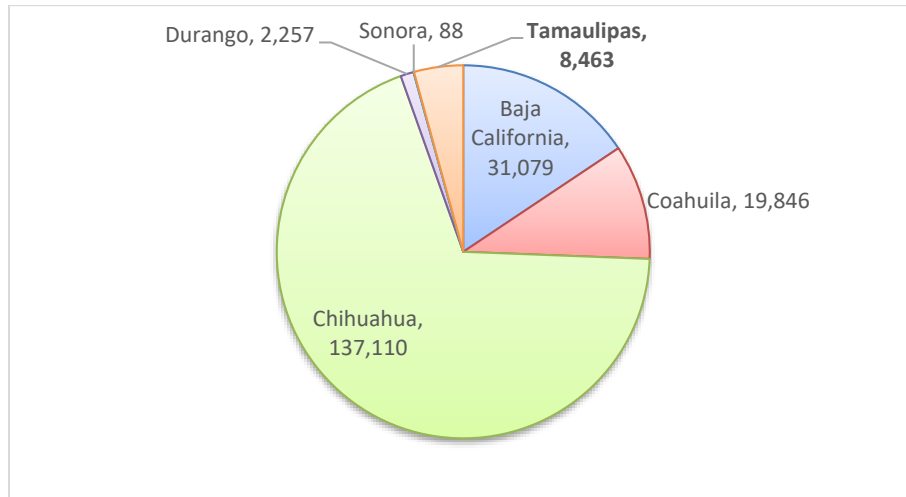
tecnología tolerante a herbicidas en apilado con resistencia al ataque de insectos lepidópteros y 92.000 hectáreas son solamente de tolerancia al uso de herbicidas (ISAAA, 2019). El aumento en el cultivo de algodón biotecnológico se debió a la preferencia de plantar algodón sobre otros cultivos (sorgo y maíz utilizados para ensilaje) y es atribuible a precios atractivos y al buen manejo integrado de plagas con semillas biotecnológicas. Adicional se presentó una reducción en la superficie para el año 2019, esto debido a la falta de semilla para abastecer el mercado creciente en México (figura 14).



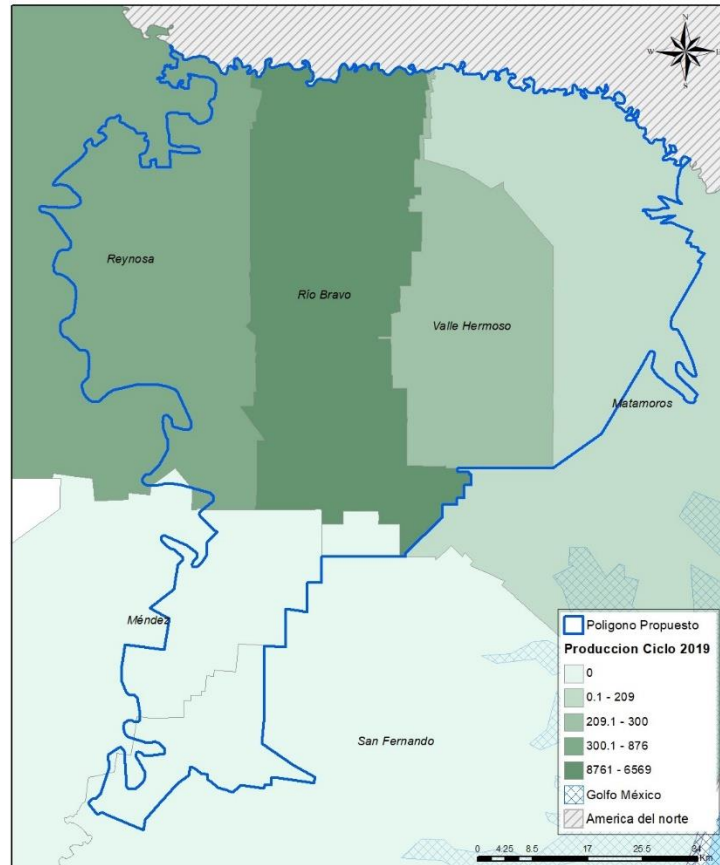
**Figura 14.** Producción nacional de algodón durante el periodo 2010 - 2019 (SIAP, 2020<sup>17</sup>).

Actualmente se han mejorado los niveles de rentabilidad y competitividad del sector algodonnero en la fase de la producción primaria y por ende a lo largo de toda la cadena productiva, mediante el uso de algodón genéticamente modificado, siembra en alta densidad por surcos estrechos y equipo para riego (figuras 15 y 16). A pesar de lo anterior, la producción nacional no satisface la demanda de algodón de las industrias textiles por lo que se depende altamente de las importaciones para cubrirla.

<sup>17</sup> [http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola\\_siap\\_gobmx/AvanceNacionalSinPrograma.do](http://infosiap.siap.gob.mx:8080/agricola_siap_gobmx/AvanceNacionalSinPrograma.do)



**Figura 15.** Producción nacional de algodón hueso en 2019 (SIAP, 2020).



**Figura 16.** Producción de algodón hueso en Tamaulipas norte, en 2019 (SIAP, 2020).

De acuerdo con cifras del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2020), durante el ciclo 2018 se sembró un total de 238,722.00 ha de algodón, año histórico en la siembra de algodón, destacando los Estados de Chihuahua, Baja California y Tamaulipas.



Durante este periodo de 20 años y en la superficie sembrada a nivel global, no se tiene evidencia de efectos o variaciones en las prácticas de uso y aprovechamiento del cultivo con relación al algodón convencional. En México el 3 de febrero de 2016, el Servicio Nacional de Salud y Seguridad Alimentaria (SENASICA) de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (actualmente SADER) otorgó el reconocimiento oficial al estado de Baja California y Sonora por alcanzar el estatus de "Zona libre de gusano rosado" en algodón; esto mediante acciones de control de estas plagas que incluyen el manejo integrado de plagas y las semillas biotecnológicas. Como resultado, el 85 por ciento de la zona productora de algodón de México está libre de gusanos rosados.

El principal producto del cultivo del algodón una vez despepitado es la fibra, la cual es destinada a la industria textil para la elaboración de hilo y prendas de vestir. La semilla despepitada queda recubierta por una pubescencia llamada linter, la cual puede ser comercializada para consumo animal como complemento alimenticio por su alto contenido energético, o bien, cuando es separado el linter de la semilla, es utilizado en la elaboración de colchones, almohada, etc. De la semilla de algodón se extrae aceite comestible utilizado principalmente para el procesamiento de alimentos a nivel industrial como papas fritas, o mediante su hidrogenación para la producción de margarinas.

Con relación al manejo agronómico, la adopción de algodón biotecnológico ha contribuido a la adopción de mejores prácticas agrícolas que han redundado en importantes beneficios económicos y ambientales (Brookes y Barfoot, 2018) tales como los siguientes:

- Reducción significativa en el uso de insecticidas y menor impacto en las poblaciones de insectos benéficos y otros organismos no blanco.
- Disminución de la presión de selección de insectos resistentes a los insecticidas químicos.
- Mayor flexibilidad en el control de maleza comparado con el uso de herbicidas en el algodón convencional y eliminación de labores de control manual y aplicaciones tempranas dirigidas de herbicidas que requieren equipo especial para su aplicación.
- Compatibilidad con prácticas de manejo integrado de plagas (MIP) y maleza.
- Menor emisión de gases de efecto invernadero ya que se usan menos combustibles necesarios para la fabricación, transporte y aplicación de insecticidas).

En México y en el mundo el cultivo del algodón genera muchos beneficios para todos los integrantes de la cadena productiva, actualmente se cultiva en más de 80 países y de acuerdo con el Comité Consultivo Internacional del algodón (ICAC) los principales países productores en el periodo 2007 - 2011 fueron: China, India, Estados Unidos, Brasil, Pakistán y Uzbekistán.

Durante las evaluaciones realizadas en 2015, 2017, 2018 y 2019, se realizaron análisis comparativos de los sistemas productivos del algodón GLT y el algodón convencional, para lo cual, se recabaron los costos de producción del cultivo, que incluyeron: costo de semilla, fertilizantes, manejo de plagas, manejo de maleza, labores agrícolas y mano de obra. Con esta información se estimó la relación costo-beneficio derivada del uso de la tecnología en los diferentes años y sitios de evaluación.

En 2015 el beneficio económico fue mayor en algodón convencional debido a un menor costo de producción y a la obtención de un rendimiento mayor con respecto a la variedad FM 2334GLT, sin embargo, en todos los tratamientos se obtuvo una relación beneficio-costo mayor a 1, lo que significa que en todos los casos hubo ganancias económicas netas por hectárea, las cuales fueron FM 989 convencional (\$13,588.03), FM 2334GLT con glufosinato (\$10,938.09) y FM 2334GLT con glifosato (\$10,275.24).

A diferencia del año 2015, durante el año 2017 el beneficio económico neto fue a favor de los tratamientos con la variedad FM 2007GLT debido a un menor costo de producción y a un mayor rendimiento. El costo de producción en la variedad convencional fue mayor debido al manejo de maleza, el cual se realizó mediante manejo manual combinado con una aplicación de un herbicida específico para el control de gramíneas. Al igual que en 2015, en todos los tratamientos se obtuvo una relación beneficio-costo mayor a 1, lo que significa que en todos los casos hubo ganancias económicas por hectárea, las cuales fueron FM 2007GLT con glifosato (\$5,802.63), FM 2007GLT con glufosinato (\$3219.14) y FM 989 convencional (\$1,014.25).

En el 2018, se realizó la evaluación del costo-beneficio de la tecnología GLT en dos sitios en el norte de Tamaulipas. En ambos casos los costos de producción fueron ligeramente mayores en los tratamientos con algodón GLT, debido principalmente al costo de semilla. Respecto al rendimiento, en el Lote 105 este fue mayor en el algodón GLT tratado con glifosato, seguido del GLT tratado con glufosinato y el convencional. Por su parte en el Lote 120 el rendimiento fue mayor en el algodón GLT tratado con glifosato, seguido del convencional y del GLT tratado con glufosinato. En todos los casos anteriores la relación C/B fue mayor de 1, por lo que, se obtuvieron beneficios económicos similares.

Adicional a la información presentada, durante el año 2018 se realizó una evaluación del beneficio económico y ambiental del algodón GLT (FM 2007GLT) con respecto a dos comparadores regionales, que fueron FM 1740B2F (tecnología Bollgard® II/Solución Faena® Flex) y FM 2322GL (tecnología GlyToI® LibertyLink®).

La relación Costo-Beneficio (C/B) en los diferentes predios comerciales de algodón con la variedad FM 2007GLT variaron de \$21,240.00 a \$25,984.78 y las principales diferencias se observaron en la fertilización y en el control de plagas y maleza. La relación C/B varió según el rendimiento de fibra obtenido con un rango de 1.09 con un rendimiento de 742.93 kg/ha de fibra a 2.89 con 2,131.5 kg/ha de fibra, equivalente a 9.4 pacas por hectárea.

En los predios 8 y 9 sembrados con las variedades FM 2322GL y FM 1740B2F los costos de producción variaron de \$20,486.00 a \$23,793.00 respectivamente. De igual manera, en la variedad FM 2322GL se obtuvo una relación C/B de 1.62 con un rendimiento de 941.6 kg/ha de fibra, mientras que en la variedad que más usada actualmente en la región FM 1740B2F, la relación fue 2.24 con un rendimiento de 1,507.8 kg/ha de fibra.

Los resultados obtenidos en los 9 predios comerciales mostraron que los costos de producción dependen directamente del manejo del agricultor, pero en general son muy similares dadas las características de la región del norte de Tamaulipas de baja presencia de lepidópteros blanco. De igual manera, en todos los casos se obtuvieron relaciones C/B mayores a 1, lo que significa que los ingresos netos fueron superiores a los costos de producción.

De manera general, el ingreso neto promedio de las 7 parcelas establecidas con algodón GLT fue ligeramente superior (\$819.00) al ingreso promedio obtenido en los comparadores utilizados en la región. En ambos casos se obtuvo un beneficio mayor a \$21,000.00/ha y la relación C/B fue de 1.93. Lo anterior muestra que la variedad FM 2007GLT tiene el potencial para proporcionar un buen rendimiento en el norte de Tamaulipas, si es manejada adecuadamente y es una excelente alternativa para el remplazo de las variedades sembradas actualmente.

Otro aspecto muy importante en la producción de algodón es la calidad de la fibra. Las principales características de la calidad del algodón obtenido en los diferentes predios evaluados. Se puede observar que la calidad de fibra en la variedad FM 2007GLT fue mejor en los predios con mayor producción (3 y 5), ya que tuvieron una mayor longitud y uniformidad con respecto al resto de los predios, además de una finura y resistencia similar. Por otro lado, la variedad FM 2322 GL presentó una calidad de fibra ligeramente inferior (predio 1) y la FM 1740B2F fue muy similar a la obtenida en FM 2007GLT.

Como se mencionó anteriormente, en los predios con algodón GLT se obtuvo una mejor calidad de fibra de acuerdo con los estándares de la industria textil, sin embargo, los parámetros de calidad de fibra fueron muy similares en todos los predios.

Durante el año 2019 se colectó información de los costos de producción e insumos utilizados en el manejo del algodón GLT y en otras variedades de algodón que actualmente se cultivan en Tamaulipas norte y que funcionaron como comparadores regionales. La colecta de datos se realizó como parte de las evaluaciones realizadas por la Universidad Autónoma de Sinaloa (5 sitios), y a través de los departamentos de Marketing y Asuntos Regulatorios del área de semillas de BASF.

Los sitios en los que se llevó a cabo la liberación de algodón GLT son propiedad de agricultores cooperantes con tradición y experiencia en la siembra y manejo del cultivo de

algodón. Cada sitio de liberación incluyó una o más subparcelas con variedades de algodón GLT y sus comparadores regionales que fueron variedades del algodón que actualmente se siembran en las zonas agrícolas mencionadas.

Los costos de producción del cultivo estuvieron conformados principalmente por el costo de las labores agronómicas, mano de obra, y el precio de los insumos fitosanitarios y de manejo. Estos variaron de \$22,393.52 a \$28,387.77 en el algodón GLT y de \$20,267.91 a \$28,284.93 en los comparadores. La similitud de los costos se debió a la similitud de los sistemas de manejo, diferenciándose en la decisión de cada uno de los agricultores respecto a la aplicación de prácticas de manejo para el control de plagas, el suministro de nutrientes a las plantas o el pago de servicios. Cabe mencionar que la mayoría de los costos de producción fueron cercanos o menores a los reportados por FIRA<sup>18</sup> en el sistema de Agrocostos durante el año 2019, lo que favoreció al ingreso neto.

De acuerdo con la relación C/B, la inversión en un proyecto o actividad productiva es aceptable si el valor de esta es igual o mayor que 1. La relación costo beneficio fue similar en el algodón GLT y en los comparadores y en los predios donde se colectó información se obtuvieron valores superiores o iguales a 1, lo que indica que se recuperaron los costos de producción y se obtuvo alguna ganancia del cultivo de algodón.

Los beneficios económicos del algodón con la tecnología GLT estuvieron representados por el ingreso neto, el cual dependió directamente del rendimiento de algodón pluma (fibra), el precio de la fibra y de los descuentos aplicados conforme a los parámetros de calidad de fibra obtenidos en el HVI. El ingreso neto promedio del algodón GLT de todos los sitios de liberación fue superior en \$398.00 por hectárea al obtenido por los comparadores.

Con base en la información generada en las liberaciones en Etapa Experimental y Programa Piloto previas, fue posible corroborar que el uso de algodón GLT bajo las condiciones agrícolas del norte de Tamaulipas conlleva beneficios económicos para los agricultores, aun en los casos en donde el costo de producción es superior al comparador. Por lo tanto, el algodón GLT representa una alternativa productiva viable para las regiones de interés y contribuye a mejorar la economía de las zonas donde se cultiva, favoreciendo la generación de empleos a lo largo de toda la cadena productiva.

Respecto al manejo del cultivo, se puede observar que debido a la baja presencia de las plagas blanco no existieron diferencias en el uso de insecticidas en las evaluaciones realizadas, por lo que, el control estuvo enfocado en las plagas no blanco, las cuales se comportaron de igual manera en ambos tipos de algodón. Así mismo, el manejo de maleza en el algodón GLT fue realizado mediante la aplicación de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio, mientras que en el algodón convencional se utilizó manejo manual

---

<sup>18</sup> FIRA. 2020. Sistema de costos agrícolas Resumen de costos, Cultivo algodón, modalidad tradicional en la zona de Tamaulipas norte. <https://www.fira.gob.mx/InfEspDtoXML/BusquedaArch>

y el herbicida Clethodim para el control de gramíneas. Lo anterior originó que el impacto ambiental calculado con base en el índice de impacto ambiental (EIQ) fuera similar en ambos tipos de algodón.

Con el objetivo de analizar el impacto ambiental de la tecnología GLT con respecto a las opciones tecnológicas disponibles en la región, durante el año 2018 se registraron los agroquímicos utilizados de 9 predios de algodón.

Se puede observar que los valores de los índices de impacto ambiental dependieron directamente del manejo realizado por cada uno de los agricultores y de los agroquímicos utilizados. En general, en el manejo de plagas se utilizaron insecticidas para el control de pulga saltona, además de pulgón y mosca blanca. Para el control de malezas solo se utilizó glifosato (Faena Clásico) en dosis de 1.5 a 2.5 l/ha de dos a tres aplicaciones durante el ciclo.

Los predios 3 y 5 en donde se obtuvo el mayor rendimiento de fibra de algodón y la mayor relación C/B, no fueron los que presentaron un mayor impacto, lo que está relacionado con una mejor selección de los plaguicidas utilizados y su frecuencia de uso. También se puede observar que en la variedad FM 2007GLT se tuvo un rango de EIQ muy amplio, desde 26.1 a 48.6, lo que confirma las interpretaciones realizadas sobre el costo ambiental de la tecnología GlyTol® TwinLink®, el cual es dependiente del manejo particular de cada agricultor.

En promedio, el índice de impacto ambiental fue menor en la variedad tolerante a herbicidas FM 2322GL (26.3), seguido de FM 2007GLT (38.6) y finalmente FM 1740B2F (47.2), que es el material más sembrado en la región del Norte de Tamaulipas. Lo anterior significa que, manejado adecuadamente, el algodón GLT puede ser utilizado, obteniendo buenos rendimientos y con un impacto ambiental menor al generado por el uso de los comparadores regionales FM 2322GL y FM 1740B2F.

Las evaluaciones en programa piloto realizadas el 2019 en cinco sitios de liberación incluyeron la lista de insumos utilizados en el algodón GLT y en su comparador regional. Cabe mencionar que en las parcelas piloto los EIQ fueron altos debido a las aplicaciones de malathion para el control de picudo como parte de la Campaña Binacional para el Control y Erradicación de esta plaga que variaron de 11 a 15 dependiendo del sitio; donde dichas aplicaciones aportaron 213 a 291 puntos al EIQ de cada uno de los sistemas evaluados. Considerando esto podemos concluir que de las evaluaciones realizadas, en cuanto al análisis del impacto ambiental, durante la liberación en programa piloto, al comparar las prácticas e insumos relevantes al medio ambiente, no existió diferencia en el manejo del algodón GLT y su comparador, ya que se realizaron las mismas prácticas y se aplicaron los mismos productos en cada uno de los sitios de liberación.

Adicionalmente, y con el objetivo de reunir más información de los insumos utilizados y de las prácticas realizadas en el cultivo de algodón, el personal de BASF realizó la colecta de datos en 7 predios mas distribuidos en las zonas agrícolas del norte de Tamaulipas, dentro de la region ecológica “Planicie Costera Tamaulipeca con vegetación xerófila o sin vegetación aparente”. En dichos sitios de liberación se comparó el manejo usual del comparador (la alternativa tecnológica más cercana) con el algodón GLT. Los sitios estuvieron bajo manejo de agricultores cooperantes y con la asistencia y seguimiento de personal BASF.

Para el análisis de los insumos relevantes para el medio ambiente se registraron los plaguicidas (herbicidas e insecticidas) aplicados como parte del manejo agronómico. Tanto el comparador como en el algodón GLT recibieron el mismo manejo, ya que los insumos utilizados fueron los mismos. En ninguno de los casos fue necesaria la aplicación de un insumo diferente a los que actualmente se aplican en el cultivo comercial de algodón.

Del análisis de la cantidad de herbicidas aplicados, resalta que para el ciclo agrícola PV-2019 los agricultores cooperantes prefirieron utilizar glifosato para el control de malezas. La decisión de aplicar únicamente glifosato se basó en en su bajo costo y que en la mayoría de los sitios de liberación la humedad relativa es baja, lo que afecta el desempeño del glufosinato de amonio. En cuanto a la aplicación de insecticidas, durante la liberación en programa piloto en 2019 se aplicaron diferentes productos dirigidos a distintas plagas que afectaron al algodón (pulga saltona, mosquita blanca y pulgones) destacando, de igual manera que se realizaron 11 a 15 aplicaciones de malathion (1.0 L/ha) durante el ciclo del cultivo como parte de la “Campaña Binacional para el Control y Erradicación del picudo del algodono”. En ninguno de los casos fue necesaria la aplicación de productos dirigidos al control de lepidópteros blanco de la tecnología GLT y la aplicación de dichos productos fue similar con respecto a los comparadores regionales

El análisis comparativo en términos de insumos relevantes al medio ambiente del algodón GLT, mostró que, bajo las condiciones actuales de los sitios de liberación, el uso de algodón GLT en la zona agrícola del norte de Tamaulipas norte no implica una presión ambiental mayor a la que actualmente ejerce el cultivo de algodón de manera comercial.

Aunado a lo anterior, la mayoría de los herbicidas recomendados para para el manejo de maleza en algodón convencional poseen índices de Impacto Ambiental (EIQ) mayores a los herbicidas glufosinato de amonio y glifosato a utilizarse en el algodón GLT.

Tanto el herbicida glifosato como el herbicida glufosinato de amonio son dos opciones adecuadas para el manejo de malezas, debido a sus características ecotoxicológicas, su efectividad para el control de malezas y su espectro de acción complementario.

**Glifosato:** persistencia ligera (14 a 22 días), bajo potencial de lixiviación, fácil y completamente biodegradable, no se bioconcentra en organismos acuáticos, toxicidad



ligera a moderada en peces y prácticamente nula en crustáceos, insectos y zooplancton (INECC, 2018).

**Glufosinato de amonio:** persistencia ligera (3 a 20 días), degradación microbiana en el suelo, bajo potencial de bioconcentración en organismos acuáticos, ligeramente tóxico para zooplancton, toxicidad de ligera a prácticamente nula en peces y no tóxico para aves y abejas (INECC, 2018).

Actualmente más del 90% de algodón cultivado en Tamaulipas es algodón genéticamente modificado resistente a insectos y tolerante a glifosato o solamente tolerante a glifosato, motivo por el cual, el manejo regional de maleza se ha modificado, complementando el control mecánico con el uso de un herbicida postemergente y de amplio espectro. Así mismo, el uso de herbicidas preemergentes ha disminuido considerablemente y en algunos casos como el Cotoran 500 FW (fluometurón) ya no se comercializan en México.

Lo anterior es de suma importancia ya que, bajo estas condiciones, el algodón GLT representa una opción viable en cuanto al impacto ambiental derivado del manejo de la maleza en el norte de Tamaulipas, y en los casos en donde se utilicen tanto glifosato como glufosinato de amonio, se contará con una herramienta para retrasar el desarrollo de resistencia de maleza.

En años recientes han ocurrido cambios significativos en el sistema productivo de algodón, debido a tres importantes factores: el desarrollo de variedades de algodón transgénico, los programas de erradicación del picudo, y nuevos insecticidas más selectivos y específicos para una plaga determinada (Loera *et al.*, 2015<sup>19</sup>).

Históricamente las plagas blanco más importantes en el cultivo de algodón en Tamaulipas eran picudo del algodón *Anthonomus grandis* Boheman y gusano bellotero *Helicoverpa zea* Boddie (Martínez, 2004<sup>20</sup>), y su manejo requería de una combinación de estrategias, entre las cuales el control químico ocupaba un lugar determinante.

Actualmente las poblaciones de las plagas blanco son muy bajas en todas las zonas algodoneras, debido a los programas establecidos para la supresión/erradicación del gusano rosado y a la gran adopción y efectividad del algodón genéticamente modificado con resistencia a lepidópteros que expresa las proteínas Cry1Ac y Cry2Ab de *Bacillus thuringiensis*. En los informes técnicos sobre la colecta y envío de cinco especies de lepidópteros para monitoreo de resistencia a proteínas insecticidas expresadas en algodón biotecnológico en México en 2015, 2016, 2017, 2018 y 2019, se puede observar que se han realizado muestreos en diversos sitios de las regiones algodoneras tanto en algodón Bt

---

<sup>19</sup> Loera, G.J., Reyes, R.M.A. y Rosales, R.E. 2015. Guía para cultivar algodón en el Norte de Tamaulipas. INIFAP. Centro de Investigación Regional del Noreste. Campo Experimental Río Bravo. Río Bravo, Tamaulipas

<sup>20</sup> Martínez, C.J.L. 2004. Evolución del algodón transgénico en México. VII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas UABC.

como en los refugios y el resultado ha sido la escasa presencia o ausencia de los lepidópteros blanco.

Con base en esta información, es evidente que se ha reducido el impacto ambiental de manera directa debido al uso del algodón genéticamente modificado y a la reducción en el uso de insecticidas. En México como en otras partes del mundo, el cultivo de algodón se caracterizaba por la aplicación de grandes cantidades de insecticidas químicos. Por ejemplo, en la década de 1970 el cultivo de algodón requería casi 20 aplicaciones desde la emergencia hasta la cosecha (Martínez-Carrillo, 2015).

En México, antes de la década de los 60's, al algodnero se le conocía como el oro blanco debido a que ocupaba una gran cantidad de mano de obra y representaba una fuente de ingresos importante para los agricultores. Desafortunadamente, el combate de las plagas de este cultivo se sustentó en aplicaciones calendarizadas de insecticidas, aumentos frecuentes en las dosis y en el número de aplicaciones por temporada (cuadro 8). Por ello, a principios de la década de los 70's, en el cultivo de algodnero se aplicaba el 80% de todos los insecticidas que se empleaban en la agricultura mexicana y este escenario favoreció el desarrollo de resistencia a insecticidas y por ende que este cultivo entrará en fase de crisis a nivel nacional (Lagunes, 1992<sup>21</sup>).

**Cuadro 8.** Principales plagas que atacan al cultivo del algodnero en el norte de Tamaulipas, productos comerciales para su control, dosis por hectárea y época de aplicación.

Plaga	Cuando combatirlo	Insecticidas
Gusano bellotero	Cuando se encuentran 5 larvitas de primeros instantes en 100 terminales muestreadas al azar.	500 a 1500 g i.a./ha de Malatión
Picudo del algodnero	Iniciar muestreos una vez iniciada la producción de cuadros y combatirlo cuando en una muestra de 100 cuadros al azar se encuentren, 5 dañados por esta plaga.	720 g i.a./h de Paratión metílico
		1000 g i.a./ha de Malation
		290 g i.a./ha de Metomilo
		700 g i.a./ha de Endosulfan
Pulga saltona	De 15 – 25 adultos y ninfas en 100 terminales durante las primeras 3 semanas de “cuadro”.	470 g i.a./ha de Oxamyl
		300 g i.a./ha de Acefate
		400 g i.a./ha de Dimetoato
Chihches pequeñas	Inspeccionar las parcelas a intervalos de 4 – 5 días durante las primeras seis semanas de producción de cuadros.	470 g i.a./ha de Oxamyl

<sup>21</sup> Lagunes, T. A. 1992. Perspectivas en el uso de insecticidas agrícolas en México, pp. 1-22. In A. Lagunes y J. C. Rodríguez [eds.], Temas selectos de manejo de insecticidas agrícolas. Volumen I. Colegio de Postgraduados. México

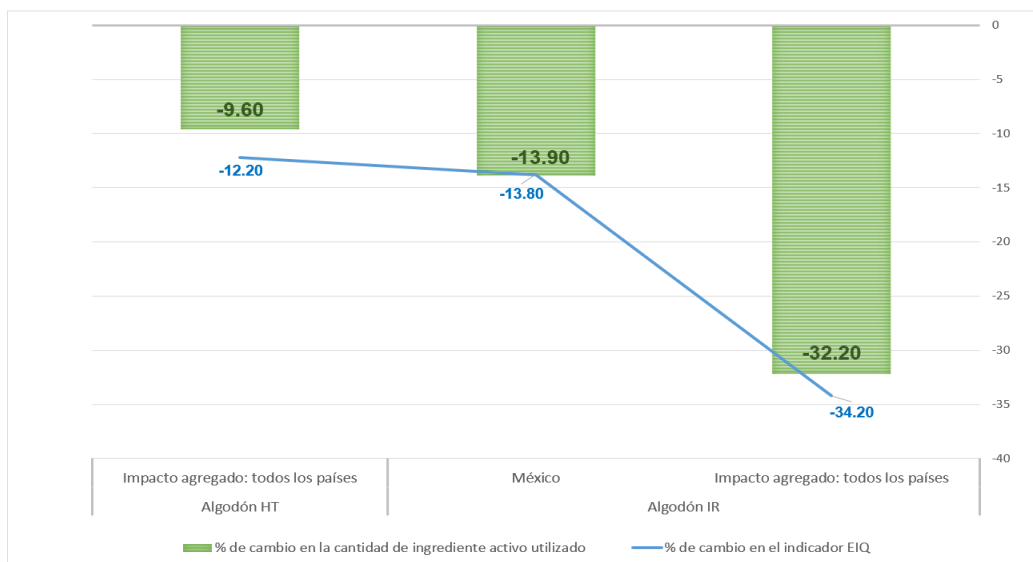
Plaga	Cuando combatirlo	Insecticidas
	Combatir cuando se encuentren 20 – 30 ninfas o adultos en cada 50 redazos o al encontrar 5 chinches en 100 terminales y el 20 – 25% de los cuadros dañados. Después de floración, el control es requerido cuando se encuentren 15 chinches en 100 terminales.	300 g i.a./ha de Acefate
		400 g i.a./ha de Dimetoato
Chinches manchadoras	Revisar en 2 m de surco en diversos sitios de la parcela y examine bellotas de 2 cm de diámetro en varios sitios, controlar cuando encuentre un promedio de una o más chinches manchadoras/ 2m de surco y al abril las bellotas el 20% de ellas muestren protuberancias internas o manchas en la fibra	470 g i.a./ha de Oxamyl
		300 g i.a./ha de Acefate
		400 g i.a./ha de Dimetoato

**Fuente:** SAGARPA, Guía para cultivar algodón en el norte de Tamaulipas. 2015.

Desde 1996, el impacto neto en el uso de insecticidas y la huella ambiental (en relación con lo que podría haberse esperado, si todas las plantaciones de algodón se hubieran sembrado con algodón convencional), en los principales países que han adoptado algodón resistente a insectos ha sido:

Para el 2018, el uso de algodón biotecnológico con resistencia a insectos y tolerancia a herbicidas resultó en una reducción de 20.9 millones de kg (-55% de todos los insecticidas utilizados en el algodón) y 3.8 millones de kg en el uso de ingredientes activos de herbicidas (-14.5%) en relación con la cantidad razonablemente esperada si esta área de cultivo se hubiera plantado con algodón convencional. En términos del indicador EIQ, esto representa una mejora ambiental del 59% a los insecticidas de algodón y 17.7% de herbicidas. En acumulado en el periodo 1996–2018 produjo una reducción neta en el uso de ingredientes activos de 331 millones de kg de insecticidas y 39.5 millones de kg de herbicidas en el cultivo de algodón (Brookes y Barfoot, 2020<sup>22</sup>). Es importante mencionar que el algodón resistente al ataque de insectos reemplaza efectivamente a los insecticidas utilizados para controlar plagas importantes del cultivo, que tradicionalmente ha sido un cultivo en sometido a regímenes de tratamiento intensivo de insecticidas (Figura 17).

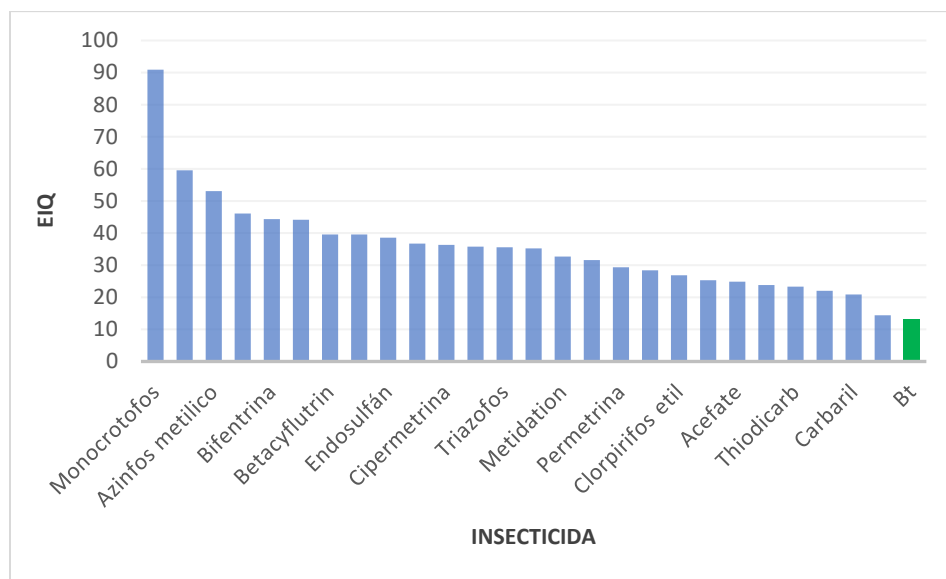
<sup>22</sup> Brookes, G., & Barfoot, P. (2020). Environmental impacts of genetically modified (GM) crop use 1996–2018: impacts on pesticide use and carbon emissions. *GM Crops & Food*, 11(4), 215-241.



**Figura 17.** Reducción en el uso de de ingredientes activos y la carga ambiental (EIQ) derivado del uso del algodón GM (HT e IR) 1996-2018 (Brookes y Barfoot, 2020).

De igual manera que en el caso de la reducción en el uso de herbicidas, la disminución en el uso de insecticidas ha traído los siguientes beneficios ambientales:

- Disminución de la contaminación del suelo y mantos freáticos al utilizar un insecticida con menor impacto ambiental en comparación con los insecticidas usados en algodón convencional (figura 18).
- Menor impacto en las poblaciones de insectos benéficos y otros organismos no blanco, debido a la especificidad del algodón Bt y a que los únicos insectos expuestos a las toxinas son aquellos que se alimentan del cultivo genéticamente modificado.
- Compatibilidad con prácticas de manejo integrado de plagas (MIP).
- Reducción de la emisión de gases de efecto invernadero (disminución en el uso de combustibles necesarios para la fabricación, transporte y aplicación de insecticidas).
- Disminución en la cantidad de agua utilizada debido a un menor número de aplicaciones de insecticidas.



**Figura 18.** Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales insecticidas recomendados para el control de insectos plaga en algodón.

De acuerdo con Brookes y Barfoot (2020), a nivel nacional en 2018 se produjo un ahorro del 31.9% en la cantidad de ingrediente activo insecticida utilizado (374,000 kg), en comparación con el uso si toda la superficie hubiera sido plantada con algodón convencional y el impacto ambiental fue 13.0% menor. En conjunto, desde 1996 y hasta 2018, el uso de insecticidas en algodón en México se ha reducido en 13.9% (2.7 millones de kg) y el impacto ambiental disminuyó 13.2% (en relación con lo que podría haberse esperado, si todas las plantaciones de algodón se hubieran sembrado con algodón convencional)

Con base en la información presentada sobre la situación fitosanitaria actual, manejo de maleza, manejo de plagas blanco, características de los herbicidas e insecticidas utilizados en el cultivo, impacto en organismos no blanco y la experiencia de más de 20 años de uso de algodón genéticamente modificado en México y otros países, se puede concluir que la liberación comercial del algodón GLT en la región agrícola del norte de Tamaulipas tendrá un impacto ambiental igual o menor comparado con las alternativas tecnológicas disponibles.

### viii. Efectividad biológica de la tecnología GlyTol® TwinLink® para el manejo de lepidópteros blanco

El algodón GlyTol® TwinLink® contiene los genes *cry1Ab* de *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* y *cry2Ae* de *Bacillus thuringiensis* subsp. *dakota* que le confieren resistencia específica al ataque de ciertos insectos lepidópteros como gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* Saunders) y gusano tabacalero (*Heliothis virescens* Fabricius). El algodón GlyTol® TwinLink® puede requerir aplicaciones complementarias de insecticidas para el

control de insectos difíciles como gusano bellotero (*Helicoverpa zea* Boddie), gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith) y gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hubner), por lo tanto, se debe mantener un monitoreo constante de plagas en el cultivo.

De las especies anteriormente citadas, la principal plaga blanco del cultivo del algodón en la actualidad en el norte de Tamaulipas es el gusano bellotero (*Helicoverpa zea* Boddie) (SADER, 2015).

Las especies de lepidópteros blanco detectadas durante las evaluaciones del algodón GLT se presentan en el cuadro 9.

**Cuadro 9.** Lepidópteros blanco de la tecnología GLT presentes durante las evaluaciones en el Norte de Tamaulipas.

Año	Region	Especies presentes
2011	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i>
2015	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i>
2017	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i> , <i>Spodoptera exigua</i>
2018	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera exigua</i>
2019	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera exigua</i>
2019	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i> , <i>Spodoptera exigua</i>
2019	Río Bravo, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i> , <i>Spodoptera exigua</i>
2019	Matamoros, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i> , <i>Spodoptera exigua</i>
2019	Matamoros, Tamaulipas	<i>Helicoverpa zea</i> , <i>Spodoptera exigua</i>

**Fuente:** Informes de ensayos de efectividad biológica realizados en el norte de Tamaulipas por el INIFAP, la Universidad Autónoma de Sinaloa y la Universidad Autónoma Chapingo.

Durante los 5 años de evaluación de la tecnología GLT en Etapa experimental y Programa piloto las poblaciones de plagas blanco han sido muy bajas en ambos tipos de algodón y no han originado daños al cultivo que requirieran la aplicación de insecticidas complementarios en el algodón convencional. Sin embargo, la tendencia observada ha sido mayor presencia y daños en los comparadores sin resistencia a insectos, lo cual es una prueba de la efectividad de la tecnología GLT bajo las condiciones actuales del norte de Tamaulipas.

Para determinar el daño causado por plagas blanco, en el 2011 se realizaron dos muestreos durante el ciclo de cultivo, revisando 20 flores y 25 bellotas por unidad experimental en el primer y segundo muestreo respectivamente. Como resultado no se observaron poblaciones de gusano tabacalero y gusano rosado en ninguno de los



tratamientos, mientras que para gusano bellotero se detectó un 3.75% de plantas con presencia de larvas y un 5% de bellotas dañadas únicamente en el testigo limpio con la variedad convencional (Rosales, 2011)

En el 2015, sólo se encontraron poblaciones muy bajas de gusano bellotero en los muestreos de cuadros, terminales y bellotas en ambos tipos de algodón. No se encontraron poblaciones de gusano rosado, tabacalero, soldado, ni cogollero, ya que no son comunes en algodón en el norte de Tamaulipas. Así mismo, no se detectaron diferencias significativas en las poblaciones de larvas de este insecto entre la variedad FM 989 y los dos tratamientos con la variedad FM 2334GLT.

En el muestreo de flores solamente se encontraron poblaciones muy escasas de larvas de gusano bellotero y gusano cogollero a través de seis fechas de muestreo sin existir diferencias significativas entre las variedades FM 989 y FM 2334GLT con sus tratamientos evaluados.

Durante el año 2017, se continuó evaluando la efectividad biológica del algodón GlyTol® TwinLink® en los lepidópteros plaga del algodón en Rio Bravo, Tamaulipas.

Las poblaciones de gusano bellotero (*Helicoverpa zea*) en terminales, cuadros, flores y bellotas presentes en las variedades FM 989 y FM 2007GLT bajo diferentes sistemas de manejo de malezas y plagas se tomaron en cinco fechas de muestreo semanales a partir de la floración. Se observaron diferencias significativas en la presencia de larvas de bellotero entre la variedad convencional FM 989 y la FM 2007GLT en algunas de las fechas de muestreo. En algunos casos la presencia de larvas en FM 989 superó el umbral económico establecido (5%), pues llegó al 12% en terminales y 7% en cuadros el 03 de julio.

En el caso de gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) y gusano soldado (*Spodoptera exigua*), sus poblaciones fueron muy bajas en ambos tipos de algodón y no se detectaron diferencias estadísticas en los muestreos de larvas en cuadros y flores.

Durante el 2018 también se realizaron muestreos en terminales, cuadros, flores y bellotas para monitorear la presencia de plagas blanco de la tecnología GLT y continuar evaluando la efectividad biológica de la tecnología en Rio Bravo, Tamaulipas.

En el Lote 105 las poblaciones de gusano bellotero en las variedades FM 989 y FM 2007GLT fueron muy bajas y no se rebasó el 0.8% en ninguna de las fechas de muestreo, de igual forma en el Lote 120, las poblaciones fueron muy bajas y no se rebasó el 0.5% en ninguna de las fechas de muestreo, por lo que, no se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos.

De igual manera, las poblaciones de gusano soldado fueron muy bajas ( $\leq 0.5\%$ ) y solamente se presentaron en dos fechas de muestreo en el lote 105 y en tres fechas de muestreo del lote 120. No se detectaron poblaciones de gusano cogollero en ninguna de

las fechas de muestreo y no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos en ninguno de los lotes evaluados (Lote 105 y Lote 102).

En el caso de gusano rosado en Tamaulipas, esta plaga se reporta como prácticamente nula desde hace varios años (Loera *et al.*, 2015), y al igual que en años anteriores, no se detectó su presencia en el muestreo de terminales, cuadros, flores y bellotas.

Durante 2019 se realizó el monitoreo de los insectos lepidópteros blanco de la tecnología GLT en la zona agrícola del norte de Tamaulipas y se observó una baja presencia de los mismos, lo que es resultado de la amplia adopción del cultivo de algodón genéticamente modificado resistente al ataque de estos insectos en la región.

Los muestreos se realizaron de manera semanal desde el inicio de floración hasta la apertura de los primeros capullos y consistieron en revisar todas las terminales, cuadros, flores y bellotas de 15 plantas en cada una de las parcelas para detectar la presencia de gusano bellotero (*Helicoverpa zea* Boddie), gusano tabacalero (*Heliothis virescens* Fabricius), gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith), gusano soldado (*Spodoptera exigua* Hubner) y gusano rosado (*Pectinophora gossypiella* Saunders).

La mayor incidencia fue de gusano bellotero (*Helicoverpa zea*) y gusano soldado (*Spodoptera exigua*), ya que se presentaron en todos los sitios de evaluación. Las poblaciones de gusano bellotero fueron bajas y no se rebasó el 5% en ninguna de las fechas de muestreo; de igual forma las poblaciones de gusano soldado fueron bajas en los muestreos realizados y solo en un muestreo se rebasó el 5% de daño en cuadros en el predio “Los Indios”. Durante todo el periodo de muestreo no se detectaron diferencias significativas en la presencia de larvas o daños por las mismas entre tratamientos.

El gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), únicamente se detectó en los predios “La Gloria” y “Los Alhelfes”, donde las poblaciones de esta plaga fueron bajas y no se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos en ambos sitios de evaluación.

En ninguno de los predios se detectó la presencia de gusano tabacalero (*Heliothis virescens*) y gusano rosado del algodón (*Pectinophora gossypiella*).

Con base en la información obtenida en los diferentes años, se ha comprobado que la presencia de plagas blanco ha sido baja en la zona agrícola del norte de Tamaulipas, lo cual es debido a la gran adopción y efectividad del algodón genéticamente modificado con resistencia a lepidópteros y a los programas establecidos para la supresión/erradicación del gusano rosado.

Durante las evaluaciones se comprobó que los insectos lepidópteros plaga se han presentado principalmente en los comparadores sin resistencia a insectos, lo cual es un

indicador de que la tecnología GlyTol® TwinLink® representa una alternativa efectiva para el manejo de plagas blanco presentes en el norte de Tamaulipas.

Es importante seguir utilizando este tipo de herramientas para el manejo de plagas, ya que al ser una región agrícola en la que se siembran cultivos hospederos como maíz y sorgo, hay un riesgo alto de que las poblaciones aumenten nuevamente en ausencia de las tecnologías de resistencia a insectos.

Uno de los efectos derivados de la amplia adopción y penetración del algodón Bt en las zonas algodonerías, ha sido la reducción en las poblaciones de plagas blanco, principalmente gusano tabacalero (*Heliothis virescens*) y gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*) que son altamente susceptibles a las proteínas expresadas por estos cultivos. Históricamente *Helicoverpa zea* y *Heliothis virescens* (complejo bellotero) fueron dos de las principales plagas de importancia económica en el cultivo en la región, que debido al monocultivo incrementaron sus poblaciones hasta límites en que el control químico resultó excesivo, caro e ineficiente y que combinado con otros factores como la diseminación de la enfermedad conocida como “pudrición texana” y el uso cada vez mayor de fibras sintéticas, provocaron un cambio en los sistemas de producción obligando a los productores a dedicarse a otros cultivos de menor rentabilidad como soya, maíz y sorgo (Loera *et al.*, 2015).

En años recientes han ocurrido cambios significativos en el sistema algodón, debido a tres importantes factores: el desarrollo de variedades de algodón transgénico, los programas de erradicación del picudo, y nuevos insecticidas más selectivos y específicos para una plaga determinada (Loera *et al.*, 2015).

Actualmente las poblaciones de las plagas blanco, mencionadas líneas arriba son muy bajas, razón por la cual, en el apartado referente a plagas de la “Guía para cultivar algodón en el Norte de Tamaulipas” (2015<sup>23</sup>) desarrollada por el Campo Experimental Río Bravo del INIFAP, solamente se mencionan a plagas no blanco como: pulga saltona (*Pseudatomoscelis seriatus*), chinches (*Creontiades* spp. y *Nezara viridula*) y picudo (*Anthonomus grandis*). De igual manera, en el apartado de control de plagas de la “Agenda técnica agrícola de Tamaulipas” (2017<sup>24</sup>), solamente se indican como plagas del algodonnero a pulga saltona, gusano bellotero y picudo del algodonnero.

Una de las principales razones de la disminución en las poblaciones de estos lepidópteros se debe a la introducción del algodón genéticamente modificado con resistencia a lepidópteros que expresa las proteínas Cry1Ac y Cry2Ab de *Bacillus thuringiensis*. De igual

---

<sup>23</sup> Loera, J.; Rosales, E.; Reyes, M.A. 2015. Guía para Cultivar Algodón en el Norte de Tamaulipas. Folleto para productores No. MX-0-310305-02-03-13-10-26, INIFAP - Campo Experimental Río Bravo; Centro de Investigación Regional del Noreste.

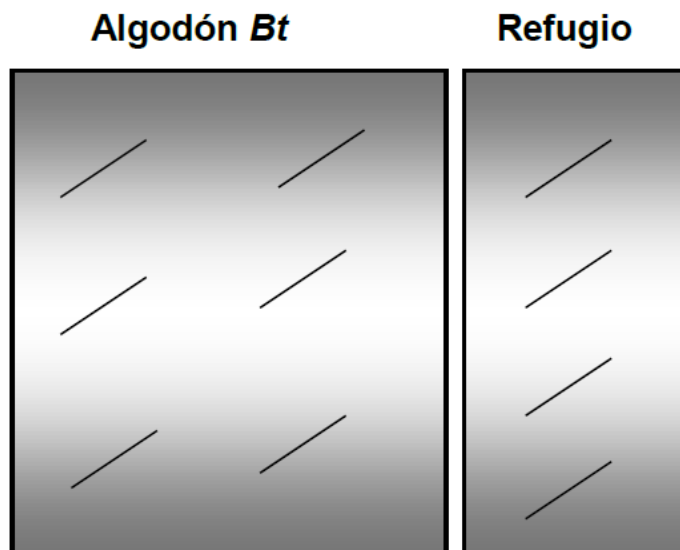
<sup>24</sup> Loera, J.; Garcia, J.C. 2017. Agenda técnica agrícola de Tamaulipas- Algodón de riego para el norte de Tamaulipas, Campo Experimental Río Bravo. Centro de Investigación Regional Noreste. Pag 278 – 273.

manera, en los informes técnicos sobre la colecta y envío de cinco especies de lepidópteros para monitoreo de resistencia a proteínas insecticidas expresadas en algodón biotecnológico en México en 2015, 2016, 2017, 2018 y 2019, se puede observar que se han realizado muestreos en diversos sitios de las regiones algodoneras tanto en algodón Bt como en los refugios y el resultado ha sido la escasa presencia o ausencia de los lepidópteros blanco.

Durante el ciclo agrícola 2015 se realizaron muestreos en la región norte y sur del estado de Tamaulipas, con el objetivo de coleccionar larvas de cinco especies de lepidópteros: gusano bellotero (*Helicoverpa zea*), gusano tabacalero (*Heliothis virescens*), gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), gusano soldado (*Spodoptera exigua*) y gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*), para continuar con los monitoreos de susceptibilidad a las proteínas Cry1Ac y Cry2Ab.

Para realizar la colecta de los lepidópteros antes señalados se definieron para cada localidad al menos cinco áreas de muestreo donde existieran plantaciones de algodón Bt y su refugio (convencional o no Bt) y/o plantas hospederas de las especies de interés. En cada parcela o lote comercial se establecieron seis puntos de muestreo, dos en cada orilla del campo dos hacia el centro y dos hacia el final de la parcela. Se inició aproximadamente a 5 m hacia el centro del cultivo y dejando 5 m o surcos por las orillas. En el refugio, establecido con algodón sin Bt, se realizaron observaciones para la colecta de las especies en cuatro puntos de muestreo a lo largo de la parcela o lote muestreado (figura 19).

En cada uno de estos puntos se revisaron 25 plantas, observando cinco plantas consecutivas en cada diez pasos atravesando los surcos. Estos datos generaron 150 observaciones por parcela con Bt y 100 observaciones en el refugio sin Bt.



**Figura 19.** Muestreo de lepidópteros en algodón Bt y refugio en el norte de Tamaulipas.

Se llevó a cabo un estricto control del procedimiento de colecta para sustentar la presencia o ausencia de las plagas objetivo de la tecnología, ya que, en varias regiones, se consideró la posibilidad de no obtener las densidades de población suficientes para establecer una colonia representativa de cada una de las especies objetivo de la tecnología debido al manejo que se ha hecho para el control de las plagas del algodón. Se llenaron formatos con la información recolectada en cada localidad conteniendo la ubicación georreferenciada, el cultivo donde se realizó la colecta (señalando si es GM o no), la cantidad de material obtenido, la etapa fenológica del cultivo y el estado biológico colectado.

Para la región del norte de Tamaulipas, no se encontraron poblaciones de larvas de gusano rosado, gusano soldado y gusano tabacalero en los 90 predios muestreados. Solamente se recolectaron 300 larvas de gusano bellotero y 359 larvas de gusano cogollero en el cultivo de maíz.

Durante los nuestros realizados en 2016 en el norte de Tamaulipas no se observaron ninguna de las especies objetivo ve la tecnología en el cultivo de algodón. De igual manera, durante el año 2017 en la región del norte de Tamaulipas solamente se recolectaron 8 larvas de gusano bellotero, 15 de gusano cogollero y 10 de gusano soldado en algodón No Bt.

Para los monitoreos realizadosn en el ciclo 2018, no se observaron ninguna de las especies objetivo de la tecnología en el cultivo de algodón. Por ultimo, los monitoreos realizadosn en el ciclo 2019, se recolectaron 11 larvas *Helicoverpa zea* y 290 larvas de *Spodoptera exigua* en algodón utilizado como refugio asi como 283 larvas de *Helicoverpa zea* y 300 larvas de *Spodoptera frugiperda* en la región norte del estado de Tamaulipas.

Nuevamente se confirmó la ausencia de las especies *Pectinophora gossypiella* y *Heliothis virescens* en algodón con los muestreos realizados en las diferentes áreas de producción de este cultivo en México.

#### **ix. Efectividad biológica de la tecnología GlyTol® TwinLink® en el manejo de maleza**

Durante los años 2011, 2015, 2017, 2018 y 2019, se evaluó la efectividad biológica de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio para el control de las especies de maleza presentes en el cultivo de algodón mediante dos esquemas de tratamientos:

##### **Río Bravo, 2011**

Durante el año 2011 se evaluó la efectividad biológica de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio para el control de especies de maleza presentes en el cultivo de algodón mediante el siguiente esquema de tratamientos:

1. Testigo enhierbado durante todo el ciclo con algodón convencional
2. Testigo limpio durante todo el ciclo con algodón convencional
3. FM TLGT, testigo limpio durante todo el ciclo
4. FM TLGT, Glifosato (1260 g i.a/ha)
5. FM TLGT, Glufosinato (800 g i.a/ha)
6. FM TLGT, Mezcla de tanque: Glufosinato (800 g i.a/ha) + Glifosato (1260 g i.a/ha)
7. FM TLGT, Mezcla en tanque: Glufosinato (1200 g i.a/ha) + Glifosato (2160 g i.a/ha)

El inventario inicial estuvo conformado por las siguientes especies de maleza: zacate espiga (*Urochloa fasciculata*) con 111.2 plantas/0.25 m<sup>2</sup>, zacate guiador (*Urochloa reptans*) con 1.6 plantas/0.25m<sup>2</sup>, zacate tobozo (*Urochloa texana*) con 0.3 plantas/0.25m<sup>2</sup>, quelite (*Amaranthus palmeri*) con 6.6 plantas/0.25m<sup>2</sup>, correhuela perenne (*Convolvulus arvensis*) con 4 plantas/0.25m<sup>2</sup> y trompillo (*Solanum elaeagnifolium*) con 1.7 plantas/0.25m<sup>2</sup>. Se realizaron tres aplicaciones de los herbicidas y se observó un mejor control con los herbicidas de manera individual, así como en mezclas.

Durante los años 2015, 2017, 2018 y 2019 también se evaluó la efectividad biológica de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio para el control de especies de maleza presentes en el cultivo de algodón mediante el siguiente esquema de tratamientos:

1. Testigo con algodón convencional.
2. Algodón GLT + glifosato (1,452 g i.a./ha por aplicación)
3. Algodón GLT + glufosinato de amonio (700 g i.a./ha por aplicación)

Los resultados de dichas evaluaciones se describen a continuación:

### **Rio Bravo, 2015**

Las especies de maleza que se presentaron en esta evaluación fueron zacate liendrilla (*Leptochloa mucronata* (Michx) Kunth), cañita (*Sorghum bicolor* (L.) Moench), hoja de cobre (*Acalypha ostryifolia* Ridell), quelite (*Amaranthus palmeri* S. Wats), borraja (*Sonchus oleraceus* L) y correhuela (*Ipomoea hederacea* Jacq); las que se presentaron con mayor frecuencia fueron zacate liendrilla (*Leptochloa mucronata*) y cañita (*Sorghum bicolor*), con densidades de 22.7 y 13.7 plantas/m<sup>2</sup>, respectivamente. El control de las especies de maleza antes mencionadas con la aplicación de herbicidas fue mucho mejor (99%) en comparación con el tratamiento convencional a partir de los 7 días después de la aplicación (DDA).

### **Rio Bravo, 2017**

En el inventario inicial de especies de maleza se tuvo una población total de 28.3 malezas/m<sup>2</sup> y 19.8% de cobertura. Se tuvo la presencia de zacate liendrilla (*Leptochloa mucronata* (Michx) Kunth), zacate de agua (*Echinochloa colona* (L.) Link), hoja de cobre (*Acalypha ostryifolia* Ridell), polocote (*Helianthus annuus* L) y verdolaga (*Portulaca oleracea* L). Los tratamientos a los que se les aplicó glifosato y glufosinato en el algodón GLT no presentaron poblaciones de malezas de los 7 a los 28 DDA como resultado de su buen



control de malezas. El tratamiento convencional presentó poblaciones de la mayoría de las especies de maleza evaluadas en las diferentes fechas de muestreo.

### **Rio Bravo, 2018**

En los sitios de liberación se presentaron nueve especies de maleza en total con una población de 189.4 plantas/m<sup>2</sup> y una cobertura de 70.8% del suelo antes de la primera aplicación de herbicidas. Las especies presentes fueron el zacate toboso (*Panicum texanum*); zacate guiador (*Panicum reptans*); hoja de cobre (*Acalypha ostryifolia*); zacate liendrila (*Leptochloa mucronata*); el tomatillo (*Physalis angulata*), quelite (*Amaranthus palmeri*), golondrina (*Euphorbia serpens*), correhuela (*Ipomoea hederacea*) y verdolaga (*Portulaca oleracea*). Los tratamientos a los que se les aplicó glifosato y glufosinato en el algodón GLT presentaron un mejor control de las especies de maleza a partir de los 14 DDA (90% - 100%) con respecto a los comparadores.

### **Rio Bravo, (Predio La Gloria) 2019**

En este sitio de evaluación se presentaron siete especies de malezas con una población total de 22 plantas por metro cuadrado y una cobertura de 15.1% del suelo antes de la aplicación de herbicidas. La especie predominante fue la hoja de cobre *Acalypha ostryifolia* Riddell con 52% de la población total y 33% de la cobertura total de malezas. El resto de las malezas presentes en la parcela piloto fueron: polocote *Helianthus annuus* L.; quelite *Amaranthus palmeri* S. Wats.; borraja *Sonchus oleraceus* L.; golondrina *Euphorbia serpens* Kunth.; meloncillo *Cucumis melo var dudaim* Naud y zacate pinto *Echinochloa colona* (L.) Link. Todas las especies de malezas fueron controladas de manera excelente con una aplicación de glufosinato de amonio a 0.7 kg/ha (Finale Ultra 2.5 L/ha) y una de glifosato a 1.45 kg/ha (Faena Fuerte 360 a 4.0 L/ha).

### **Rio Bravo, (Predio La Diez) 2019**

Durante la evaluación, en este predio se presentaron cuatro especies de malezas con una población total de 340.9 plantas por metro cuadrado y una cobertura de 33.1% del suelo antes de la aplicación de herbicidas. Las especies de malezas presentes en la parcela piloto fueron: zacate espiga *Panicum fasciculatum* SW; zacate pinto *Echinochloa colona* (L.) Link.; quelite *Amaranthus palmeri* (S) Wats y verdolaga *Portulaca oleracea* L. Todas las especies de malezas fueron controladas de manera excelente con una aplicación de glufosinato de amonio a 0.7 kg/ha (Finale Ultra 2.5 L/ha) y una de glifosato a 1.45 kg/ha (Faena Fuerte 360 a 4.0 L/ha).

### **Rio Bravo, (Predio San Carlos) 2019**

En el sitio se presentaron cinco especies de malezas con una población total de 40.1 plantas por metro cuadrado y una cobertura de 15.4% del suelo antes de la aplicación de herbicidas. Las malezas presentes en la parcela piloto fueron: zacate espiga *Panicum fasciculatum* SW; zacate pinto *Echinochloa colona* (L.) Link.; salvia *Croton leucohyllus* Mull. Arg.; borraja *Sonchus oleraceus* L. y golondrina *Euphorbia serpens* Kunth. La especie predominante fue el zacate espiga *Panicum fasciculatum* SW con 69% de la población total y 43% de la

cobertura total de malezas. Se logró un control excelente de las malezas presentes en el algodón GLT con una aplicación de glufosinato de amonio a 0.7 kg/ha (Finale Ultra 2.5 L/ha) y una de glifosato a 1.45 kg/ha (Faena Fuerte 360 a 4.0 L/ha).

#### **Matamoros, (Predio Los Alhelies) 2019**

Durante la evaluación en este sitio se presentaron cuatro especies de malezas con una población total de 257.5 plantas por metro cuadrado y una cobertura de 26.9% del suelo antes de la aplicación de herbicidas. Las malezas presentes en la parcela piloto fueron: zacate espiga *Panicum fasciculatum* Sw; zacate pinto *Echinochloa colona* (L.) Link.; golondrina *Euphorbia serpens* Kunth. y quelite *Amaranthus palmeri* S. Wats., de las cuales la especie predominante fue el zacate espiga con 83% de la población total y 59.8% de la cobertura total de malezas. Se logró un control excelente de las malezas presentes en el sitio de liberación con una aplicación de glufosinato de amonio (Finale Ultra 2.5 L/ha) y una aplicación de glifosato.

#### **Matamoros, (Predio Los Indios) 2019**

En este sitio de evaluación se presentaron cinco especies de malezas con una población total de 120.4 plantas por metro cuadrado y una cobertura de 24.9% del suelo antes de la aplicación de herbicidas. Las malezas presentes en la parcela piloto fueron: quelite rastrero *Amaranthus blitoides* S. Watson; zacate pinto *Echinochloa colona* (L.) Link.; zacate espiga *Panicum fasciculatum* Sw; golondrina *Euphorbia serpens* Kunth y borraja *Sonchus oleraceus* L. La especie predominante fue el quelite rastrero *Amaranthus blitoides* S. Watson con 61% de la población total y 46% de la cobertura total de malezas. Se logró un control excelente de las malezas presentes en el algodón GLT con una aplicación de glufosinato de amonio a 0.7 kg/ha (Finale Ultra 2.5 L/ha) y una de glifosato a 1.45 kg/ha (Faena Fuerte 360 a 4.0 L/ha).

#### **Malezas presentes en el cultivo de algodón en el norte de Tamaulipas**

Con base en las evaluaciones realizadas en el norte de Tamaulipas, se determinó que existen veintidós especies de maleza pertenecientes a ocho familias botánicas asociadas al cultivo del algodón. Las especies que se presentaron en la mayoría de los sitios y años fueron: quelite *Amaranthus palmeri*, hoja de cobre *Acalypha ostryifolia*, verdolaga *Portulaca oleracea* y zacate liendrilla *Leptochloa mucronata*.

En el documento "Manejo de maleza en algodón en el norte de Tamaulipas" se indica que las especies más importantes por su grado de infestación y distribución en el cultivo de algodón en el norte de Tamaulipas son: correhuela anual (*Ipomoea trichocarpa* L.), quelite (*Amaranthus palmeri* S. Wats.), polocote (*Helianthus annuus* L.), amargosa (*Parthenium hysterophorus* L.), trompillo (*Solanum elaeagnifolium* Cav.), oreja de ratón (*Convolvulus arvensis* L.), verdolaga (*Portulaca oleracea* L.), quelite apestoso (*Chenopodium murale* L.), hoja morada (*Boerhavia erecta* L.), hoja de cobre (*Acalypha ostryifolia* Riddell), chayotillo (*Xanthium strumarium* L.), zacate Johnson (*Sorghum halepense* (L.) Pers.), zacate espiga

(*Urochloa fasciculata* (Sw.) R. Webster), zacate lagunero (*Echinochloa colona* (L.) Link), zacate gramilla (*Cynodon dactylon* (L.) Pers.), zacate cadillo (*Cenchrus echinatus* L.), coquillo rojo (*Cyperus rotundus* L.) (Rosales & Sanchez, 2010<sup>25</sup>).

Con base en la información presentada anteriormente, es posible observar que las principales especies presentes durante las evaluaciones de la tecnología GLT en el norte de Tamaulipas coinciden con las reportadas y por ende son representativas de esta región algodonera.

Es importante aclarar que no todas las especies de la región aparecen de manera constante año con año, si no que sus poblaciones varían de acuerdo con el sitio específico dónde se realiza la liberación, biología de la propia especie, factores ambientales y manejo de la maleza. Algunas de las especies de maleza encontradas durante las evaluaciones de 2011 a 2019, no coinciden con lo reportado en los documentos generados por la SADER (antes SAGARPA) e INIFAP, pero debido a que estuvieron presentes en los diferentes años de evaluación, también deben considerarse como representativas, ya que se encontraron espacial y temporalmente asociadas al agroecosistema del cultivo de algodón en la región agrícola del norte de Tamaulipas.

### Fitotoxicidad

Durante las evaluaciones realizadas, en ninguno de los casos se observaron daños por fitotoxicidad en el algodón GlyTol® TwinLink® debidos a la aplicación de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio, con lo cual se confirmó su tolerancia a dichos herbicidas.

Posterior a la aplicación de los herbicidas, los investigadores realizaron la evaluación visual de la fitotoxicidad mediante la escala de la EWRS (European Weed Research Society) (cuadro 10). Debido a que no se detectaron daños como necrosis o deformaciones, el valor escalar se consideró como 1 que significa “sin efecto sobre el cultivo”, por lo que el % de fitotoxicidad fue de 0.0 a 0.1.

**Cuadro 10.** Escala propuesta por la EWRS (European Weed Research Society) para evaluar el control de malezas y la fitotóxicidad al cultivo y su interpretación agronómica porcentual.

Valor	Efecto sobre la maleza	Efecto sobre el cultivo
1	Muerte completa	Sin efecto
2	Muy buen control	Síntomas muy ligeros
3	Buen control	Síntomas ligeros
4	Suficiente en la práctica	Síntomas que no se reflejan en el rendimiento
5	Control medio	Daño medio
6	Regular	Daños elevados

<sup>25</sup> Rosales, E., & Sanchez, R. 2010. Manejo de maleza en algodón en el norte de Tamaulipas. Folleto Técnico Núm. 47 ISBN:978-607-425-466-2 INIFAP. Centro de Investigación Regional del Noreste. Campo Experimental Río Bravo. Río Bravo, Tamaulipas.

7	Pobre	Daños muy elevados
8	Muy pobre control	Daños severos
9	Sin efecto	Muerte completa

Transformación de la escala puntual logarítmica de la EWRS a la escala porcentual		
Valor puntual	% de control de maleza	% de fitotoxicidad al cultivo
1	99.0 – 100.0	0.0 – 1.0
2	96.5 – 99.0	1.0 – 3.5
3	93.0 – 96.5	3.5 – 7.0
4	87.5 – 93.0	7.0 – 12.5
5	80.0 – 87.5	12.5 – 20.0
6	70.0 – 80.0	20.0 – 30.0
7	50.0 – 70.0	30.0 – 50.0
8	1.0 – 50.0	50.0 – 99.0
9	0.0 – 1.0	99.0 – 100.0

\* \_\_\_\_\_, 1992. Manual for field trials in plant protection. Third edition. Revised and enlarged. CIBA-GEIGY. Plant protection. Printed in Switzerland. Pág. 240 – 241.

De igual manera, como se muestra en las comparaciones agronómicas realizadas durante la liberación experimental y programa piloto, no se detectaron diferencias estadísticas significativas en las variables como: vigor, población inicial y final, altura, número de nudos, número de bellotas, lo cual, es un indicativo que las aplicaciones de los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio no ejercieron un efecto fitotóxico en los tratamientos con algodón GLT.

### Manejo de maleza en el algodón GLT

Con base en la información generada durante las evaluaciones realizadas durante la liberación experimental y programa piloto, el manejo de maleza en algodón GLT deberá realizarse considerando lo siguiente:

1. Es necesario mantener el cultivo libre de maleza durante el periodo crítico de competencia que comprende los primeros 50 a 60 días después de la emergencia, para evitar reducciones en el rendimiento debidos a la competencia.
2. Realizar una aplicación en preemergencia del herbicida pendimentalin a una dosis de 910 g i.a./ha.
3. Se podrán realizar dos aplicaciones individuales de cada uno de los herbicidas **Faena Fuerte 360®** y **Finale® Ultra** o alternar una aplicación de **Faena Fuerte 360®** y una de **Finale® Ultra**. Es decir, que durante el periodo crítico de competencia y antes del cierre del cultivo sólo se realizarán dos aplicaciones de cualquiera de los dos herbicidas (figura 20). La elección de la mejor combinación dependerá del tipo de maleza predominante y su densidad, así como del espectro de control de los herbicidas (cuadros 11 y 12).

- (1 aplicación) Faena Fuerte 360® + (2 aplicación) Faena Fuerte 360®
  - (1 aplicación) Finale® Ultra + (2 aplicación) Finale® Ultra
  - (1 aplicación) Faena Fuerte 360® + (2 aplicación) Finale® Ultra
  - (1 aplicación) Finale® Ultra + (2 aplicación) Finale® Ultra
4. Realizar dos aplicaciones en post-emergencia del herbicida **Faena Fuerte 360®** (glifosato) a una dosis de 1452 g i.a./l (4) utilizando boquillas de abanico plano TJ8002, TJ11002 con un volumen de aplicación de 100 - 200, procurando cubrir uniformemente el follaje de la maleza, sin permitir escapes o traslapes excesivos de la aspersión. El mejor momento para la aplicación es cuando la maleza se encuentra en crecimiento activo con una altura no mayor de 30 cm. Se puede agregar 1 kg de sulfato de amonio por cada 100 litros de agua en la mezcla de aspersión, para corregir problemas de sales en el agua. Malezas de difícil control como la correhuela (*Convolvulus arvensis*) requieren una dosis de 5 a 6.
  5. Realizar dos aplicaciones en post-emergencia del herbicida **Finale® Ultra** (glufosinato de amonio) a una dosis de 700 g i.a./l (2.5) utilizando boquillas de abanico plano TJ8002, TJ11002 con un volumen de aplicación de 200 - 400, procurando cubrir uniformemente el follaje de la maleza, sin permitir escapes o traslapes excesivos de la aspersión. El mejor momento para la aplicación es cuando la maleza se encuentra en crecimiento activo con una altura no mayor de 30 cm y con suficiente humedad en el suelo. Temperaturas cálidas, alta humedad relativa y días despejados mejoran el desempeño del herbicida. No se debe aplicar a través de ningún tipo de sistema de irrigación.
  6. El número de aplicaciones dependerá de la densidad de malezas presentes durante el periodo crítico de competencia y la dosis de los herbicidas no deberán ser mayores a las recomendadas en sus respectivas etiquetas, **Faena Fuerte 360®** (3.0 – 6.0), **Finale® Ultra** (2.0 - 3.0).
  7. Es necesario utilizar en forma integrada los métodos: cultural, manual y mecánico cuando sea posible para complementar el control químico.



**Figura 20.** Manejo de maleza en algodón GlyTol® TwinLink®.

**Cuadro 11.** Espectro de control de maleza del herbicida glufosinato de amonio.

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Brachiaria plantaginea</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Digitaria ciliaris</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Paspalum virgatum</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Setaria parviflora</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Panicum fasciculatus</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Echinochloa colona</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Urochloa fasciculata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Leptochloa mucronata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Echinochloa crus-galli</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Chloris virgate</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Setaria grisebachii</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eleusine indica</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eragrostis mexicana</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cyperus esculentus</i>	Cyperaceae	Hoja angosta
<i>Bidens pilosa</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Melampodium perfoliatum</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Aldama dentate</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Melampodium divaricatum</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Simsia eurylepis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Tridax procumbens</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Anoda cristata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Bidens odorata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Tagetes lunulata</i>	Asteraceae	Hoja ancha



Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Tithonia tubiformis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Simsia amplexicaulis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Ambrosia psilostachya</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Croton lobatus</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Acalypha ostryfolia</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Amaranthus palmeri</i> , <i>A. hybridus</i>	Amaranthaceae	Hoja ancha
<i>Ipomoea purpurea</i>	Convolvulaceae	Hoja ancha
<i>Priva lappulacea</i>	Verbenaceae	Hoja ancha
<i>Cissus sicyoides</i>	Vitaceae	Hoja ancha
<i>Borreria brownii</i>	Rubiaceae	Hoja ancha
<i>Cardiospermum halicacabum</i>	Sapindaceae	Hoja ancha
<i>Solanum erianthum</i>	Solanaceae	Hoja ancha
<i>Rivina humilis</i>	Petiveriaceae	Hoja ancha
<i>Physalis ixocarpa</i>	Solanaceae	Hoja ancha
<i>Portulaca oleracea</i>	Portulacaceae	Hoja ancha

Fuente: Etiqueta Finale® Ultra (glufosinato de amonio 280 g de i.a) – BASF AP.

**Cuadro 12.** Espectro de control de maleza del herbicida glifosato.

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Rottboellia chochinchinensis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eragrostis mexicana</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Chloris virgata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Brachiaria plantaginea</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Echinochloa crus-galli</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Sorghum halepense</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cynodon dactylon</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Panicum maximum</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Leptochloa filiformis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Bromus carinatus</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eleusine indica</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Leptochloa filiformis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cenchrus echinatus</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cyperus esculentus</i>	Cyperaceae	Hoja angosta
<i>Tithonia tubiformis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Flaveria trinervia</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Bidens pilosa</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Galinsoga parviflora</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Parthenium hysterophorus</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Melampodium divaricatum</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Anoda cristata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Aldama dentada</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Helianthus ciliaris</i>	Asteraceae	Hoja ancha

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Taraxacum officinale</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Amaranthus spinosus</i> , <i>A. hybridus</i> , <i>A. palmeri</i>	Amaranthaceae	Hoja ancha
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	Brassicaceae	Hoja ancha
<i>Lepidium virginicum</i>	Brassicaceae	Hoja ancha
<i>Ipomoea purpurea</i>	Convolvulaceae	Hoja ancha
<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae	Hoja ancha
<i>Euphorbia hirta</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Acalypha alopecuroides</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Sida acuta</i>	Malvaceae	Hoja ancha
<i>Malva parviflora</i>	Malvaceae	Hoja ancha
<i>Melilotus indicus</i>	Fabaceae	Hoja ancha
<i>Oxalis latifolia</i>	Oxalidaceae	Hoja ancha
<i>Portulaca oleracea</i>	Portulacaceae	Hoja ancha
<i>Solanum nigrum</i>	Solanaceae	Hoja ancha
<i>Chenopodium album</i>	Chenopodiaceae	Hoja ancha
<i>Commelina serrulata</i>	Commelinaceae	Hoja ancha

**Fuente:** Etiqueta Faena® Fuerte (Glifosato 363 g de i.a) - Monsanto, Etiqueta Glyphos® (Glifosato 360 g de i.a) - Cheminova Agro, Etiqueta Durango™ (Glifosato 480 g de i.a) - Dow AgroSciences.

#### viii. En su caso, referencia bibliográfica sobre los datos presentados

- Aguilar-Medel, S., Rodríguez-Maciél J. C., Díaz-Gómez O., Martínez-Carrillo J. L., López-Collado J., Blanco C. A., and Lagunes-Tejeda A. 2007. Susceptibility of *Helicoverpa zea* (Boddie) to  $\delta$ -endotoxin Cry2Ab of *Bacillus thuringiensis* Berliner. *Agrociencia* 41: 653 – 662.
- Alibhai, M., & Stallings, W. (2001). Closing down on glyphosate inhibition—with a new structure for drug discovery. *Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America*, 98(6), 2944-2946.
- Aronson, A.I., and Y. Shai. 2001. Why *Bacillus thuringiensis* insecticidal toxins are so effective: unique features of their mode of action. *FEMS Microbiology Letters*. 195: 1-8. Bartlett, S., Grossman, A., Chua, N., Edelman, M., Hallick, R., & Chua, N. (1982). *Methods in chloroplast molecular biology*. Elsevier.
- Artim, L.; Hill, K.; Jiang, X.; Lee, M.; Mascarenhas, V.; Mullins, M.; Privalle, L.; Rabe, S.; Schriver, T.; Stein, J.; Vlachos, D.; Walters, F.; Ward, K.; Zawodny, J. 2003. Petition for the Determination of Non-Regulated Status: Lepidopteran Insect Protected VIP3A Cotton Transformation Event COT102. Syngenta Seeds, Inc. Research Triangle Park, NC 27709.
- Bartlett S.G., Grossman A.R. and Chua N.H. (1982) In Edelman, M., Hallick, R.B. and Chua, N.H. (eds), *Methods in Chloroplast Molecular Biology*. Elsevier Biomedical Press, New York, pp. 1081-1091
- Bentley, R. (1990). The shikimate pathway a metabolic tree with many branches. *Crit Rev Biochem Mol Biol.*, 25(5), 307–384.

- Beckie, 2006. Herbicide-Resistant Weeds: Management Tactics and Practices<sup>1</sup>. Weed Technology, 20:793-814. 10.1614/WT-05-084R1.1.
- Bentley, R. (1990). The shikimate pathway--a metabolic tree with many branches. Crit Rev Biochem Mol Biol., 25(5), 307–384.
- Boocock MR, Coggins JR. 1983. Kinetics of 5-enolpyruvylshikimate-3-phosphate synthase inhibition by glyphosate. FEBS Letters. 154(1):127-133.
- Bravo A., Gill S.S., Soberón M. 2007. Mode of action of Bacillus thuringiensis Cry and Cyt toxins and their potential for insect control. Toxicon. 49: 423-435.
- Bravo A., Likitvivanavong S., Gill S.S. y Soberón M. 2011. Bacillus thuringiensis: A story of a successful bioinsecticide. Insect Biochemistry and Molecular Biology 41:423-431
- Brookes, G. and Barfoot, P. 2012. Economic impact of GM Crops: The global income and production effects 1996-2012.
- Brookes, G., & Barfoot, P. (2012). GM crops: global socio-economic and environmental impacts 1996-2010. PG Economics Ltd. <http://www.pgeconomics.co.uk/page/33/global-impact-2012> [accessed 31 Jan 2013].
- Brookes, G. and P. Barfoot. 2018. Environmental Impacts of Genetically Modified (GM) Crop Use 1996-2016: Impacts on Pesticide Use and Carbon Emissions. GM Crops & Food, 11(4), 215-241.
- Brookes, G., & Barfoot, P. (2020). Environmental impacts of genetically modified (GM) crop use 1996–2018: impacts on pesticide use and carbon emissions. GM Crops & Food, 11(4), 215-241.
- Food. 9:109-139. <https://doi.org/10.1080/21645698.2018.1476792>
- Bulla, L., Kramer, K. & Davidson L. (1977) Characterization of the entomocidal parasporal crystal of Bacillus thuringiensis. Journal of bacteriology. 130(1), 375-383
- Burgos, N.R., Tranel, P.J., Streibig, J.C., Davis, V.M., Shaner, D., Norsworthy, J.K. Ritz, C. 2013. Review: confirmation of resistance to herbicides and evaluation of resistance levels. Weed Sci 61:4–20
- Choma, C. T., & Kaplan, H. (1990). Folding and unfolding of the protoxin from Bacillus thuringiensis: evidence that the toxic moiety is present in an active conformation. Biochemistry, 29(49), 10971-10977.
- CONABIO. Algodón - Gossypium hirsutum. Sistema de Información de Organismos Vivos Modificados (SIOVM). Proyecto GEF-CIBIOGEM de Bioseguridad. [http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/bioseguridad/pdf/20829\\_sg7.pdf](http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/bioseguridad/pdf/20829_sg7.pdf)
- CropLife, 2012. Enfoques prácticos del Manejo de la Resistencia de los Insectos para los Cultivos Derivados de la Biotecnología. CropLife Internacional.
- Coppens d'Eeckenbrugge G, Lacape J-M (2014) Distribution and Differentiation of Wild, Feral, and Cultivated Populations of Perennial Upland Cotton (Gossypium hirsutum L.) in Mesoamerica and the Caribbean. PLoS ONE 9(9): e107458. doi:10.1371/journal.pone.0107458
- De Beuckeleer, M. (2003). Description of the amino acid sequence of the double mutant maize 5-enol pyruvylshikimate-3-phosphate synthase (2m EPSPS). Bayer CropScience Internal report. 5 pages. M-234186-01-1.

- De Maagd, R.A.; Bravo, A.; Berry, C.; Crickmore, N.; Schnepf, H.E. 2003. Structure, diversity and evolution of protein toxins from spore-forming entomopathogenic bacteria. *Annual Review of Genetics* 37:409–433.
- Della-Cioppa, G., Bauer, S., Taylor, M., Rochester, D., Klein, B., Shah, D., Kishore, G. (1987). Targeting a herbicide-resistant enzyme from *Escherichia coli* to chloroplasts of higher plants. *Bio/Technology*, 5, 579-584.
- Della-Cioppa G, Bauer SC, Klein BK, Shah DM, Fraley RT, Kishore GM (1986). Translocation of the precursor of 5-enolpyruvylshikimate 3-phosphate synthase into chloroplasts of higher plants in vitro. *Proc Natl Acad Sci USA* 83: 6873–6877
- Devine, M.D., Maclsaac, S.A., Romano, M.L. and Hall, J.L. (1992) Investigation of the mechanism of diclofop resistance into two biotypes of *Avena fatua*. *Pestic. Biochem. Physiol.* 42: 88-96.
- English L, Slatin SL (1992) Mode of action of delta-endotoxin from *Bacillus thuringiensis*: A comparison with other bacterial toxins. *Insect Biochem. Mol. Biol.* 22, 1–7.
- Eschenburg, S., Healy, M., Priestman, M., Lushington, G., & Schonbrunn, E. (2002). How the mutation glycine96 to alanine confers glyphosate insensitivity to 5-enolpyruvyl shikimate-3-phosphate synthase from *Escherichia coli*. *Planta*, 216, 129–135.
- Esqueda, E.V. A., Zita, P.G.A., Rosales, R. E. 2011. Resistencia a herbicidas. XXXIV Congreso Mexicano de la Ciencia de la Maleza - IV Simposio Internacional de Resistencia y Tolerancia a Herbicidas (ASOMECEMA).
- FIRA. 2020. Sistema de costos agrícolas Resumen de costos, Cultivo algodón, modalidad tradicional en la zona de Tamaulipas norte. <https://www.fira.gob.mx/InfEspDtoXML/BusquedaArch>
- Forlani, G., Parisi, B., & Nielsen, E. (1994). 5-enol-pyruvyl-shikimate-3-phosphate synthase from *Zea mays* cultured cells. *Plant Physiol.*, 105, 1107-1114.
- Franz, J., Mao, M., & Sikorski, J. (1997). *Glyphosate: A Unique Global Herbicide* ACS Monograph 189 (1st Edition ed.). Washington, D.C.: American Chemical Society.
- Hammond B., Kough J., Herouet-Guicheney C. y Jez J.M. 2013. Toxicological evaluation of proteins introduced into food crops. *Crit. Rev. Toxicol.* 2013. 43 (Suppl 2) 25-42.
- Heap I. 2017. The International Survey of Herbicide Resistant Weeds. Online. Internet. May 2017. Available: [www.weedscience.org](http://www.weedscience.org).
- Heap, I. 2019. International Survey of Herbicide Resistant Weeds. Disponible en: <http://weedscience.org/?aspxerrorpath=/summary/%20home.aspx/>
- Heip, C. H., Herman, P. M., & Soetaert, K. (1998). Indices of diversity and evenness. *Oecologia*, 24(4), 61-88.
- Herouet-Guicheney, C., Rouquié, D., Freyssinet, M., Currier, T., Martone, A., Zhou, J., Rouan, D. (2009). Safety evaluation of the double mutant 5-enol pyruvylshikimate-3-phosphate synthase (2mEPSPS) from maize that confers tolerance to glyphosate herbicide in transgenic plants. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, 54, 143-153.

- Hofmann, C., P. Luthy, R. Hutter, and V. Pliska. 1988. Binding of the delta endotoxin from *Bacillus thuringiensis* to brush- border membrane vesicles of the cabbage butterfly (*Pieris brassicae*). *Eur. J. Biochem.* 173:85-91.
- Höfte, H., and H.R. Whiteley. 1989. Insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Microbiol Rev* 53:242-255.
- INECC, 2018. El herbicida glifosato y su uso en la agricultura con organismos genéticamente modificados. Coordinación General de Contaminación y Salud Ambiental. SEMARNAT. [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/425676/Informe\\_Glifosato\\_Agricultura\\_OGMs\\_24.12.2018\\_agg.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/425676/Informe_Glifosato_Agricultura_OGMs_24.12.2018_agg.pdf).
- INPI. 2018. Atlas de los pueblos indígenas de México. - INPI. Instituto Nacional de los Pueblos Indígenas / INALI
- ISAAA. 2018. Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops in 2018: Biotech Crops Continue to Help Meet the Challenges of Increased Population and Climate Change. ISAAA Brief No. 54. ISAAA: Ithaca, NY
- Kantartzi SK 2010. Hybridization barriers between cotton (h) and species of the Malvaceae family. *Nova Sci. Pub.* pp. 305-315
- Kishore, G., & Shah, D. (1988). Amino acid biosynthesis inhibitors as herbicides. *Annual Review of Biochemistry*, 57, 627-663.
- Knowles, B.H., Blatt, M.R., Tester, M., Horsnell, J.M., Carroll, J., Menestrina, G. y Ellar, D.J. 1989. A cytolytic delta-endotoxin from *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* forms cation-selective channels in planar lipid bilayers. *FEBS Lett.* 244: 259-262.
- Knowles, B. H., Blatt, M. R., Tester, M., Horsnell, J. M., Carroll, J., Menestrina, G., & Ellar, D. J. (1989). A cytolytic  $\delta$ -endotoxin from *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* forms cation-selective channels in planar lipid bilayers. *FEBS letters*, 244(2), 259-262.
- Knowles, B.H. 1994. Mechanism of action of *Bacillus thuringiensis* Insecticidal  $\delta$ -endotoxins. In: Evans, P.D. (Ed.) *Insect Physiology*. 275–308. Academic Press, London, U.K.
- Kumar, P.A., P.P Sharma, and V.S. Malik. 1996. The insecticidal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Adv. Appl. Microbiol.* 42:1-43.
- Lagunes, T. A. 1992. Perspectivas en el uso de insecticidas agrícolas en México, pp. 1-22. In A. Lagunes y J. C. Rodríguez [eds.], *Temas selectos de manejo de insecticidas agrícolas*. Volumen I. Colegio de Postgraduados. México
- Lebrun, M., Sailland, A., & Freyssinet, G. (1997). Mutant 5-enol pyruvylshikimate-3-phosphate synthase, gene encoding for said protein and transformed plants containing said gene. International patent publication W0 97/04103-A2. 06.02.97. 25 pages.
- Llewellyn, D., and Fitt, G. (1996). Pollen dispersal from two field trials of transgenic cotton in the Namoi valley, Australia. *Mol. Breed.* 2, 157-166. doi: 10.1007/BF00441430
- Llewellyn, D. J., Tyson, C., Constable, G. A., Duggan, B., Beale, S., and Steel, P. (2007). Containment of regulated genetically modified cotton in the field. *Agric. Ecosyst. Environ.* 121, 419-429. doi: 10.1016/j.agee.2006. 11.019

- Loera, J.; Rosales, E.; Reyes, M.A. 2015. Guía para Cultivar Algodón en el Norte de Tamaulipas. Folleto para productores No. MX-0-310305-02-03-13-10-26, INIFAP - Campo Experimental Río Bravo; Centro de Investigación Regional del Noreste.
- Loera, J.; Garcia, J.C. 2017. Agenda técnica agrícola de Tamaulipas- Algodón de riego para el norte de Tamaulipas, Campo Experimental Río Bravo. Centro de Investigación Regional Noreste. Pag 278 – 273.
- Mahaffey, Harry & Taheripour, Farzad & Tyner, Wallace. (2016). Evaluating the Economic and Environmental Impacts of a Global GMO Ban. Journal of Environmental Protection. 07. 1522-1546. 10.4236/jep.2016.711127.
- Margalef, R. 1958. Information theory in ecology. Gen. Systems 3, 36-71.
- Martínez, C.J.L. 2004. Evolución del algodón transgénico en México. VII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas UABC
- Martínez-Carrillo, J. L., and N. Díaz-López. 2005. Nine years of transgenic cotton in México, adoption and resistance management results. In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences, pp: 1368-1372. 4-7 January 2005, New Orleans, Louisiana. National Cotton Council of America, Memphis TN.
- Martínez C., J. L. 2011. Guía para el manejo de plagas del algodón en el sur de Sonora. Instituto Tecnológico de Sonora. Cd. Obregón, Sonora. 19 p.
- Martínez-Carrillo, J. L. (2015). "El algodón GM en México, in VIII Congreso Internacional en Ciencias Agrícolas (Mexicali: Universidad Autónoma de Baja California), 1166-1170.
- Martínez Carrillo, J.L. 2016. Informe técnico de colecta de larvas de insectos lepidópteros plaga de algodón en México en 2016.
- Martínez Carrillo, J.L. 2017. Informe técnico de colecta y envío de larvas de insectos lepidópteros para establecimiento de líneas base y monitoreo de la susceptibilidad a proteínas insecticidas expresadas en algodón biotecnológico en México en 2017
- Martínez Carrillo, J.L. 2018. Informe técnico de la colecta y envío de larvas de insectos lepidópteros para la implementación del Programa de Monitoreo de Susceptibilidad a proteínas insecticidas expresadas en algodones biotecnológicos en México durante el ciclo 2018.
- Martínez Carrillo, J.L. 2019. Informe técnico de la colecta y envío de larvas de lepidópteros para el Monitoreo de la Susceptibilidad a proteínas insecticidas expresadas en algodones biotecnológicos en México en 2019.
- Martone, A. 2008. The Use of an Insect *Heliothis virescens* Bioassay to Determine the DT50 of the Cry1Ab Protein Produced from *Escherichia coli* After Aerobic Soil Degradation. USA, 2007. Bayer CropScience LP. Research Triangle Park, N.C. USA. M-312358-02-1.
- Martone, A. 2008. The Use of an Insect *Heliothis virescens* Bioassay to Determine the DT50 of the Cry2Ae Protein Produced from *Bacillus thuringiensis* After Aerobic Soil Degradation. USA, 2007. Bayer CropScience LP. Research Triangle Park, N.C. USA. M-312361-01-1.



- Meredith W.R. Jr., Bridge R.R. (1973). Yield component and fiber properties variation of cotton (*Gossypium hirsutum* L.) within and among environments. *Crop Sci.* 13:307-312.
- Moffett J.O., Stith L., Burkhart C.C. y Shipman CW. 1975. Honey bee visit to cotton flowers. *Environmental Ecology* 4: 203-206.
- Nava-Camberos, U., V. Ávila-Rodríguez, y J.L. Martínez-Carrillo. 2010. Monitoring of the Pink bollworm susceptibility to the *Bacillus thuringiensis* endotoxins Cry1Ac and Cry2Ab in Mexico. 2010. *Southwestern Entomologist.* 35 (3): 425-429.
- Nevill, D., D. Cornes, and S. Howard. 1998. Weed resistance. Available at <http://www.hracglobal.com/Publications/HRACManagementandWeedResistance/tabid/228/Default.aspx>. Accessed: April 16, 2012
- OECD. (1999). Consensus document on general information concerning the genes and their enzymes that confer tolerance to phosphinothricin herbicide. Series on Harmonization of Regulatory Oversight in Biotechnology No. 11. Paris, France: Organisation for Economic Co-operation and Development.
- OECD. (2002). Series on harmonization of regulatory oversight in biotechnology No. 25. Module II: Herbicide biochemistry, herbicide metabolism and the residues in glufosinate ammonium (Phosphinothricin)-tolerant transgenic plants. ENV/JM/MONO (2002)14. Paris, France: Organisation for Economic Co-operation and Development.
- Ogiwara, K., Indrasith L. S., Asano S. y Hori H. 1992. Processing of delta-endotoxin from *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* HD-1 and HD-73 by gut juices of various insect larvae. *J. Invertebr. Pathol.* 60: 121-126.
- Pla, L. (2006). Biodiversidad: Inferencia basada en el índice de Shannon y la riqueza. *Interciencia*, 31, 583–590.
- Rocha-Munive, M. G., Soberón, M., Castañeda, S., Niaves, E., Scheinvar, E., Eguiarte, L. E., ... & Blanco, C. A. (2018). Evaluation of the impact of genetically modified cotton after 20 years of cultivation in Mexico. *Frontiers in bioengineering and biotechnology*, 6, 82.
- Rosales R.E., Sánchez D.R. 2011. Manejo del crecimiento del algodón en el norte de Tamaulipas. INIFAP Campo Experimental Río Bravo.
- Rouquié, D. 2006. 2mEPSPS - Acute toxicity by oral gavage in mice. Bayer CropScience. Unpublished report.
- Sacchi V.F., P. Parenti, G.M. Hanozet, B. Giordana, P. Luthy y M.G. Wolfersberger. 1986. *Bacillus thuringiensis* toxin inhibits *Pieris brassicae* midgut cells. *FEBS* 204:213-218.
- Sammons, R.D., D.C. Heering, N. Dinicola, H. Glick, and G.A. Elmore. 2007. Sustainability and stewardship of glyphosate and glyphosate-resistant crops. *Weed Technol.* 21:347-354.
- Saxena, D. and Stotzky, G. 2001. *Bacillus thuringiensis* (Bt) toxin released from root exudates and biomass of Bt corn has no apparent effect on earthworms, nematodes, protozoa, bacteria, and fungi in soil. *Soil Biol. Biochem.* 33: 1225–1230

- Sen, I., M. Oglakci, Y. Bolek, B. Cicek, N. Kisakurek and S. Aydin. 2004. Assessing the out-crossing ratio, isolation distance and pollinator insects in cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Asian Journal of Plant Science* 3: 724-727.
- SIAP 2020. Anuario estadístico de producción. Disponible en: <http://www.siap.gob.mx/agricultura/>
- SIAP. 2020. Avance de Siembras y Cosechas, Resumen nacional por estado. Sitio web: <https://www.gob.mx/siap>
- Sikorski, J., & Gruys, K. (1997). Understanding glyphosate's molecular mode of action with EPSP synthase: Evidence favoring an allosteric inhibitor model. *Accounts of Chemical Research*, 30, 2-8.
- Simpson, D.M., and E.N. Duncan. 1956. Cotton pollen dispersal by insects. *Agronomy Journal* 48: 305-308.
- Steinrücken H.C., Amrhein N. 1980. The herbicide glyphosate is a potent inhibitor of 5-enolpyruvylshikimic acid-3-phosphate synthase. *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 94(4): 1207-1212.
- Stewart, J. McD. 1995. Potential for crop improvement with exotic germplasm and genetic engineering. Pp. 313-327 in *Challenging the Future: Proceedings of the World Cotton Research Conference-1, Brisbane, Australia, 13-17 February 1994* (G.A. Constable and N.W. Forrester, eds.). CSIRO, Melbourne.
- Thompson, C., Movva, N., Tichard, R., Cramer, R., Davies, J., & Lauwereys, M. (1987). Characterization of the herbicide-resistance gene bar from *Streptomyces hygroscopicus*. *EMBO J.*, 6, 2519–2523.
- Tojo, A. and Aizawa, K. 1983. Dissolution and degradation of *Bacillus thuringiensis*  $\delta$  endotoxin by gut juice protease of the silkworm *Bombyx mori*. *Applied and Environmental Microbiology*, vol. 45, no. 3, p. 576-580.
- Tzin, V., & Galili, G. (2010). The biosynthetic pathways for shikimate and aromatic amino acids in *Arabidopsis thaliana*. *The Arabidopsis book/American Society of Plant Biologists*, 8.
- USDA. 1999. United States Department of Agriculture (1999). "Genetically engineered crops for pest management." USDA Economic Research Service, Washington DC.
- US EPA. 2012. Biopesticides registration action document. Plant-incorporated protectants: *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab protein and the Genetic Material Necessary for its Production in Event T304-40 Cotton [PC Code 006525, OECD Unique Identifier: BCS-GHØØ4-7]; *Bacillus thuringiensis* Cry2Ae protein and the Genetic Material Necessary for its Production in Event GHB119 Cotton [PC Code 006600, OECD Unique Identifier: BCS-GHØØ5-8]; and TwinLink™ Cotton (T304-40 and GHB119 Combination PIP product) [OECD Unique Identifier: BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8]. U.S. Environmental Protection Agency.
- Valverde, M.B. E., Heap, I.M. 2009. El estado actual de la resistencia a herbicidas en el mundo. Seminario Internacional: Diagnóstico y manejo de la resistencia a herbicidas Serie Actas INIA; No. 44).
- Van Deynze, A.E., F.J. Sundstrom and K.J. Bradford. 2005. Pollen-mediated gene flow in California cotton depends on pollinator activity. *Crop Science* 45: 1565-1570.

- Van Rie J., S. Jansens, H. Hofte, D. Degheele y H. Van Mellaert. 1989. Specificity of *Bacillus thuringiensis* delta-endotoxin. Importance of specific receptors on the brush border membrane of the midgut of target insects. *Eur. J. Biochem.* 186: 239-247.
- Van Rie, J., McGaughey, W.H., Johnson D.E., Barnett, B.D., and H. Van Mellaert. 1990. Mechanism of insect resistance to the microbial insecticide *Bacillus thuringiensis*. *Science* 247:72-74.
- Walsh CT, Benson TE, Kim DH, Lees WJ. 1996. The versatility of phosphoenolpyruvate and its vinyl ether products in biosynthesis. *Chemistry & Biology.* 3: 83-91.
- Wehrmann, A., Van Vliet, A., Opsomer, C., Botterman, J., & Schulz, A. (1996). The similarities of bar and pat gene products make them equally applicable for plant engineers. *Nature Biotechnology*, 14, 1274-1278.
- Wendel JF, Brubaker CL, Seelanan T (2010) The origin and evolution of *Gossypium*. In: Stewart JM, Oosterhuis DM, Heitholt JJ (eds) *Physiology of cotton*. Springer, Dordrecht, pp 1–18.
- Wolfersberger, M.G., Hofmann, C., Luthy, P. 1986. In *Bacterial Protein Toxins*. (eds. Falmagne, P., Alout, J.E., Fehrenbach, F.J., Jeljaszewics, J. And Thelestam, M.) pp. 237-238. Fischer, New York.
- WSSA. 2011. Módulo de Lecciones de la WSSA: Malezas Resistentes a Herbicidas. <http://wssa.net/2011/12/wssa-lesson-module-herbicide-resistant-weeds-spanish/>
- Zhang, B.H., Pan X.P., Guo T.L., Wang Q.L. and Anderson T.A. 2005. Measuring gene flow in the cultivation of transgenic cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Molecular Biotechnology* 31: 11-20.
- Zhang, XR, Henriques, R, Lin, SS, Niu, QW, Chua, NH. 2006. *Agrobacterium*-mediated transformation of *Arabidopsis thaliana* using the floral dip method. *Nature Protocols* 1: 641– 646.
- Zhou, M., Xu, H., Wei, X., Ye, Z., Wei, L., Gong, W., Zhu, Z. (2006). Identification of a glyphosate-resistant mutant of rice 5-enolpyruvylshikimate 3-phosphate synthase using a directed evolution strategy. *Plant Physiology*, 140, 184-195.

#### **IV. INSTRUCCIONES O RECOMENDACIONES ESPECÍFICAS DE TRANSPORTE, ALMACENAMIENTO Y, EN SU CASO, MANEJO**

BASF Mexicana, S.A. de C.V. tiene un protocolo para la movilización de material genéticamente modificado que es llevado a cabo en forma muy rigurosa antes de proceder a cualquier envío e incluye medidas para garantizar la calidad y trazabilidad de la semilla que se va a mandar al país de destino.

##### **Importación**

El Departamento de Comercio Internacional a través del Agente Aduanal contratado para tal fin, realiza la liberación de la semilla de la aduana; en caso de cualquier contratiempo o que se requiera algún tipo de aclaración, el Coordinador responsable del Dpto. de Comercio Internacional lo comunicará inmediatamente a la Gerencia de Negocio y Asuntos Regulatorios, en caso de ser necesaria documentación adicional ésta será provista por la gerencia correspondiente.

##### **Movilización hacia al almacén**

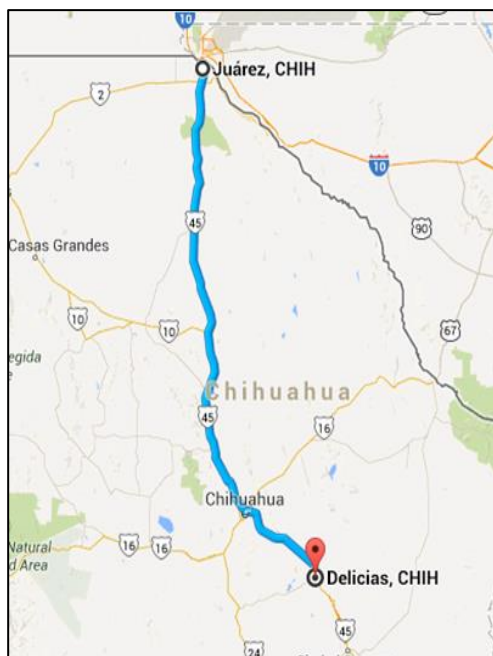
La movilización se realizará vía terrestre a partir del origen de la semilla en Lubbock, Texas y posteriormente se ingresará a México a través de la aduana de Cd. Juárez, Chihuahua (figura 21). En caso de ser necesario se utilizarán las aduanas de Nuevo Laredo, Matamoros y Reynosa en Tamaulipas, San Luís Río Colorado y Nogales en Sonora, Mexicali, B.C. u Ojinaga en Chihuahua; de ser así, se notificará dicho cambio al SENASICA.

En la aduana de entrada al país, la semilla será recibida por el Agente Aduanal de BASF de México.

Previo a la movilización de la semilla, el responsable del traslado constatará que:

- No se produjeron pérdidas accidentales durante el proceso de descarga y liberación.
- Los envases no sufrieron deterioro que impida su transporte y que éstos estén correctamente identificados.
- El movimiento de la semilla será realizado el mismo día de la liberación de aduana. En caso de que no hubiera posibilidad de movilizar la semilla ese mismo día, la misma será almacenada temporalmente en instalaciones aprobadas por BASF para tal fin.
- Los documentos para la movilización serán archivados en la empresa BASF para ser consultados por las personas autorizadas.

Una vez realizado lo anterior la semilla será transportada vía terrestre al almacén de BASF Mexicana ubicado en Ciudad Delicias, Chihuahua en la siguiente dirección:



**Origen:** Lubbock, Estados Unidos de Norteamérica,

**Destino:** Almacén BASF.

**Carreteras:** Mex 045 y 045 D

**Distancia:** 436 km

**Puntos intermedios:** Cd. Juárez - Ahumada 117 km, Ahumada – El Sueco 86.7 km, El Sueco – Sacramento 126 km, Sacramento – Chihuahua 21.8 km y Chihuahua – Delicias 85 km.

**Figura 21.** Ruta de movilización de Lubbock, Texas a Almacén en Delicias, Chihuahua.

### Almacenamiento

1. Después de que la semilla es ingresada a la bodega se deberá proceder a actualizar los respectivos inventarios, tomando el peso bruto del material que ingresa, el estado del paquete y la persona que lo hace.
2. Los materiales podrán ser almacenados en el mismo sitio, pero separados e identificados correctamente.
3. Las personas autorizadas para ingresar a la bodega deberán llenar el formato de registro de entrada y salida de personal e indicar el motivo de su ingreso.
4. Cada vez que se realicen ingresos y salidas de semilla de la bodega, se deberá actualizar en el sitio de SharePoint correspondiente indicando las cantidades que se retiran, destino y la persona que retira.
5. Todos los envases individuales estarán etiquetados y la etiqueta deberá colocarse de manera que se preserven estos datos durante el periodo de almacenamiento y movilización. De igual manera, deberá contener la siguiente información con base en la NOM-001-SAG/BIO-2014.

### Movilización hacia los sitios de liberación

La semilla saldrá del almacén sólo cuando BASF lo autorice y será transportada vía terrestre hacia los sitios de liberación ubicados en los municipios autorizados del norte de Tamaulipas y una vez que la semilla sea entregada al distribuidor con quien BASF tenga un convenio

vigente, se procederá a revisar el inventario de semilla y firmar de recibido si las cantidades despachadas coincide con las cantidades entregadas.

Las medidas de bioseguridad que se van a utilizar durante las diferentes etapas de la movilización son:

1. Las semillas de algodón GM serán transportadas en bolsas de papel resistentes a la manipulación, selladas para prevenir cualquier derrame desde el origen hasta las bodegas y/o sitios autorizados para la liberación al ambiente.
2. Al documentar los embarques de semilla, se harán todas las especificaciones pertinentes a la compañía transportadora para que el material sea maniobrado con cuidado y evitar rompimiento de las bolsas.
3. Los envases (bolsas) estarán claramente identificados mediante etiquetas visibles y acordes a las especificaciones establecidas en la NOM-001-SAG/BIO-2014.
4. En caso de de liberación accidental de material de algodón genéticamente modificado durante el transporte, se notificará al correo [libaccidentalogm.dgiaap@senasica.gob.mx](mailto:libaccidentalogm.dgiaap@senasica.gob.mx), dentro de las 24 horas siguientes que se tenga conocimiento de la misma, e informará de manera oficial en un periodo de 3 días hábiles a la Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria, Acuícola y Pesquera y a la Dirección General de Sanidad Vegetal de la situación, así mismo, BASF Mexicana implementará inmediatamente las siguientes acciones:
  - Georreferenciar el sitio de la liberación accidental y delimitar el área de dispersión
  - Recuperar toda la semilla que sea posible
  - Realizar un balance entre la semilla transportada y la semilla recuperada para conocer la cantidad de semilla no recuperada y documentarlo
  - Recabar evidencia fotográfica del sitio de liberación y del material liberado
  - Establecer un programa de monitoreo de plantas voluntarias en el sitio de liberación
  - Eliminación de plantas voluntarias de manera manual o mediante el uso de herbicidas
  - Entregar un reporte al SENASICA con la documentación de las actividades realizadas

#### **Documentación para la movilización**

- Lista de inventario de todos los envases, embalajes y materiales que se envían especificando la fecha de envío.
- Guía original de transporte especificando claramente la fecha de envío con la lista de inventario anexa.



- La guía de transporte y la lista de inventario debe enviarse vía correo electrónico a la persona autorizada para recibir la semilla con anticipación al envío.
- Los documentos relacionados con el transporte de la semilla de algodón GM se mantendrán bajo resguardo.
- Las empresas transportistas serán provistas de una Hoja de datos de seguridad para transporte, desarrollada específicamente para semillas genéticamente modificadas.

## **V. CONDICIONES PARA SU LIBERACIÓN Y COMERCIALIZACIÓN, EN CASO DE SER NECESARIAS**

### **a) Especificaciones de control**

Durante la liberación comercial se dará cumplimiento a las Medidas de bioseguridad y Condicionantes establecidas en el Permiso de Liberación al Ambiente (PLA) correspondiente y se implementarán las Prácticas de gestión responsable (Stewardship), con el objetivo de asegurar el control de calidad y la trazabilidad durante todo el ciclo de vida del algodón GLT.

### **b) Comercialización**

La semilla es transportada después de su ingreso hacia el almacén de BASF en Delicias, Chihuahua. De ahí, es enviada a los distribuidores autorizados quienes procederán a entregarla a los agricultores que reúnan los requisitos y firmen el “Contrato de licencia para el uso de tecnología BASF”.

### **Cumplimiento durante la liberación**

BASF establecerá controles obligatorios para el cumplimiento durante la comercialización y liberación de la semilla, en apego al PLA correspondiente. Lo anterior será ratificado mediante la firma del “Contrato de licencia no exclusiva para el uso de tecnología de BASF” y del “Contrato de colaboración para el cumplimiento de Medidas de bioseguridad posteriores a la cosecha, establecidas en los Permisos de liberación al ambiente de algodón genéticamente modificado”

### **c) Siembra en campo**

Una vez que el agricultor recibe la semilla, se deberán seguir las recomendaciones de manejo comunicadas durante las capacitaciones y se deberán implementar las prácticas de manejo generadas por el Campo Experimental Río Bravo del INIFAP.

#### **d) Cosecha**

La cosecha se realizará de manera mecánica mediante el uso de cosechadoras tipo Picker o Stripper, por lo que, se recomendará a los agricultores que una vez finalizada la actividad en un predio deberán realizar una limpieza general para reducir la dispersión de propágulos de maleza y enfermedades. Los módulos resultantes de la cosecha serán colocados en las orillas de los predios y posteriormente trasladados a los despepites para separar la semilla de la fibra.

Como se mencionó anteriormente, los despepites estarán obligados a firmar un contrato de colaboración con BASF para que puedan ser incluidos en la lista de despepites autorizados que se entrega a los agricultores antes de la cosecha.

#### **e) Monitoreo durante y después de la liberación;**

Se efectuará un monitoreo durante y después de la liberación del algodón GLT. Las actividades incluyen:

- Firmar el contrato de licencia no exclusiva para el uso de la tecnología de BASF, en dónde los agricultores cooperantes se comprometen a respetar e implementar las medidas de bioseguridad y condicionantes establecidas en el permiso de liberación al ambiente.
- Efectuar una localización georreferenciada de los predios de los agricultores cooperantes que siembren algodón GLT, con el propósito controlar la ubicación de los sitios de liberación y de esa manera evitar que se siembre en zonas no autorizadas.
- Auditorías internas por parte de los departamentos de Compliance y Stewardship de BASF para vigilar el cumplimiento de las medidas de bioseguridad y condicionantes establecidas en el permiso.
- Realizar capacitaciones a todo el personal involucrado en la liberación (agricultores cooperantes, técnicos, distribuidores, empresas despepitadoras, autoridades locales) con el objetivo de que toda persona relacionada con el cultivo conozca las implicaciones, riesgos y beneficios derivados del uso y manejo del algodón GLT. Los entrenamientos se enfocarán en materia de bioseguridad de organismos genéticamente modificados, uso adecuado del algodón GLT, resistencia de maleza a herbicidas, importancia del manejo de la resistencia de insectos mediante la implementación de prácticas como siembra de refugio, monitoreo de plagas y uso de otros métodos de control.

**f) Monitoreo de plantas voluntarias**

El programa de monitoreo se realizará en las zonas donde se siembre el algodón biotecnológico durante un periodo mínimo de seis meses, dirigiendo la búsqueda a plantas de algodón voluntarias que puedan expresar el evento GLT y procediendo a su destrucción. Se implementarán las siguientes medidas:

- El monitoreo será realizado en conjunto con el Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Tamaulipas y los Despepites que operan en la zona. Las áreas de monitoreo responsabilidad de cada una de las partes y los periodos de monitoreo serán definidos mediante reuniones de las partes.
- En las zonas donde fueron sembradas las variedades de algodón con el evento GLT deberá hacerse monitoreo de voluntarias, por lo menos durante el ciclo agrícola siguiente, con el objetivo de cumplir con la medida de bioseguridad respectiva y como parte de la campaña de erradicación de picudo y gusano rosado del algodonoero.
- Los monitoreos empezarán después de la cosecha y cuando se detecten plantas voluntarias éstas deberán ser destruidas antes de que lleguen a floración, con una aplicación dirigida de herbicidad o de manera manual.
- Se realizará un monitoreo de voluntarias en las rutas utilizadas para transportar el algodón hueso a los despepites de la región y se recomendará a los transportistas que los vehículos sean cubiertos con una lona o material plástico para reducir la diseminación de la semilla de algodón en las carreteras.

**g) Estrategias para la detección del OGM y su presencia posterior en la zona o zonas donde se pretenda realizar la liberación y zonas vecinas, una vez concluida la liberación.**

Se efectuará un monitoreo de plantas voluntarias como se describió anteriormente. Además, en el siguiente ciclo de siembra del algodonoero, en caso de ser necesario y donde llegara a existir controversia respecto al origen del algodón que se esté sembrando en la zona de liberación y zonas vecinas, se utilizarán métodos para detectar el evento GLT en muestras de hojas.

Para realizar el monitoreo se utilizan tiras reactivas (QuickStix® Strips) en muestras de hojas. La utilización de tiras reactivas permite, al igual que en el caso de otros cultivos GM, identificar de forma rápida y confiable al algodón GlyTol® TwinLink®. El método identifica en forma específica las proteínas Cry1A & Cry2Ae & 2mEPSPS & PAT/BAR.

- EnviroLogix. QuickStix™ Combo Comb Kit for Multi-Trait Testing Cry1A/2Ae/2m/bar Cotton Seed
- Catalog Number: AS 025 ST.

Este método está disponible públicamente y puede ser consultado en la siguiente dirección:

<http://www.envirologix.com/wp-content/uploads/2015/05/AS025-STC-MultiTrait-Quad-C1C2Ae2mLL-091415.pdf>

#### **h) Medidas para la erradicación del OGM en zonas distintas a las permitidas.**

Las medidas y procedimientos de bioseguridad están diseñados para evitar cualquier contingencia, de tal forma que existe un riesgo bajo de que cualquier evento de este tipo pueda ocurrir. Sin embargo, en caso de identificar, como resultado de un monitoreo aleatorio de las zonas algodoneras, predios sembrados con algodón GLT, los cuales no son parte del padrón de agricultores cooperantes, quienes han firmado una licencia de uso de la tecnología de BASF Mexicana S.A. de C.V., se procederá a la integración de un registro de quien o quienes hayan procedido fuera de la ley y se actuará de acuerdo con los procedimientos legales que corresponden. El hecho se informará a la Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria, Acuícola y Pesquera (DGIAAP).

Si ocurriese una diseminación accidental durante el transporte de la semilla o de la cosecha, se tomarán las medidas de bioseguridad necesarias para impedir que el material BCS-GHØØ2-5 x BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8 se propague o disemine, y se realizará la recuperación total del material regulado. Asimismo, de acuerdo a lo establecido en el Artículo 59 del Reglamento de la LBOGM, se notificará al correo [libaccidentalogm.dgiaap@senasica.gob.mx](mailto:libaccidentalogm.dgiaap@senasica.gob.mx), dentro de las 24 horas siguientes que se tenga conocimiento de la liberación y se informará de manera oficial en un máximo de 3 días hábiles a la ventanilla de la Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria, Acuícola y Pesquera (DGIAAP).

Como se menciona en el plan de monitoreo, se mantendrá un control de los predios por medio de su ubicación georreferenciada y de esta manera evitará que se siembre algodón GLT fuera de los predios autorizados. Así mismo, se firmarán licencias de uso de la tecnología con agricultores cooperantes.

## **VI. CONSIDERACIONES SOBRE LOS RIESGOS DE LAS ALTERNATIVAS TECNOLÓGICAS CON QUE SE CUENTE PARA CONTENDER CON EL PROBLEMA PARA EL CUAL SE CONSTRUYÓ EL OGM, EN CASO DE QUE TALES ALTERNATIVAS EXISTAN**

### **6.1. Algodón GlyTol® TwinLink® (GLT)**

Se han usado técnicas de mejoramiento convencional para desarrollar el algodón GHB614 x T304-40 x GHB119 (GlyTol® TwinLink®; GLT) que confiere resistencia a insectos y tolerancia a herbicidas, en donde, cada evento individual aporta beneficios específicos al evento apilado final.

GHB614 produce la proteína de *Zea mays* L. 5-enolpiruvil shikimato 3-fosfato sintasa (2mEPSPS) que confiere tolerancia al herbicida glifosato. La proteína 2mEPSPS difiere de la enzima de tipo salvaje de maíz en dos sustituciones de aminoácidos. El identificador de la OCDE es BCS-GHØØ2-5.

T304-40 produce la proteína de *Bacillus thuringiensis* subsp. *berliner* Cry1Ab que es efectiva para el control de larvas de lepidópteros como gusano bellotero *Helicoverpa zea* y gusano tabacalero *Heliothis virescens*. T304-40 también expresa la tolerancia al ingrediente inerte herbicida fosfinotricina acetil transferasa (PAT/*bar*) como marcador de selección que confiere tolerancia al herbicida glufosinato de amonio. El identificador OECD es BCS-GHØØ4-7.

GHB119 produce la proteína de *Bacillus thuringiensis* subsp. *dakota* Cry2Ae que es efectiva para el control de larvas de lepidópteros como gusano bellotero *Helicoverpa zea*, gusano tabacalero *Heliothis virescens* y gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*. GHB119 también expresa la tolerancia al ingrediente inerte herbicida fosfinotricina acetil transferasa (PAT/*bar*) como marcador de selección que confiere tolerancia al herbicida glufosinato de amonio. El identificador OECD es BCS- GHØØ5-8.

La combinación de proteínas insecticidas, Cry1Ab (Evento T304-40) y Cry2Ae (GHB119) provee un control de insectos mejorado y ofrece una herramienta adicional para el Manejo de Resistencia de Insectos. De igual manera, la combinación de las proteínas 2mEPSPS y PAT/*bar* proporciona tolerancia a los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio respectivamente y también ofrece alternativas adicionales en el control de maleza para los productores de algodón.

### **6.2. Inocuidad y especificidad de las proteínas expresadas por el algodón GLT**

Las proteínas 2mEPSPS, PAT/*bar*, Cry1Ab y Cry2Ae no tienen efecto sobre el metabolismo normal de la planta y no se espera que la expresión de las características acumuladas produzca efectos interactivos o sinérgicos porque involucran distintos mecanismos de

acción. No se espera que las características de protección contra insectos y de tolerancia a herbicidas otorguen ventajas adaptativas al algodón en hábitats naturales, en condiciones naturales o dentro de un agroecosistema. La similitud de las características de las plantas GLT con el algodón convencional permite concluir que no existen ventajas adaptativas o un mayor potencial de convertirse en plaga o maleza en el algodón GLT como consecuencia de la modificación genética.

Las características reproductivas no han sido alteradas en el algodón GLT, ni en los eventos individuales GHB614, T304-40 y GHB119, como consecuencia del proceso de transformación ni como consecuencia del proceso de cruzamiento convencional.

Los productos derivados del procesamiento industrial de la semilla de algodón son aceite para consumo humano, harina de algodón (suplemento alto en proteína para ganado y aves), cascarilla (fibra para ganado vacuno) y *linter* (celulosa para productos industriales y de consumo humano) ([www.cottonseed.com](http://www.cottonseed.com)<sup>26</sup>). En general los análisis de composición de aceite refinado de diferentes cultivos oleaginosos, así como el análisis de *linter* procesado, han demostrado la ausencia de proteína detectable en estos productos (Hamilton *et al.*, 2002; Health Canada, 2013; Sims, *et al.*, 1995). Por lo tanto, el consumo humano significativo de las proteínas 2mEPSPS, PAT/*bar*, Cry1Ab, y Cry2Ae presentes en las variedades de algodón GLT es muy poco probable y no existe una preocupación significativa sobre algún impacto en la salud, basado en la falta de exposición significativa a las proteínas.

### 6.2.1. Inocuidad de la proteína 2mEPSPS

La tolerancia al glifosato se obtiene disminuyendo la habilidad del herbicida para inhibir la enzima 5-enolpiruvil-shikimato-3-fosfato sintasa (EPSPS), la cual es esencial para la biosíntesis de aminoácidos aromáticos en plantas, hongos y bacterias. En el algodón GLT la tolerancia al glifosato se basa en la expresión de la enzima 2mEPSPS codificada por el gen *2mepsps* derivado del maíz, en el cual se han incluido dos cambios para adaptarlo al uso preferido de codones del algodón. La proteína 2mEPSPS con baja afinidad por el glifosato, es altamente resistente a la inhibición por este herbicida y permite suficiente actividad enzimática para que las plantas puedan desarrollarse en presencia de herbicidas que contengan glifosato. La seguridad de la proteína 2mEPSPS ha sido evaluada exhaustivamente en diversos estudios científicos y los resultados han confirmado su inocuidad. La enzima 2mEPSPS no posee ninguna propiedad asociada con toxinas o alérgenos conocidos, incluyendo la falta de similitud de secuencia de aminoácidos con toxinas y alérgenos conocidos, se ha observado una rápida degradación en fluidos gástricos e intestinales simulados y la ausencia de efectos adversos en ratón después administración intravenosa u oral a dosis de 10 o 2000 mg/kg de peso corporal. En conclusión, no se

---

<sup>26</sup> National Cottonseed Products Association (NCPA).



espera ningún riesgo derivado de la inclusión de la proteína 2mEPSPS en la cadena alimenticia humana o animal (Herouet *et al.*, 2009).

### 6.2.2. Inocuidad de la proteína PAT/bar

Por su uso tan extendido en cultivos biotecnológicos, la seguridad de la proteína PAT ha sido ampliamente evaluada. Cuando la secuencia de aminoácidos de la enzima PAT se sometió a análisis comparativo de polipéptidos usando el algoritmo FASTDB de Intelligenetics, no mostró una homología significativa con otras proteínas presentes en las bases de datos, excepto con otras fosfinotricina acetiltransferasas que se originan a partir de diferentes organismos. No se observó semejanza con toxinas potenciales o con alérgenos. No se esperan efectos tóxicos o alérgicos provenientes de la proteína PAT/bar, ya que las acetiltransferasas no poseen estabilidad proteolítica o térmica y tiene una alta especificidad de sustrato (Herouet *et al.*, 2005).

### 6.2.3. Inocuidad y especificidad de las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae

Los insecticidas microbiales a base de *Bacillus thuringiensis* (*Bt*) tienen una historia de uso seguro en la agricultura de alrededor de 50 años. Las proteínas Cry están entre los ingredientes activos de estos insecticidas y actualmente los genes que codifican estas proteínas han sido introducidos en diversos cultivos mediante técnicas de ingeniería genética. Lo anterior implica que las proteínas Cry han sido usadas y consumidas de forma segura por humanos y animales durante décadas (Betz *et al.*, 2000; Onose *et al.*, 2008; McClintock *et al.*, 1995). Los niveles de proteínas Cry expresadas en los cultivos GM son muy bajos y se reducen todavía más debido al procesamiento de los alimentos. Adicionalmente, la extensa evaluación de proteínas Cry en cultivos GM no han mostrado ningún daño o efecto negativo en especies no blanco, incluyendo los humanos (Koch *et al.*, 2015).

Las proteínas Cry1Ab y Cry2Ae producidas por el algodón GLT con resistencia a insectos se derivan de la bacteria común del suelo *Bacillus thuringiensis* y son específicamente tóxicas para ciertos insectos lepidópteros. La prueba de toxicidad con un rango representativo de organismos no blanco arrojó valores de NOEL y/o NOEC<sup>27</sup> en concentraciones que representan diez veces o más las concentraciones ambientales esperadas de Cry1Ab y Cry2Ae (cuadros 13 y 14) (ILSI, 2011b, Scott *et al.*, 2008).

**Cuadro 13.** Resumen de pruebas eco-toxicológicas de la proteína Cry1Ab sobre organismos no blanco.

---

<sup>27</sup> **NOEL, NOEC** – (Nivel de Efecto No Observado, Concentración de Efecto No Observado) – La máxima dosis en un estudio toxicológico en el cual no fueron observados efectos tóxicos.

Especie	Método de exposición	Duración de la exposición	Resultados
<i>Apis mellifera</i> (larvas de abejas)	Exposición a una sola dosis de proteína a 20 ppm	unidosis	NOEL >20 ppm
<i>Apis mellifera</i> (abeja adulta)	Exposición a una sola dosis a 20 ppm	unidosis	No se observó ninguna diferencia estadísticamente significativa entre las poblaciones de prueba y de control. En el grupo de prueba, la mortalidad media fue de 16.2%
<i>Chrysoperla carnea</i> (larvas de crisopa)	Exposición a 16.7 ppm	7 días	NOEL > 16.7 ppm
<i>Hippodamia convergens</i> (catarinas)	Exposición a una sola dosis a 20 ppm	unidosis	NOEL > 20 ppm
<i>Brachymeria intermedia</i> (himenóptero parasitoide)	Exposición a una sola dosis a 20 ppm	unidosis	NOEL > 20 ppm
<i>Folsomia candida</i> (Colémbolos)	Tejidos liofilizados de hojas (estimado de 50.6 µg Cry1Ab/g)	28 días	NOEL > 50% de la dieta
<i>Daphnia magna</i>	Exposición a la proteína Cry1Ab en el polen del maíz en múltiples concentraciones	48 horas	NOEC > 150 mg/L
Lombriz de tierra	Exposición a la proteína Cry1Ab bacteriana en un sustrato de suelo artificial	14 días	NOEL > 200 ppm
<i>Mus musculus</i> (ratón)	Sonda aguda por vía oral a 3280 mg/kg	unidosis	Efecto no observado

Fuente: ILSI. 2011b. Revisión de la seguridad ambiental de la proteína Cry1Ab. Center for Environmental Risk Assessment, ILSI Research Foundation. Washington D.C. USA.

**Cuadro 14.** Resumen de pruebas eco-toxicológicas de la proteína Cry2Ae sobre organismos no blanco.

Especie	Estado de desarrollo	Variables evaluadas	Resultados
Ratón ( <i>Mus musculus</i> )	Adulto joven	Mortalidad, peso corporal, signos clínicos	NOEC 2000 mg/kg
Abeja	Larva	Mortalidad, desarrollo, emergencia de adultos, comportamiento	NOEC 50 µg/g
Catarinita ( <i>Coleomegilla maculata</i> )	Larva	Mortalidad, desarrollo, emergencia de adultos, comportamiento	NOEC 64 µg/g
Crisopa ( <i>Chrysoperla carnea</i> )	Larva	Mortalidad	NOEC 27 µg/g

Colémbolo ( <i>Folsomia candida</i> )	Larva	Mortalidad, reproducción	Sin mortalidad a 44 µg/g
Lombriz de tierra	Adulto	Mortalidad	NOEC 100 mg/kg suelo
<i>Daphnia</i>	Inmaduro	Mortalidad, desarrollo, reproducción	NOEC 48 µg/g

**Fuente:** Scott, A.; Bushey, D.; Freyssinet, M.; Poe, M.; Rinehardt, M. 2008. Petition for Determination of Nonregulated Status for Insect-Resistant and Glufosinate Ammonium-Tolerant cotton: TwinLink™ cotton (events T304-40 x GHB119) OECD Unique Identifier BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8. Research Triangle Park, NC, USA: BayerCropScience LP.

El efecto tóxico de las proteínas Bt requiere de condiciones alcalinas (como las proporcionadas en el intestino de la larva del insecto) para que se disuelvan los cristales, digestión parcial por proteasas específicas para que liberen el núcleo activo de la toxina y la unión específica de ésta a receptores presentes en la superficie de las células epiteliales del intestino medio del insecto. La unión específica de la toxina a estos receptores conduce a la formación de poros en la membrana plasmática y a la eventual muerte celular, parálisis intestinal e inanición. Estos son los pasos que proporcionan el alto grado de especificidad para cada proteína Bt (English y Slatin 1992; Hofmann *et al.*, 1988; Knowles y Dow, 1993; Van Rie *et al.*, 1989).

Para que las proteínas Cry puedan ejercer actividad insecticida tienen que ser ingeridas por los insectos. La proteína en su forma cristalina es insoluble en solución acuosa a pH neutro o ácido (Bulla *et al.*, 1977), sin embargo, el pH del tracto digestivo de las larvas de los insectos es alcalino (pH 8 - 10) y probablemente reductivo, lo que favorece la solubilización del cristal (Tojo y Aizawa, 1983; Ogiwara *et al.*, 1992). Una vez ingerida, la proteína es subsecuentemente activada por proteasas en el tracto digestivo del insecto. Estas proteasas cortan el extremo carboxilo terminal del resto de la proteína, al igual que aproximadamente 28 aminoácidos del extremo amino terminal. La proteína activada, que consiste de aproximadamente 660 aminoácidos, se difunde a través de la membrana peritrófica del insecto al epitelio del mesenterón. Aquí se une a receptores específicos de alta afinidad (Wolfersberger *et al.*, 1986, Hofmann *et al.*, 1988, Van Rie *et al.*, 1989; Van Rie *et al.*, 1990). Se forman poros en la membrana que causa derramamiento de los contenidos celulares (i. e. K+) en el lumen del intestino y agua hacia las células epiteliales de intestino (Sacchi *et al.*, 1986; Knowles *et al.*, 1989). Las células epiteliales del tracto de las larvas se hinchan debido a la presión osmótica y se lisan. El tracto se paraliza como consecuencia de los cambios en electrolitos y pH lo que provoca que la larva deje de comer y muera.

El requerimiento de un pH alcalino y proteasas específicas del intestino de las larvas de insectos es una característica importante de la actividad insecticida específica de *Bacillus thuringiensis*, debido a que los mamíferos y otros insectos no blanco no pueden solubilizar los cristales de Bt, estos pasan a través del sistema digestivo de los organismos no blanco en su forma inalterada y por lo tanto no tóxica.

Durante las evaluaciones realizadas en el norte de Tamaulipas durante los años 2015, 2017, 2018 y 2019 se monitorearon los artrópodos no blanco asociados al algodón GLT y algodón convencional agrupándolos en tres categorías: plagas no blanco, depredadores y parasitoides. Los resultados obtenidos mostraron que las poblaciones muestreadas se han comportado de manera similar y no se observó una influencia negativa sobre las mismas, debida al uso de algodón genéticamente modificado GLT (**Sección III.vi.**).

### **6.3. Cambios fenotípicos e incremento del potencial como maleza**

El algodón (*Gossypium spp.*) es una planta domesticada que carece de características agresivas o distintivas de las especies vegetales consideradas como maleza. Esta planta ha sido cultivada por el valor de su fibra durante siglos en varios países, sin que exista ningún reporte que la clasifique como una planta invasiva o como una maleza (OECD, 2008). Investigadores y reguladores han evaluado el potencial para que las variedades de algodón GM se conviertan en maleza y han determinado que las nuevas características conferidas mediante ingeniería genética no aumentan el potencial del algodón para convertirse en una maleza agrícola, debido a que las plantas voluntarias de algodón pueden controlarse mediante técnicas convencionales de manejo de maleza (Carpenter *et al.*, 2002; Artim *et al.*, 2003, USEPA, 2008). Un ejemplo de lo anterior es el algodón en los Estados Unidos de América, en donde el cultivo fue introducido hace varios siglos y hasta la fecha no se tiene evidencia de que este cultivo se haya convertido en una maleza (Scott *et al.*, 2008<sup>28</sup>)

Tradicionalmente los programas de mejoramiento genético de algodón han desarrollado y liberado una gran cantidad de variedades en diferentes ambientes, las cuales incorporan nuevas características de resistencia a enfermedades e insectos, tolerancia a factores ambientales (calor, frío, sequía) y se han mejorado características fenotípicas como mayor vigor de germinación, crecimiento de plántula y precocidad, así como características de calidad de fibra, sin que a la fecha se tenga evidencia de que alguna de estas variedades se haya convertido en maleza. Los cultivos modificados mediante ingeniería genética, los cuales son altamente específicos, no deben presentar un nivel de riesgo diferente que las variedades mejoradas desarrolladas por métodos convencionales (Scott *et al.*, 2008).

No se ha reportado que las variedades cultivables de *G. hirsutum* presenten una capacidad invasiva importante. La hipótesis de que la introducción de genes de resistencia a las principales plagas, podría incrementar el potencial de la capacidad invasiva del algodón GM al modificar su adecuación comparado con variedades convencionales ha sido evaluada con estudios realizados por Eastick y Hearnden (2006) quienes demuestran que la

---

<sup>28</sup> Scott, A.; Bushey, D.; Freyssinet, M.; Poe, M.; Rinehardt, M. 2008. Petition for Determination of Nonregulated Status for Insect-Resistant and Glufosinate Ammonium-Tolerant cotton: TwinLink™ cotton (events T304-40 x (GHB119) OECD Unique Identifier BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8. BayerCropScience LP. Research Triangle Park, NC, USA.

capacidad invasiva, evaluada en términos de germinación, sobrevivencia y dispersión, no presentó diferencias con respecto a su contraparte convencional, aún en zonas con humedad propicia para el establecimiento. Después de 2 años, la sobrevivencia fue muy baja.

La maleza se constituye por un grupo de plantas que se pueden considerar como plaga. El término maleza es utilizado para describir una planta nociva en un ecosistema manejado como son las plantaciones agrícolas o forestales. Típicamente una maleza es una especie vegetal que se distribuye fácilmente en áreas perturbadas o entre los cultivos. El potencial de maleza es una medida de la capacidad de las plantas para colonizar satisfactoriamente un ecosistema, especialmente cuando esto puede ocasionar el desplazamiento de otras especies. Baker (1965) ha descrito las características ideales de la maleza, mismas que incluyen:

- Germinación discontinúa y semillas con períodos de latencia largos.
- Crecimiento en estado de plántula muy acelerado.
- Crecimiento rápido para llegar al estado reproductivo.
- Período prolongado de producción continua de semillas.
- Autocompatible, pero no necesariamente auto polinizable o apomítica.
- Si se entrecruza utiliza el viento o polinizadores no especializados.
- Gran producción de semillas en condiciones favorables.
- Germinación y producción de semillas en amplia variedad de condiciones.
- Alta tolerancia o plasticidad a la variación climática y edáfica.
- Adaptaciones especiales para dispersión.
- Adaptación a las prácticas de manejo agronómico de los cultivos.
- Buena competitividad, lograda mediante compuestos alelopáticos, etc.
- Si es perenne, entonces una reproducción vegetativa vigorosa, quebradiza en los nudos inferiores o de rizomas o raíces, y capacidad de regeneración a partir de estacas.

En general la característica de maleza depende de una ventaja selectiva de muchos genes que funcionan en combinación, que no están relacionados con los genes introducidos por razones agronómicas. No se cuenta con reportes de plantas de algodón actuando como maleza en los campos agrícolas.

Durante las evaluaciones agronómicas realizadas en Tamaulipas norte durante los años 2011, 2015, 2017, 2018 y 2019, las variedades de algodón GLT y algodón convencional evaluadas se comportaron de manera similar durante todo el ciclo de cultivo (**Sección II.iii.**).

#### **6.4. Plantas voluntarias de algodón GLT**

Las plantas voluntarias son especies cultivadas de plantas que nacen espontáneamente por residuos de cosechas de ciclos pasados. En todos los cultivos existen voluntarias y la ocurrencia de estas depende de la labranza después de la cosecha, la severidad del invierno y la humedad del suelo. La eliminación puede hacerse de manera manual o química y en cualquiera de los casos las plantas deben haber germinado.

Las plantas voluntarias ocasionan los mismos problemas que las malezas tradicionales: reducen el rendimiento del cultivo mediante la competencia por humedad, nutrientes y luz, sirven de hospederas de insectos y enfermedades e interfieren con las operaciones de cosecha (Ogg y Parker, 2000).

La mejor estrategia de manejo de plantas voluntarias dependerá de las condiciones climáticas locales, rotación de cultivos y del régimen de labranza. Sin embargo, la labranza y el uso de herbicidas son los métodos más usados. La labranza es probablemente una de las herramientas más efectivas para el manejo de plantas voluntarias durante el barbecho o antes de la siembra de cualquier cultivo. Sin embargo, cuando la actividad se realiza durante el ciclo de cultivo quedará aproximadamente de un 15 a 25% del área no perturbada en donde las plantas pueden sobrevivir.

Adicionalmente, varios herbicidas proveen excelente control de las plantas voluntarias en ambos casos, ya sea antes de la siembra o durante el ciclo de crecimiento del cultivo. El control de las plantas voluntarias de algodón GLT podrá realizarse mediante el uso de herbicidas como 2,4-D y Picloram.

Durante el año 2021 y posteriores, BASF realizará el monitoreo y destrucción de plantas voluntarias de algodón en Tamaulipas, cuyas principales actividades serán:

- Georreferenciar los predios en donde se liberó algodón GLT y los desepites que funcionaron durante el ciclo agrícola para definir la ruta de exploración.
- Realizar los recorridos de exploración por las principales vías de acceso y vías secundarias de las zonas productoras hacia los desepites.
- Registrar mediante coordenadas geográficas los puntos de detección y eliminación de plantas voluntarias.
- Elaborar mapas de distribución de focos de infestación (plantas voluntarias de algodón).
- Eliminar física o químicamente (herbicidas) las plantas detectadas antes de que lleguen a la etapa de floración.
- Evidenciar mediante fotografías las plantas detectadas y el proceso de destrucción.
- Elaborar un reporte con los resultados obtenidos.



El monitoreo y destrucción de plantas voluntarias se ha realizado en los ciclos posteriores a la liberación de algodón GLT en el norte de Tamaulipas, conforme a las consideraciones presentadas anteriormente.

En el 2012 se realizó un recorrido de exploración por las principales vías de acceso y vías secundarias de los municipios de Río Bravo, Reynosa, Matamoros y Valle Hermoso. Se encontraron plantas voluntarias en 2 vías de comunicación en la zona agrícola del norte de Tamaulipas; la primera vía correspondió a la zona de Nuevo Progreso en el bordo de contención cerca del puente internacional (este lugar es vía de paso de vehículos de carga con seilla de algodón importada) y la segunda correspondió a la carretera Empalme – Valle Hermoso, vía de acceso al despepite de Valle Hermoso. Las plantas voluntarias fueron destruidas mediante aplicaciones de herbicida a base de picloran y 2, 4 D.

En el 2016 se realizó el monitoreo de plantas voluntarias en las carreteras y caminos principales, por donde se movilizó el algodón hueso de los predios a los despepites, las rutas de monitoreo se ubicaron dentro del polígono autorizado en los municipios de Matamoros, Río Bravo y Valle Hermoso en el estado de Tamaulipas. Dichos monitoreos se llevaron a cabo durante los meses de septiembre, octubre, noviembre y diciembre; como resultado de estos en la zona se lograron detectar y eliminar 650 plantas voluntarias en 36 puntos positivos en un recorrido de 860 km. La destrucción de las plantas se hizo inmediatamente después de su detección de manera manual y en algunos casos utilizando el herbicida Defensa®.

Durante el 2017 funcionaron 2 despepites, por lo que el programa de monitoreo de voluntarias se realizó recorriendo un total de 750 km, logrando detectar y eliminar 470 plantas en etapa de desarrollo en 11 puntos positivos, que representaban focos de infestación en la zona agrícola del norte de Tamaulipas. La eliminación de las plantas voluntarias se hizo de manera manual y con el uso de herbicidas inmediatamente después de su detección en cada punto lo que evitó que las semillas llegaran a madurez fisiológica y germinarán una vez que encontraran las condiciones adecuadas. De igual manera, se impidió que estas plantas sirvieran de hospederas de plagas y enfermedades o representaran un riesgo de flujo génico hacia sus parientes silvestres.

Durante 2018 se realizó un recorrido de 725 km y se lograron eliminar 1100 plantas en diferentes etapas de desarrollo que representaban focos de infestación en la zona agrícola del norte de Tamaulipas. La eliminación de las plantas voluntarias evitó que las semillas llegaran a madurez fisiológica y germinarán una vez que encontraran las condiciones adecuadas. De igual manera, se impidió que estas plantas sirvieran de hospederas de plagas y enfermedades.

En el año 2019, el monitoreo, detección y eliminación de plantas voluntarias se realizó por las principales carreteras y caminos por donde se transporta el algodón hueso hacia los despepites. Durante este año funcionaron 4 despepites y cada uno fue responsable de

realizar el monitoreo y destrucción de plantas voluntarias en su zona de influencia. Como resultado de los recorridos de exploración en la región, se detectaron y eliminaron 490 plantas voluntarias en estado de desarrollo inicial, en 17 sitios, la distancia recorrida fue de 700 kilómetros, y la destrucción se efectuó de manera manual inmediatamente después de que las plantas fueron localizadas.

El monitoreo y destrucción de plantas voluntarias durante el año 2020 aún está en proceso, y hasta el momento se han eliminado 550 plantas en 12 sitios positivos, en un recorrido de 260 km.

El monitoreo y destrucción de plantas voluntarias en los predios sembrados con algodón fue realizado por los agricultores cooperantes de acuerdo con la NOM-026-FITO-1995, que en su numeral 4.4.3, inciso b menciona *“Es responsabilidad del productor vigilar que los canales, periferia de terrenos, así como su terreno agrícola, se encuentren libres de plantas de algodón fuera de temporada y maleza hospedera que sirva de reservorio a las plagas mencionadas en esta norma”*.

Algunos de los factores abióticos que determinan la supervivencia de las plantas en una región son: la temperatura y el agua disponible. Las altas temperaturas pueden afectar adversamente la fotosíntesis, la respiración, las relaciones hídricas, la estabilidad de las membranas, la regulación hormonal y el metabolismo secundario de las plantas. Las plantas cultivadas son sensibles a las variaciones del clima, las temperaturas del aire cercanas al óptimo favorecen el crecimiento de las plantas, mientras que las bajas limitan de manera importante el crecimiento; temperaturas altas, de manera constante durante varios días, pueden ser muy perjudiciales, sobre todo si la humedad del suelo es baja (Jarma, Cardona y Araméndiz, 2012).

En el caso de algodón, la temperatura de germinación de la semilla es de 15°C aproximadamente, mientras que por encima de los 38°C la semilla comienza a perder viabilidad, siendo completamente inviable a los 55°C (Lagiere, 1969). Para el crecimiento vegetativo se requieren de 21 a 27°C, mientras que para la floración y la maduración de la capsula se necesita una temperatura media de 20 a 30°C. A temperaturas menores a 12°C el desarrollo de *Gossypium hirsutum* es limitado pudiéndose perder el cultivo si las condiciones continúan (Pérez, Bernal y Otero, 2011).

Las necesidades de agua durante el ciclo de desarrollo del cultivo de algodón se calculan en 350-900 mm/ha, bajo diferentes condiciones climáticas y según la duración del periodo de crecimiento (150-210 días), con un promedio de evapotranspiración diaria de 4 a 8 mm/día (Traxco, 2012). La aportación de niveles óptimos de agua, está directamente relacionado con un desarrollo favorable en el crecimiento vegetativo de la planta, la floración y la producción de capsulas (McWilliams, 2003).

Por otra parte, la compactación del suelo representa un problema para el funcionamiento y desarrollo efectivo de las raíces. Un desarrollo radicular restringido puede impactar en los rendimientos del cultivo (Bourland *et al.*, 2002). Las plantas de algodón se cultivan en varios tipos de suelos, no obstante, se desarrollan mejor en suelos profundos, de textura media (francos, franco arenosos-finos, franco limosos y franco arcillosos-gruesos), con pH ligeramente ácido (6.2-7.2), buen drenaje, alto contenido de materia orgánica y gran capacidad de retención de humedad (Ashour y Abd-El’Hamid, 1970).

Sin el tratamiento adecuado es muy difícil que las semillas de algodón logren germinar fuera del ambiente agrícola en ausencia de prácticas agronómicas que favorezcan su germinación y desarrollo. Sin embargo, para disminuir el riesgo de su establecimiento y permanencia, se establecerá un programa de monitoreo y destrucción en las zonas agrícolas y en los principales caminos y carreteras por donde se transporta el algodón hueso hacia los desepites.

### 6.5. Flujo génico del algodón GLT a especies relacionadas

El entrecruzamiento entre variedades comerciales de *Gossypium hirsutum* es bajo y ocurre exclusivamente a través de insectos. De tal manera que la frecuencia de polinización cruzada entre variedades de algodón depende de las poblaciones de insectos y su actividad migratoria al momento de la polinización. Por lo anterior, la probabilidad de que ocurra entrecruzamiento entre especies comerciales y silvestres de algodónero es muy baja.

No existen especies sexualmente compatibles con el algodón cultivado (*Gossypium hirsutum*) en el área de liberación propuesta. De acuerdo con Fryxell (1984), Talipov *et al.* (1995), Palomo (1996) y la Red de Información de Recursos de Germoplasma (GRIN) del Servicio de Investigación Agrícola (ARS-USDA) de Estados Unidos (<http://www.ars-grin.gov>), se reportan las siguientes especies de *Gossypium* para la región Norte de México (cuadro 15).

**Cuadro 15.** Especies de *Gossypium* reportadas en la literatura para el Norte de México.

Especie	Localidad	Número de cromosomas	Año de descubrimiento	Uso
<i>Gossypium hirsutum</i> L.	Regiones agrícolas	52	1763	Cultivada
<i>Gossypium thurberi</i> Tod	Sonora, Baja California Sur, Chihuahua	26	1854	Silvestre
<i>Gossypium davidsonii</i> Kellogg	Baja California Sur, Sonora	26	1873	Silvestre
<i>Gossypium armourianum</i> Kearney	Baja California Sur	26	1933	Silvestre
<i>Gossypium harknessii</i> Brandegees	Baja California Sur	26	1933	Silvestre
<i>Gossypium aridum</i> (Rose & Standl.) Skovst	Sinaloa	26	1911	Silvestre

<i>Gossypium trilobum</i> (Mocino & Sesse ex DeCandolle) Skovsted	Sinaloa	26	-	Silvestre
<i>Gossypium turneri</i> Fryxell	Sonora	26	-	Silvestre

Las especies silvestres reportadas para México son diploides ( $2n=2x=26$ ) y, por lo tanto, son sexualmente incompatibles con el algodón cultivado *G. hirsutum* el cual es una especie alotetraploide ( $2n=4x=52$ ). En el caso de que se pudieran encontrar especies silvestres cercanas a las regiones agrícolas y en el improbable caso de que pudieran quedar en contacto con polen de *G. hirsutum* (tetraploide), el producto de la fecundación sería triploide y durante la metafase de la meiosis no se podría realizar el apareamiento de homólogos, imposibilitando así la formación de un cigoto fértil por la disparidad de los sistemas genéticos (Stewart, 1995; Wendel *et al.*, 2010; Kantartzi, 2010). Aunado a esta barrera genética se tiene una barrera temporal, esto es, que no se presenta coincidencia en los periodos de floración entre poblaciones silvestres y plantaciones comerciales, lo cual minimiza el riesgo de flujo de polen entre ellas. Por otra parte, la distribución de la especie alotetraploide *G. barbadense* se encuentra limitada principalmente al sureste de México lejos de las zonas productoras de algodón comercial en el norte de la República Mexicana.

#### 6.5.1. Mecanismos necesarios para el intercambio genético.

Para que se presente el flujo de genes de materiales cultivados a parientes silvestres vía cruzamiento, se debe cumplir con ciertas condiciones: 1) el cultivo y su pariente silvestre deben presentarse en proximidad espacial; 2) sus períodos de fecundidad deben coincidir; 3) se debe encontrar un vector idóneo para transportar el polen entre los dos materiales; 4) los materiales parentales deben ser sexualmente compatibles; 5) el híbrido resultante del cruzamiento debe dar origen a una semilla viable; 6) los híbridos deben ser fértiles y ecológicamente adaptados al ambiente.

Se pueden hacer algunas generalizaciones respecto a todas las especies de *Gossypium* que no se requiere repetir para cada taxón. Todas las especies de *Gossypium* presentan autopolinización, aunque pueden presentarse ciertos cruzamientos intraespecíficos y posiblemente inter específicos mediados por insectos. El transporte del polen por el viento en el género *Gossypium* nunca se ha reportado lo cual es explicado por la textura y consistencia del polen producido en la antesis. El polen de *G. hirsutum* es viable por no más de 24 horas. Cada flor, como la de todos los miembros de Malvaceae, es receptiva únicamente el día en que abre.

Para que sea considerada la posibilidad de hibridación entre algodón cultivado y especies silvestres de *Gossypium* se tiene que cumplir con requisitos de presencia y compatibilidad sexual y genética.

Once especies diploides de *Gossypium* se presentan en México como parte de la vegetación natural. Todas las especies se agrupan taxonómicamente en el mismo subgénero (Houzingenia) y pertenecen al grupo cromosómico del genoma D, al igual que

uno de los subgenomas del algodón tetraploide cultivado. Sin embargo, las especies son divergentes y por lo mismo se agrupan en 2 Secciones y 4 Subsecciones dentro de la clasificación genérica de *Gossypium* (Fryxell, 1992).

Las dos especies tetraploides de las que se han derivado cultivares de utilización agrícola, *G. hirsutum* y *G. barbadense* se presentan en México fuera de las áreas de producción comercial. La distribución de *G. barbadense* está generalmente limitada a los Estados del sureste. Desde un punto de vista práctico, *G. hirsutum* es de distribución más amplia y cualquier consideración aplicable a uno es también aplicable al otro (Fryxell, 1992; Palomo, 1996; Ulloa *et al.*, 2006).

### **6.5.2. Vigor de híbridos interespecíficos y fertilidad**

El embrión del híbrido que se pudiera formar entre un algodón cultivado tetraploide y un pariente silvestre diploide depende fuertemente de dos factores: el vigor vegetativo y la fertilidad de la planta. *Gossypium davidsonii* y tal vez *G. gossypoides* pueden ser eliminados en la producción de híbridos con el algodón cultivado debido a la letalidad complementaria.

Los híbridos interespecíficos entre las otras especies diploides y el algodón tetraploide se puede asumir que son viables y de crecimiento vegetativo relativamente vigoroso, con base en observaciones de híbridos obtenidos cuando el algodón (*G. hirsutum*) funcionó como parental hembra. Es decir, pocas especies diploides producen semillas híbridas cuando es polinizado con el polen del algodón tetraploide. Más allá de la alopatria y los diferentes niveles de incompatibilidad sexual, el principal mecanismo de aislamiento entre el algodón (*G. hirsutum*) y sus parientes silvestres diploides es la diferencia que existe en el nivel de ploidía. Aunque el algodón cultivado tetraploide ( $2n = 4x = 52$ ) posee un subgenoma cercano a las especies diploides de *Gossypium* de México ( $2n = 2x = 26$ ), los híbridos interespecíficos entre el algodón y estas especies son triploides ( $3x = 39$ ). Las plantas híbridas triploides usualmente desarrollan terminaciones florales, pero no forman polen viable debido a que los pares están desbalanceados y a la segregación de los cromosomas. En los híbridos (DxAD), los cromosomas podrían estar en pares, recombinarse y segregarse de manera muy cercana a las proporciones teóricas, sin embargo, en los híbridos triploides DAD, los cromosomas 13 del subgenoma A son impares, por lo tanto, segregan aleatoriamente entre las dos células hijas en la anafase I.

En la evolución de las plantas la ploidía se ha incrementado a partir de tales hibridaciones y se ha establecido que el *Gossypium* tetraploide (algodón) se originó de esta manera. En este caso el nivel de ploidía de ambos parentales (genomas A y D) podría haber sido el mismo. Mientras la posibilidad existe, las observaciones empíricas indican que el proceso en *Gossypium* es extremadamente raro y, de hecho, ejemplificado solamente por una ocurrencia.

Todas las especies conocidas de *Gossypium* diferentes a las 5 tetraploides poseen el mismo número de cromosomas ( $n=13$ ). No se ha generado en la naturaleza otra ploidía en *Gossypium* que haya sobrevivido hasta nuestros días. Esto es particularmente importante para México debido a que las especies de *Gossypium* tetraploides y diploides han coexistido por más de un millón de años (Wendel, 1989) y no se tienen registros de la presencia de especies hexaploides.

En las principales regiones donde se cultiva algodón en el mundo, la mayor abundancia corresponde a *Gossypium hirsutum*. Esto se debe principalmente a que las variedades de *G. hirsutum* están adaptadas para obtener producciones más altas en climas templados que las variedades de *G. barbadense*, las cuales presentan una mejor adaptación a las regiones secas del mundo. Las variedades comerciales de *G. barbadense* se cultivan por la alta calidad de la fibra que producen, misma que se utiliza para confeccionar hilados de marca (ejemplo: algodón Pima).

Las variedades modernas de *G. barbadense* y *G. hirsutum* están altamente domesticadas y contienen un mapa génico muy conservado (genoma AADD), y no es de sorprender que las propiedades nutritivas y físicas de las semillas de cada una de las especies de algodón se traslapen (Percy *et al.*, 1996; Robinson *et al.*, 2001).

Además, *G. barbadense* y *G. hirsutum* son sexualmente compatibles, y los elementos de cada especie se han introgresado a las variedades comerciales de algodón que se han desarrollado con base en las preferencias de los fitomejoradores (Percival *et al.*, 1999).

Se considera que los algodones tetraploides, incluyendo *G. barbadense* y *G. hirsutum*, evolucionaron separadamente en las Américas; no obstante, no existen barreras genéticas para la hibridación intraespecífica de las especies tetraploides de *Gossypium* (Percival *et al.*, 1999).

Los programas de mejoramiento del algodón toman ventaja de las características existentes en las especies y mediante retrocruzamiento con el germoplasma parental mantienen las características ya sea de *G. hirsutum* o *G. barbadense* o bien de la variedad de interés. Por ejemplo, las variedades de algodón Acala de California y Nuevo México, integran especies tanto de *G. hirsutum* como de *G. barbadense* en su pedigrí (Smith *et al.*, 1999), pero comúnmente son identificadas simplemente como *G. hirsutum*.

De acuerdo a algunas clasificaciones para la delimitación de las especies, *G. barbadense* y *G. hirsutum* podrían ser clasificadas como sub-especies o variantes de una misma especie y no como especies separadas. La identidad de los progenitores de *G. hirsutum* y de *G. barbadense* permanece de alguna manera incierta (Brubaker *et al.*, 1999), pero mantienen su clasificación como especies separadas.

Las especies tetraploides ( $2n = 4x = 52$ ) incluyendo a *G. hirsutum*, *G. barbadense* y *G. tomentosum* contienen los genomas nucleares A y D (AADD) y únicamente el genoma A



cloroplástico, indicando que la semilla parental de la hibridación original fue de descendencia africana o del Medio Este (Percival *et al.*, 1999).

Los datos moleculares indican que *G. hirsutum* y *G. barbadense* comparten un ancestro común (Brubaker *et al.*, 1999) con un tiempo para la formación de poliploidía de entre uno y dos millones de años. La mayoría de los investigadores considera (al menos como progenitores de estas dos especies) que el donador del genoma A es *G. herbaceum* y el donador del genoma D, *G. raimondii* Ulbrich. De esta manera *G. hirsutum* y *G. barbadense* contienen el mismo conjunto de genomas poliploides, el cual es genéticamente distinto de la mayoría de las especies no cultivadas de *Gossypium*.

Entre los algodones cultivados, *G. hirsutum* y *G. barbadense* (esto también incluye a las especies diploides *G. arboreum* y *G. herbaceum*), la introgresión para obtener una ploidía diferente o tipo de genoma es común históricamente debido a la expansión del rango de distribución natural del algodón ocasionado por la intervención humana y su cultivo.

El intercambio interespecífico de genes es responsable de parte de la diversidad genética que se encuentra dentro de cada especie cultivada (Brubaker *et al.*, 1999). Los cultivares modernos de *G. barbadense* se encuentran altamente introgresados con *G. hirsutum* (Percival *et al.*, 1999). Las características introgresadas entre *G. hirsutum* y *G. barbadense* se han mantenido mediante la selección de las características agronómicas y de productividad comercial (Wang *et al.*, 1995; Brubaker *et al.*, 1999). Por ejemplo, la introducción y adopción exitosa de cultivares de *G. barbadense* en los campos de producción de los Estados Unidos ha dependido de la introgresión de la característica de fotoperiodo de día corto de *G. hirsutum* a *G. barbadense* (Brubaker *et al.*, 1999).

Como se discutió con anterioridad, la introgresión natural y por intervención humana entre *G. hirsutum* y *G. barbadense* ha ocurrido desde años atrás (Brubaker *et al.*, 1993; Percy y Wendel, 1990; Brubaker y Wendel, 1994; Wendel y Albert 1992), por tal motivo se presenta un contenido significativo de DNA de *G. hirsutum* en el genoma de *G. barbadense* (Wang *et al.*, 1995). Sin embargo, se espera que el intercambio genético natural entre las especies sea reducido en comparación con el que ocurre dentro de la misma especie (Wendel & Albert 1992).

La compatibilidad sexual entre *G. hirsutum* y *G. barbadense* es ampliamente aceptada, y existen varias publicaciones que proporcionan datos donde establecen que las dos especies pueden ser cruzadas para producir descendencia F<sub>1</sub> fértil que presenten una meiosis regular (Webber, 1934; Webber, 1935; Webber, 1939; Skovsted, 1937). No obstante, como es de esperarse, ciertas características fenotípicas se segregarán de manera constante ya sea hacia uno u otro fenotipo parental, por ejemplo:

Kohel *et al.* (1965) investigaron la genética de la floración de híbridos interespecíficos de *G. hirsutum* y *G. barbadense* cruzando variedades de día corto de *hirsutum* y *barbadense* con

variedades de día neutro de *barbadense* e *hirsutum*, respectivamente. El control monogénico de la floración en *barbadense* no se expresó, mientras que el control multigénico de la floración similar al encontrado en *hirsutum* predominó en la progenie de la cruce interespecífica *hirsutum-barbadense*.

Jiang *et al.* (2000) investigaron el papel de las interacciones multilocus en la restricción de introgresión entre las dos especies poliploides *G. hirsutum* y *G. barbadense*. Después de tres generaciones de retrocruzas con *G. hirsutum*, los autores encontraron diferencias en la cromática de *G. barbadense*. De hecho, no había alelos de *G. barbadense* en alrededor del 30% de los *loci* bajo estudio, y siete regiones cromosómicas independientes de *G. barbadense* estaban totalmente ausentes. Debido a que los genomas de estas dos especies parecen ser colineales, los autores concluyeron que existen interacciones genéticas desfavorables en ciertos genotipos de híbridos que protegen estas regiones del genoma de *G. hirsutum* de la introgresión. Probablemente *G. hirsutum* tiene “mejores” alelos para estas regiones provocando la pérdida selectiva de los alelos de *G. barbadense*.

### 6.5.3. Potencial de cruce y transferencia de genes

El algodón es una planta que se reproduce predominantemente mediante autopolinización, sin embargo, se puede presentar algún porcentaje de polinización cruzada cuando existen poblaciones importantes de insectos polinizadores (Llewellyn *et al.*, 2007). La tasa de entrecruzamiento depende de la zona, la estación y del porcentaje de visitación de los insectos polinizadores. No obstante, el nivel de entrecruzamiento puede ser sobrestimado si se consideran sólo los índices de visitantes en las flores de algodón, dado que los potenciales polinizadores buscan preferencialmente los nectarios más que el polen (Moffett *et al.* 1975).

Múltiples estudios de campo realizados en diferentes regiones estiman una tasa de entrecruzamiento del 10% o menos (Meredith y Bridge, 1973; Llewellyn y Fitt 1996; Sen *et al.*, 2004; Van Deynze, *et al.* 2005; Zhang *et al.*, 2005). Se han reportado pocos estudios con altos niveles de entrecruzamiento (Simpson y Duncan, 1956); en estos casos, el porcentaje de entrecruzamiento fue menor (2%) en estudios posteriores realizados en la misma localidad (Meredith y Bridge, 1973).

De manera generalizada, estudios de flujo de polen reportan que la tasa de entrecruzamiento disminuye significativamente cuando se incrementa la distancia. Estos datos pueden representar el rango efectivo de dispersión de polen realizado por los insectos. Experimentos realizados en California muestran una tasa de entrecruzamiento del 7.65% a una distancia de 0.3 m en presencia de polinizadores. Sin embargo, la tasa de entrecruzamiento disminuye de forma significativa (0.67%) al incrementar la distancia a 9 m, aún con la presencia de polinizadores. Para este mismo estudio, en ausencia de insectos que lleven a cabo el flujo de polen, la tasa de entrecruzamiento fue del 4.86% a una corta

distancia (0.3 m), disminuyendo significativamente (0.03%) al incrementar la distancia a 1 m (Van Deynze, *et al.* 2005).

Estudios similares realizados durante dos temporadas en Australia, con cultivos de algodón GM rodeado de algodón no GM, muestran valores menores de flujo de polen del cultivo GM al no GM, pero los resultados son consistentes en cuanto al efecto de la distancia sobre la tasa de entrecruzamiento. Durante la primera temporada del estudio, la tasa de entrecruzamiento en presencia de polinizadores fue del 0.15% a 1 m de distancia, mientras que a 4 m la tasa de entrecruzamiento disminuye a menos del 0.08%. Para la segunda temporada, a una distancia de 1 m, la tasa de entrecruzamiento fue del 0.4%, disminuyendo su valor al 0.03% a una distancia de 16 m (Llewellyn y Fitt 1996).

De acuerdo con los estudios arriba mencionados, la tasa de entrecruzamiento depende en gran medida de las condiciones climáticas del sitio de estudio. Esto principalmente por la relación entre las condiciones ambientales y la abundancia de especies de insectos que lleven a cabo el flujo de polen (Llewellyn *et al.*, 2007).

Las principales zonas de cultivo de algodón se ubican en la región norte y noreste del país, encontrando la mayor extensión de siembra para este cultivo (137,110 ha) en el estado de Chihuahua (SIAP-SAGARPA, 2020).

Además de *G. hirsutum*, en México se encuentran distribuidas varias especies del género *Gossypium* de las cuales sólo *G. barbadense* es tetraploide, mientras que las demás especies son diploides. Aun cuando *G. hirsutum* presenta altos niveles de autopolinización, existe el potencial de flujo génico si en la zona se presentan poblaciones de *G. hirsutum* convencional o poblaciones de *G. barbadense*, dentro del rango en el cual la polinización cruzada puede efectuarse. No obstante, los niveles de entrecruzamiento reportados son bajos (1 - 2%) y se efectúan a distancias cortas (<30 m), aún en presencia de polinizadores (Van Deynze *et al.*, 2005; Llewellyn y Fitt 1996; Zhang *et al.*, 2005).

Tomando en cuenta lo anterior, la posibilidad de flujo génico entre el algodón GLT y cultivos convencionales o poblaciones de *G. barbadense*, es muy baja. Por otra parte, la viabilidad del polen puede ser un factor importante en la reducción del potencial de flujo génico, dado que, además de las características que le impiden un transporte activo por el viento, una vez que se presenta la dehiscencia, no permanece viable por más de 24 horas.

El algodón GLT no exhibe ninguna característica fenotípica adicional que pudiese incrementar su supervivencia en hábitats no agrícolas, o en áreas fuera del rango geográfico de la producción de algodón.

## **6.6. Manejo de maleza en el cultivo del algodón**

La presencia de malezas es uno de los principales problemas que limitan la producción del cultivo de algodón. Las malezas presentan una alta adaptación a las áreas disturbadas por las labores agrícolas y si no son controladas oportuna y eficientemente, disminuyen significativamente el rendimiento y la calidad de fibra del algodón (Rosales y Sánchez, 2010).

La competencia de la maleza afecta el desarrollo y rendimiento del algodón y su severidad depende de las malezas presentes, densidad del cultivo y la maleza, época de emergencia de la maleza, sistema de siembra, condición de humedad, nivel de fertilidad del suelo y duración del período de competencia, entre otros. En general, la competencia es más crítica durante la primera etapa del desarrollo vegetativo del cultivo. Lo anterior ha dado como resultado la definición de este lapso como el período crítico de competencia (PCC): el tiempo máximo que el cultivo tolera la competencia de maleza sin reducciones significativas de su rendimiento y el tiempo mínimo de ausencia de maleza que requiere el cultivo para expresar su máximo rendimiento. En este aspecto, se considera que las reducciones significativas o umbral económico ocurren cuando las pérdidas de rendimiento igualan al costo de control de maleza. Con fines prácticos se ha considerado un 5% de reducción de rendimiento como el umbral económico en la mayoría de los cultivos anuales (Rosales y Sánchez, 2010).

Se ha determinado que el período crítico de competencia de maleza anual en algodón se presenta en los primeros 50 a 60 días después de la emergencia del cultivo, en los cuales si no se controlan eficientemente las malezas se reduce el rendimiento de 30 a 50%. Además, es necesario mantener un buen control de maleza hasta la cosecha del algodón con el fin de obtener una fibra libre de impurezas, ya que la recolección se realiza en forma mecánica (Rosales y Sánchez, 2010).

Al conjunto de daños causados por la maleza a los cultivos se le denomina interferencia. La interferencia incluye la reducción del rendimiento por competencia, la disminución en la calidad del producto cosechado, el aumento en los costos de cosecha y la mayor incidencia de plagas y enfermedades. Las pérdidas de rendimiento son ocasionadas principalmente por la competencia entre las malezas y cultivo por luz, agua y nutrientes, factores básicos para el desarrollo de las plantas (Rosales y Sánchez, 2010).

Además de la competencia, existe otro tipo de daños causados por la presencia de maleza en algodón, comúnmente llamados daños indirectos. Estos daños incluyen: mayor incidencia de insectos y patógenos que utilizan a las malezas como hospederas alternantes; disminución en la calidad de la producción por el incremento de humedad e impurezas en la fibra; dificultad de cosecha mecánica y depreciación de los terrenos agrícolas por altas infestaciones de maleza (Rosales y Sánchez, 2010).

#### **6.6.1. Algodón genéticamente modificado tolerante a herbicidas**

Antes de 1996, el algodón era el único cultivo extensivo que no contaba con un herbicida postemergente efectivo para el control de malezas dicotiledóneas, que no causara daños al cultivo, retrasos en su maduración o reducción de su rendimiento (Paulsgrove *et al.*, 2005). La falta de un herbicida postemergente para controlar malezas de hoja ancha se agravaba, por ser el algodón un cultivo poco competitivo en sus primeras etapas de desarrollo. Por medio de la biotecnología ha sido posible desarrollar variedades de algodón con resistencia a varios herbicidas, que ofrecen un buen control de maleza y selectividad al cultivo (Rosales y Sánchez, 2010).

#### **6.6.1.1. Algodón tolerante a glifosato**

El glifosato es un herbicida con acción sistémica que controla zacates y hojas anchas anuales y perennes. Su modo de acción es la inhibición de la síntesis de los aminoácidos fenilalanina, tirosina y triptófano al inhibir la enzima EPSPS (5-enolpiruvilshikimato-3-fosfato sintasa). El glifosato se comercializó a partir de 1974, principalmente para el control no selectivo de malezas en terrenos sin cultivo. Sin embargo, sus características de alta sistemicidad, poca toxicidad a animales y al hombre y ausencia de residuos en el suelo, lo convirtieron en el herbicida ideal para el desarrollo de cultivos genéticamente modificados con tolerancia a su acción.

En 1983, se aisló la bacteria de suelo *Agrobacterium tumefaciens* cepa CP4 que es altamente tolerante al glifosato porque su enzima EPSPS es menos sensitiva que la enzima EPSPS encontrada en las plantas. Para 1986 se desarrollaron cultivos resistentes a glifosato (RG) y en 1997 se desarrollaron las primeras variedades de algodón RG. Sin embargo, la selectividad en estas variedades era marginal, pues sólo se podía aplicar el algodón hasta la etapa de cuarta hoja, ya que aplicaciones en etapas posteriores se asociaban con el aborto de frutos y la pérdida de rendimiento. Actualmente existen variedades de algodón que permiten la aplicación de glifosato hasta siete días antes de la cosecha (Rosales y Sánchez, 2010).

#### **6.6.1.2. Algodón tolerante a glufosinato de amonio**

El glufosinato es un inhibidor de aminoácidos que mata a las plantas sensibles al inhibir a la enzima glutamina sintetasa, que cataliza la conversión del ácido glutámico y el amoniaco en glutamina. La inhibición de la glutamina sintetasa provoca una acumulación de amoniaco y glioxilato que causa daños a la estructura de los cloroplastos, disminución de la fotosíntesis y finalmente la muerte de los tejidos. El algodón resistente a glufosinato fue comercializado por primera vez en 2004 como algodón LibertyLink (LL) y fue creado a través de la inserción del gen *bar* aislado de la bacteria del suelo *Streptomyces hygroscopicus*. El algodón LL transformado con el gen *bar* expresa resistencia a glufosinato a través de la inactivación de la acción del herbicida. El algodón LL tiene una excelente tolerancia al glufosinato, que es un herbicida no selectivo con acción primordialmente de contacto y puede aplicarse desde la emergencia hasta los inicios de la floración. El glufosinato controla

tanto malezas gramíneas como de hoja ancha, pero requiere aplicarse en malezas en sus primeros estados de desarrollo, pues su acción es de contacto y no deja residuos en el suelo que puedan afectar a cultivos sembrados en rotación (Rosales y Sánchez, 2010).

### **6.6.2. Impacto del uso de algodón tolerante a herbicidas**

La tecnología GlyTol® TwinLink® (GLT) combina la resistencia a las plantas de algodón al ataque de insectos lepidópteros, con la tolerancia a los herbicidas glifosato y glufosinato de amonio, en las variedades de algodón de BASF.

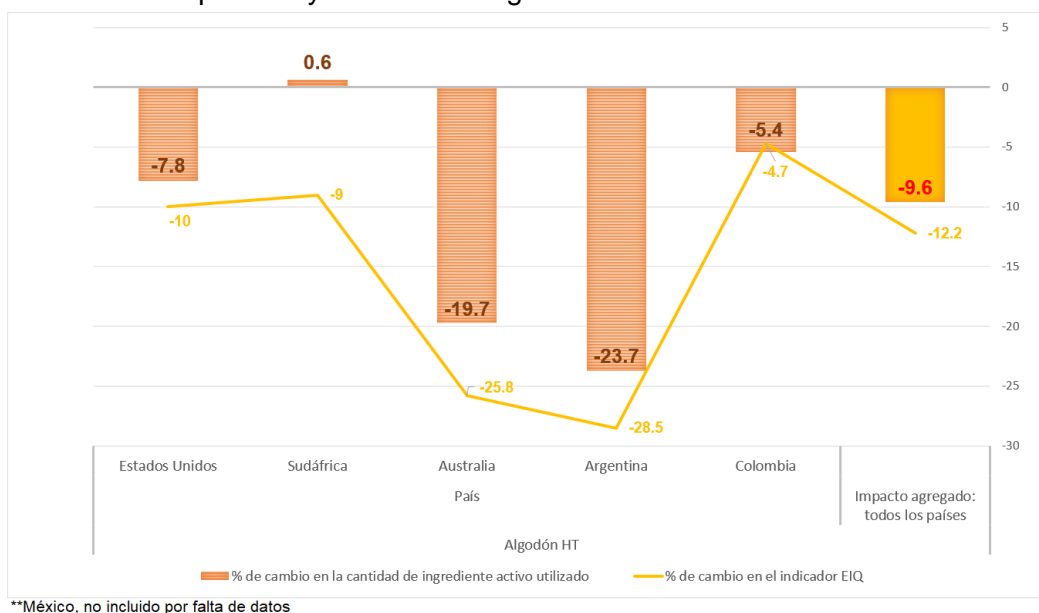
Con relación al manejo de maleza en algodón, las variedades GlyTol® TwinLink® son tolerantes a los herbicidas glufosinato de amonio y glifosato mediante la expresión de las proteínas PAT de *Streptomyces hygroscopicus* y 2mEPSPS del maíz, permitiendo el uso de dos mecanismos de acción herbicida para un manejo más eficiente de la maleza en el cultivo del algodón, esta combinación de mecanismos de acción es particularmente importante para el manejo y prevención de resistencia de las especies de maleza a los herbicidas.

Adicionalmente, el uso de cultivos tolerantes a herbicidas ofrece una serie de ventajas de carácter agronómico y ambiental:

- Reducción significativa en el uso de herbicidas (kg de I.A.) y utilización de productos con menor impacto ambiental (EIQ). En 2018, el efecto global de la utilización de tecnologías de tolerancia a herbicidas en los países en los que se han adoptado ha sido una reducción del 14.5% de I.A. y una disminución del impacto ambiental de 17.7%. En conjunto, desde 1996 el uso de herbicidas se ha reducido en 9.6% (-39.5 millones de kg) y el impacto ambiental disminuyó 12.2% (Brookes y Barfoot, 2020; Figura 22).
- Disminución de la contaminación del suelo y mantos freáticos al utilizar herbicidas con menor impacto ambiental (Cuadro 16).
- Mayor flexibilidad en el control de maleza comparado con el uso de herbicidas en el algodón convencional: en los cultivos tolerantes a herbicidas, estos son aplicados en post emergencia a la maleza y al cultivo. Las aplicaciones se realizan sólo cuando las poblaciones de maleza superan los umbrales económicos y durante el periodo crítico de competencia del cultivo con la maleza.
- Control de un amplio espectro de maleza: glufosinato de amonio y glifosato poseen modos de acción distintos y complementarios que permiten controlar una gran variedad de especies de maleza de diferentes familias botánicas (Cuadros 17 y 18).
- Eliminación de labores de control manual y aplicaciones tempranas dirigidas, de herbicidas que requieren equipo especial para su aplicación.
- Disminución de los costos para el control de maleza, en comparación con las alternativas tecnológicas.



- Compatibilidad con prácticas de manejo integrado de plagas (MIP) y técnicas de conservación de suelo, como agricultura de conservación. La “labranza cero”, también conocida como “siembra directa” implica reemplazar la labranza convencional por la aplicación de un herbicida no selectivo en presiembra. La semilla es luego sembrada directamente en el suelo atravesando el rastrojo del cultivo anterior. Entre los beneficios de la labranza cero se pueden mencionar la conservación de la humedad del suelo, la reducción en la erosión del suelo, una mejora en la estructura del suelo, incremento en el contenido de carbono y reducción en el uso de combustible.
- Reducción de la emisión de gases de efecto invernadero (disminución en el uso de combustibles necesarios para la fabricación, transporte y aplicación de insecticidas). Cuando se realiza labranza convencional, la cantidad de combustible aumenta, lo que directamente implica mayor emisión de gases a la atmósfera.



**Figura 22.** Reducción en el uso de herbicidas y la carga ambiental derivado del uso del algodón GM tolerante a herbicidas en Estados Unidos, Australia, Argentina, Sudáfrica y Colombia 1996-2018 (Brookes y Barfoot, 2020).

**Cuadro 16.** Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales herbicidas recomendados para el control de maleza en algodón.

Ingrediente activo (I.A.)	Grupo químico	EIQ
Oxifluorfen	Difenileter	33.82
Pendimetalin	Dinitroanilina	30.17
Fluazifop-p-butil	Arilfenoxi propionato	28.71
Diuron	Dimetilurea	26.47
Bensulide	Organofosforado	26.0
Quizalofop-etil	Arilfenoxi propionato	22.14

Ingrediente activo (I.A.)	Grupo químico	EIQ
Pirithiobac sodio	Pirimidincarboxy	21.7
Setoxidim	Ciclohexanediona	20.89
Glufosinato de amonio	Ácidos fosfínicos	20.2
Clomazone	Isoxazolidinona	19.63
Linuron	Fenilurea	19.32
Trifluralina	Dinitroanilinas	18.83
MSMA	Arsénico orgánico	18.0
Alaclor	Cloroacetamida	17.86
Clethodim	Ciclohexanediona	17.0
Prometrina	Triazina	15.37
Glifosato	Glicinas	15.33
Fluometuron	Fenilurea	14.27

**Fuente:** A method to measure the Environmental Impact of Pesticides, Table 2: list of Pesticides, Part 3: Herbicides 2012. Integrated Pest Management. Disponible en: [www.nysipm.cornell.edu](http://www.nysipm.cornell.edu)

**Cuadro 17.** Espectro de control de maleza del herbicida glufosinato de amonio.

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Brachiaria plantaginea</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Digitaria ciliaris</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Paspalum virgatum</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Setaria parviflora</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Rottboellia cochinchinensis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Panicum fasciculatus</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Echinochloa colona</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Urochloa fasciculata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Leptochloa mucronata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Echinochloa crus-galli</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Chloris virgata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Setaria grisebachii</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eleusine indica</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eragrostis mexicana</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cyperus esculentus</i>	Cyperaceae	Hoja angosta
<i>Bidens pilosa</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Melampodium perfoliatum</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Aldama dentata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Melampodium divaricatum</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Simsia eurylepis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Tridax procumbens</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Anoda cristata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Bidens odorata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Tagetes lunulata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Tithonia tubiformis</i>	Asteraceae	Hoja ancha

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Simsia amplexicaulis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Ambrosia psilostachya</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Croton lobatus</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Acalypha ostryfolia</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Amaranthus palmeri</i> , <i>A. hybridus</i>	Amaranthaceae	Hoja ancha
<i>Ipomoea purpurea</i>	Convolvulaceae	Hoja ancha
<i>Priva lappulacea</i>	Verbenaceae	Hoja ancha
<i>Cissus sicyoides</i>	Vitaceae	Hoja ancha
<i>Borreria brownii</i>	Rubiaceae	Hoja ancha
<i>Cardiospermum halicacabum</i>	Sapindaceae	Hoja ancha
<i>Solanum erianthum</i>	Solanaceae	Hoja ancha
<i>Rivina humilis</i>	Petiveriaceae	Hoja ancha
<i>Physalis ixocarpa</i>	Solanaceae	Hoja ancha
<i>Portulaca oleracea</i>	Portulacaceae	Hoja ancha

Fuente: Etiqueta Finale® Ultra (Glufosinato de amonio 280 g de i.a) – BASF Agronomic Solutions.

**Cuadro 18.** Espectro de control de maleza del herbicida glifosato.

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Rottboellia chochinchinensis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eragrostis mexicana</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Chloris virgata</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Brachiaria plantaginea</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Echinochloa crus-galli</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Sorghum halepense</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cynodon dactylon</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Panicum maximum</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Leptochloa filiformis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Bromus carinatus</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Eleusine indica</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Leptochloa filiformis</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cenchrus echinatus</i>	Poaceae	Hoja angosta
<i>Cyperus esculentus</i>	Cyperaceae	Hoja angosta
<i>Tithonia tubiformis</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Flaveria trinervia</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Bidens pilosa</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Galinsoga parviflora</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Parthenium hysterophorus</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Melampodium divaricatum</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Anoda cristata</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Aldama dentada</i>	Asteraceae	Hoja ancha

Nombre científico	Familia botánica	Clasificación morfológica
<i>Helianthus ciliaris</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Taraxacum officinale</i>	Asteraceae	Hoja ancha
<i>Amaranthus spinosus</i> , <i>A. hybridus</i> , <i>A. palmeri</i>	Amaranthaceae	Hoja ancha
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	Brassicaceae	Hoja ancha
<i>Lepidium virginicum</i>	Brassicaceae	Hoja ancha
<i>Ipomoea purpurea</i>	Convolvulaceae	Hoja ancha
<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae	Hoja ancha
<i>Euphorbia hirta</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Acalypha alopecuroide</i>	Euphorbiaceae	Hoja ancha
<i>Sida acuta</i>	Malvaceae	Hoja ancha
<i>Malva parviflora</i>	Malvaceae	Hoja ancha
<i>Melilotus indicus</i>	Fabaceae	Hoja ancha
<i>Oxalis latifolia</i>	Oxalidaceae	Hoja ancha
<i>Portulaca oleracea</i>	Portulacaceae	Hoja ancha
<i>Solanum nigrum</i>	Solanaceae	Hoja ancha
<i>Chenopodium album</i>	Chenopodiaceae	Hoja ancha
<i>Commelina serrulata</i>	Commelinaceae	Hoja ancha

**Fuente:** Etiqueta Faena® Fuerte (Glifosato 363 g de i.a.) - Monsanto, Etiqueta Glyfos® (Glifosato 360 g de i.a.) - Cheminova Agro, Etiqueta Durango™ (Glifosato 480 g de i.a.) - Dow AgroSciences.

### 6.6.3. Manejo de maleza en algodón convencional

El manejo de maleza en el cultivo de algodón convencional se realiza mediante la combinación de diferentes prácticas agronómicas, en dónde el uso de herbicidas juega un papel muy importante.

#### 6.6.3.1. Control preventivo

Se refiere a aquellas medidas tomadas para prevenir la introducción, establecimiento y desarrollo de maleza en áreas no infestadas. Estas medidas incluyen: uso de semilla certificada libre de maleza; limpieza de canales de riego y caminos; control del pastoreo de ganado y limpieza de maquinaria después de su uso en zonas infestadas de maleza, especialmente durante la cosecha, cuando existe un gran número de plantas de maleza con semilla madura (Rosales y Sánchez, 2010).

#### 6.6.3.2. Control cultural

Incluye las prácticas de manejo, tales como: rotación de cultivos; uso de diferentes fechas de siembra; fertilización oportuna y adecuada y uso de surcos estrechos, que promueven un rápido desarrollo del algodón para hacerlo más competitivo hacia la maleza (Rosales y Sánchez, 2010).

### **6.6.3.3. Control manual**

Consiste en la utilización del azadón para controlar la maleza que se desarrolla entre las plantas de algodón, y son necesarios de dos a tres deshierbes, realizando cada uno después de los dos o tres primeros riegos de auxilio, suficientes para mantener el terreno libre de malezas durante el período crítico. Sin embargo, al presentarse especies perennes su eficiencia es limitada (Rosales y Sánchez, 2010).

El control manual se facilita en las siembras en surcos, camas o bordos y se sugiere realizarlo después del control mecánico, sobre todo cuando existen malezas como zacate Jhonson o correhuela o bien si la población de maleza es baja y no se justifica la aplicación de herbicidas (Herrera *et al.*, 1988).

### **6.6.3.4. Control mecánico**

El control mecánico de maleza en algodón se inicia con la preparación de la cama de siembra. La labranza primaria se realiza por medio de arado de discos, subsuelo o bordeadores y posteriormente, la labranza secundaria se efectúa con pasos de rastra.

El sistema de siembra en húmedo o a "tierra venida" elimina el primer flujo de emergencia de maleza y permite establecer el algodón en suelo "limpio". Posteriormente, el paso de escardas con cultivadora rotativa o de picos elimina a la maleza que emerge después de la siembra. El número y época de las escardas depende de factores tales como: presencia de maleza, humedad del suelo y disponibilidad de equipo (Rosales y Sánchez, 2010).

Estas prácticas contribuyen eficazmente en el control de la maleza presente en el terreno, hasta que la altura del cultivo permita el paso de maquinaria, con lo cual se resuelve el problema presente en las calles, sin embargo, el problema de la maleza que se desarrolla entre las hileras de plantas de algodón permanece. El control mecánico es una práctica de control razonablemente efectivo contra especies anuales, siempre y cuando evite la floración y producción de semillas de las mismas; sin embargo, es relativamente inefectivo contra especies perennes.

### **6.6.3.5. Control químico**

El control químico de maleza mediante el uso de herbicidas es muy común en algodón, ya que tiene la ventaja de eliminar a la maleza en grandes extensiones de una manera eficiente, rápida y económica. Sin embargo, para evitar problemas de selectividad al cultivo o fallas en el control de maleza, el control químico requiere de conocimientos técnicos para la elección y aplicación eficiente y oportuna de los herbicidas y debe efectuarse sólo cuando los otros métodos de control no son factibles de utilizarse o cuando su uso representa una ventaja económica para el productor (Rosales y Sánchez, 2010).

El manejo tradicional de malezas en algodón incluye la siembra en suelo húmedo, el paso de escardas, el uso de herbicidas de pre-siembra incorporados (PSI), pre-emergentes (PRE) y post-emergentes (POST) y los deshierbes manuales. El programa típico de uso de herbicidas en algodón incluye la aplicación de herbicidas como trifluralina y pendimetalina en PSI para el control de gramíneas anuales y malezas de hoja ancha de semilla pequeña como quelite (*Amaranthus* spp.) y verdolaga (*Portulaca oleracea*). Posteriormente, es común la aplicación de fluometuron, el herbicida PRE más común contra malezas de hoja ancha en algodón. Sin embargo, el fluometuron no controla eficientemente a algunas especies de los géneros *Ipomoea* y *Amaranthus*, que son de las malezas más comunes en este cultivo. El control de malezas gramíneas en POST es fácilmente llevado a cabo con la aplicación de herbicidas como sethoxidim, clethodim y fluazifop que muestran una buena selectividad al algodón y un control eficiente de gramíneas anuales y perennes (Culpepper y York, 1998).

La parte más difícil del manejo de malezas en algodón es el control POST de malezas de hoja ancha. Hasta 1995, el control POST de hojas anchas se efectuaba con aplicaciones POST dirigidas a la base de las plantas de algodón de MSMA, DSMA y fluometuron, ya que estos herbicidas aplicados sobre el algodón comúnmente le causan retraso en su madurez y bajas de rendimiento (Culpepper & York, 1998).

Con la aparición de pirithiobac y trifloxisulfuron para el control POST de hojas anchas en algodón se aumentaron las posibilidades de un manejo eficiente de maleza para los productores (Dotray *et al.*, 1996; Richardson *et al.*, 2006). Sin embargo, se descubrió que pirithiobac controla eficientemente a quelites *Amaranthus* spp., suprime *Cyperus*, pero tiene escapes de *Ipomoea*, *Chenopodium album* y *Acalypha ostryifolia* y trifloxisulfuron controla eficientemente a chayotillo *Xanthium strumarium*, chual blanco *Chenopodium album*, altamisa *Ambrosia artemisiifolia* y quelite *A. hybridus*, pero no controla eficientemente a hoja de terciopelo *Abutilon theophrasti*, alache *Anoda cristata* y toloache *Datura stramonium* (Richardson *et al.*, 2006). Además, ambos herbicidas causan daños fitotóxicos al algodón, por lo que la aplicación de trifloxisulfuron se recomienda después del estado de 5ª hoja del algodón, por lo que no puede utilizarse para el control temprano de malezas de hoja ancha.

El control químico requiere de conocimientos técnicos para la elección y aplicación eficiente y oportuna de un herbicida (Rosales *et al.*, 2002). El control químico tiene ventajas importantes sobre los otros métodos de control de maleza: oportunidad en el control maleza, pues la elimina antes de su emergencia o en sus primeras etapas de desarrollo; amplio espectro de control; control de maleza perenne; control residual de la maleza (Rosales y Medina, 2008).

En el cuadro 19 se presentan los herbicidas recomendados para el control de maleza en el cultivo de algodón en México (PLM, 2014). De igual manera, en el cuadro 20 se muestran los herbicidas recomendados para el norte de Tamaulipas.



**Cuadro 19.** Ingrediente activo, formulación, dosis, categoría toxicológica y grupo químico de los principales herbicidas recomendados para el control de maleza en algodón.

Ingrediente activo (i.a.)	Formulación <sup>a</sup>	Dosis (g i.a./ha)	Grupo químico	Época de aplicación <sup>b</sup>	Tipo de maleza
Alaclor	EC 47.29% (480 g/l)	960 - 2,400	Cloroacetamida	PRE	Hoja angosta
Bensulide	EC 46% (480 g/l)	5,760 - 6,720	Organofosforado	PSI y PRE	Hoja angosta
Clomazone	EC 46.7% (480 g/l)	720 - 960	Isoxazolidinona	PRE	Hoja ancha y angosta
Clortal dimetil (DCPA)	WP 75% (750 g/kg)	7,500 - 9,000	Derivado del ácido benzoico	PRE	Hoja angosta
Diuron	GD 80% (800 g/kg)	640 - 1,000	Dimetilurea	PRE y POST	Hoja ancha
Fluazifop-butil	EC 12.5% (125 g/l)	125 - 500	Arilofenoxi propionato	POST dirigido a la maleza	Hoja angosta
Fluometuron	SC 44% (500 g/l)	1,200 - 3,000	Fenilurea	PRE	Hoja ancha y angosta
Linuron	WP 50% (500 g/kg)	500 - 1,500	Fenilurea	PRE	Hoja ancha y angosta
MSMA	SL 48.3% (336.8 g/l)	1,010 - 1,347	Arsénico orgánico	POST dirigido a la maleza	Hoja angosta
Oxifluorfen	EC 22% (240 g/l)	360 - 480	Difenileter	POST dirigido a la maleza	Hoja ancha y angosta
Pendimetalin	EC 37.4% (396 g/l)	1,386	Dinitroanilina	PSI y PRE	Hoja angosta
Piritiobac sodio	SP 85% (850 g/kg)	85 - 97.75 g/ha	Pirimidincarboxy	POST	Hoja ancha
Prometrina	SC 46.7% (500 g/l)	750 - 1,250	Triazina	PRE	Hoja ancha
Quizalofop-etil	EC 10.3% (105.45 g/l)	42.18 - 73.81	Arilofenoxi propionato	POST dirigido a la maleza	Hoja angosta
Setoxidim	EC 20% (184 g/l)	276 - 552	Ciclohexanediona	POST	Hoja angosta
Clethodim	EC 12.5% (118 g/l)	59.0 - 118.0	Ciclohexanediona	POST	Hoja angosta
Trifluralina	EC 44.5% (480 g/l)	576 - 1,344	Dinitroanilinas	PSI	Hoja ancha y angosta

<sup>a</sup> SL: concentrado soluble; WP: polvo humectable; SC: suspensión concentrada; SP: polvo soluble; EC: concentrado emulsionable; P: pellets; GD: Granulos dispersables.

<sup>b</sup> POST (Aplicación post-emergente); PRE (Aplicación pre-emergente); PSI (Pre-siembra incorporado).

**Cuadro 20.** Herbicidas recomendados para el control de maleza en el cultivo de algodón en el norte de Tamaulipas.

Época de control	Ingrediente activo	Espectro de control	Dosis/ha	Condiciones de aplicación	Época y forma de aplicación
Post-emergente de maleza en pre-siembra	Glifosato	maleza de hoja ancha y zacates anuales y perennes	1000 g i.a./ha	usar dosis alta al aplicar sobre maleza bien desarrollada o maleza perenne. Debe aplicarse sobre maleza en crecimiento activo.	Se aplica antes de la siembra para eliminar la

Época de control	Ingrediente activo	Espectro de control	Dosis/ha	Condiciones de aplicación	Época y forma de aplicación
	Paraquat	maleza anual de hoja ancha y zacates acción limitada sobre amargoso, altamisa y otras especies de maleza con abundante vellosidad en las hojas.	600 g i.a./ha	Se sugiere agregar surfactante o aceite agrícola. Su aplicación requiere de agua limpia ya que presenta alta adsorción a las partículas de suelo. Aplique sobre maleza menor de 10 cm y realice una buena cobertura de aspersion.	vegetación presente.
	2,4-D amina	malezas anuales y perennes de hoja ancha	480 g i.a./ha	puede mezclarse con glifosato para el control de maleza antes de la siembra. Esta mezcla es especialmente útil para el control de oreja de ratón y trompillo. La siembra de algodón debe esperar al menos 60 días después de la aplicación del 2,4-D	
Pre-siembra de zacates anuales	Trifluralina	malezas de hoja de semilla pequeña como quelites, chuales y verdolaga	580 a 1160 g i.a./ha	aplicarse antes de la siembra e incorporarse mecánicamente con un paso de rastra o cultivadora rotativa. Se recomienda incorporar inmediatamente ya que en 24 horas puede perderse hasta 30 % del producto aplicado Se sugiere ajustar las dosis de acuerdo a la textura del suelo, dosis bajas en suelos arenosos y dosis altas en suelos arcillosos.	se aplican antes de la siembra del cultivo y generalmente requieren incorporación mecánica al suelo para situarse en los primeros 5 a 10 cm de profundidad y evitar su degradación por la luz o su volatilización.
	Pendimetalina		1400 g i.a./ha		
	Dimetenamida	zacates anuales, quelites y verdolaga	900 a 1300 g i.a./ha	Use dosis bajas en suelos con contenido de materia orgánica menor a 3% y dosis altas en suelos arcillosos o con contenido de materia orgánica mayor a 3%. No cultive por 30 días después de la aplicación para evitar reducir la actividad del herbicida.	
	Acetoclor	coquillo amarillo	3150 g i.a./ha	Las dosis varían con la textura de suelo y su contenido de materia orgánica: mayor dosis en suelos arcillosos o con mayor materia orgánica. Un período de cuatro semanas sin lluvia después de la aplicación reduce su actividad.	

Época de control	Ingrediente activo	Espectro de control	Dosis/ha	Condiciones de aplicación	Época y forma de aplicación
Pre-emergente de maleza anual de hoja ancha	Diuron	malezas anuales de hoja ancha y angosta	880 a 1200 g i.a./ha	Se puede aplicar en una banda de 30 a 40 cm sobre la hilera de plantas y complementar el control con escardas. Las dosis se deben ajustar de acuerdo a la textura de suelo y su contenido de materia orgánica: mayor materia orgánica. Se puede realizar una segunda aplicación en forma dirigida cuando el algodónero tenga de 30 cm de altura y antes de que cierre el cultivo.	Se aplican después de la siembra, pero antes de emerger la maleza y el algodón
	Fluometuron	Malezas de hojas anchas.	1100 a 1800 g i.a./ha	Las dosis se deben ajustar de acuerdo a la textura del suelo y su contenido de materia orgánica: mayor materia orgánica. Debe aplicarse después de la siembra y antes que emerja el cultivo. Se puede aplicar en post-emergencia dirigida, evitando el contacto con las hojas del algodón. La aplicación de estos herbicidas debe realizarse sobre maleza en sus primeros estados de desarrollo (2 a 4 hojas)	requieren de un riego o precipitación en los primeros 10 días, o bien incorporación mecánica con un paso de cultivadora rotativa si no ocurre lluvia, después de su aplicación para situarse en los
	Pirithiobac sodio 70	excelente control de la mayoría de las malezas de hoja ancha, excepto las solanáceas	100 g i.a./ha	sugiere aplicar cuando el algodónero tenga de una hoja verdadera hasta 60 días antes de la cosecha, pero siempre sobre maleza menor de 10 cm de altura. Requiere surfactante al 0.25 % v/v. No se mezcle con el insecticida malation pues la selectividad al algodónero se reduce. Muestra antagonismo con herbicidas graminicidas, por lo que debe aplicarse de 5 a 7 días antes o después de estos productos.	primeros 5 cm de profundidad del suelo, donde germina la mayor parte de la semilla de maleza
Post-emergente de zacates	Fluazifop-p-butil	zacates	625 g i.a./ha	Utilice la dosis mayor en zacates perennes. Agregue aceite agrícola a 1 % v/v o surfactante a 0.25 % v/v. No realice escardas 7 días antes y después de la aplicación.	sobre zacates sin amacollar, en crecimiento activo y en suelo con buena humedad.
	Quizalofop-p-etil		73 g i.a./ha		
	Clethodim		180 g i.a./ha		
	Setoxidim		552 g i.a./ha		

**Fuente:** Loera, J.; Rosales, E.; Reyes, M.A. 2015. Guía para Cultivar Algodón en el Norte de Tamaulipas. Folleto para productores No. MX-0-310305-02-03-13-10-26, INIFAP - Campo Experimental Río Bravo; Centro de Investigación Regional del Noreste.

Desde el punto de vista ambiental, algunos de los herbicidas utilizados para el manejo de maleza en algodón convencional poseen índices de Impacto Ambiental (EIQ) mayores a los herbicidas glufosinato de amonio y glifosato a utilizarse en el algodón GLT (cuadro 21).

**Cuadro 21.** Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales herbicidas recomendados para el control de maleza en algodón.

Ingrediente activo (I.A.)	Grupo químico	EIQ
Oxifluorfen	Difenileter	33.82
Pendimetalin	Dinitroanilina	30.17
Fluazifop-p-butil	Arilofenoxi propionato	28.71
Diuron	Dimetilurea	26.47
Bensulide	Organofosforado	26.0
Quizalofop-etil	Arilofenoxi propionato	22.14
Piritiobac sodio	Pirimidincarboxy	21.7
Setoxidim	Ciclohexanediona	20.89
Glufosinato de amonio	Ácidos fosfínicos	20.2
Clomazone	Isoxazolidinona	19.63
Linuron	Fenilurea	19.32
Trifluralina	Dinitroanilinas	18.83
MSMA	Arsénico orgánico	18.0
Alaclor	Cloroacetamida	17.86
Clethodim	Ciclohexanediona	17.0
Prometrina	Triazina	15.37
Glifosato	Glicinas	15.33
Fluometuron	Fenilurea	14.27

**Fuente:** A method to measure the Environmental Impact of Pesticides, Table 2: list of Pesticides, Part 3: Herbicides 2012. Integrated Pest Management. Disponible en: [www.nysipm.cornell.edu](http://www.nysipm.cornell.edu)

El uso inapropiado de los herbicidas representa algunos riesgos a la agricultura. Sin embargo, todos estos daños son posibles de evitar con una buena selección y aplicación de estos productos y con el conocimiento de sus características específicas (Rosales *et al.*, 2002). Algunos de los posibles riesgos por el uso inadecuado de herbicidas son: daños al cultivo en explotación por dosis excesiva o a cultivos vecinos por acarreo del herbicida; daños a cultivos sembrados en rotación por residuos de herbicidas en el suelo; cambios en el tipo de maleza por usar continuamente un herbicida y desarrollo de resistencia de malezas a herbicidas (Rosales y Medina, 2008).

Los métodos de control anteriormente descritos tienen ventajas y desventajas y se utilizan de acuerdo a las condiciones particulares de cada agricultor, por lo que antes de elegir uno de los métodos o combinación de los mismos, se debe realizar un análisis de la situación para asegurarnos de elegir la mejor alternativa (cuadro 22).

**Cuadro 22.** Ventajas y desventajas de los métodos de manejo de maleza.

Método		Ventajas	Desventajas
Manual	Arranque	<ul style="list-style-type: none"> <li>Bajo costo inicial.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Método lento.</li> <li>Gran necesidad de mano de obra.</li> <li>Posibilidad de rebrote.</li> <li>No controla las malezas, las poda.</li> </ul>
	Corte manual	<ul style="list-style-type: none"> <li>Menor inversión inicial.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Gran necesidad de mano de obra.</li> <li>Rápida reinfestación (rebrotos vigorosos).</li> </ul>
Mecánico	Barbecho y Rastreo	<ul style="list-style-type: none"> <li>Rapidez en la operación.</li> <li>Menor necesidad de mano de obra.</li> <li>Costo final alto.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Método no selectivo</li> <li>No controla maleza en la línea del surco.</li> <li>Su uso depende de la topografía y grado de mecanización del área.</li> </ul>
Físico	Quema e Inundación	<ul style="list-style-type: none"> <li>Bajo costo.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Disminución de la fertilidad potencial del suelo.</li> <li>Favorece la germinación e instalación de malezas.</li> </ul>
Químico	Herbicidas	<ul style="list-style-type: none"> <li>Selectivo.</li> <li>Versátil.</li> <li>Económico.</li> <li>Alta efectividad.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>Inversión alta.</li> <li>Personal calificado.</li> <li>Contaminación.</li> <li>Desarrollo de resistencia.</li> </ul>

Fuente: Métodos de control de maleza. Dow AgroSciences. <http://www.dowagro.com/ar/>

#### 6.6.4. Resistencia de maleza a herbicidas

Los cultivos tolerantes a herbicidas pueden obtenerse por medio de técnicas de mejoramiento convencionales, tales como la mutagénesis y el cultivo *in vitro*, o por medio de las técnicas biotecnológicas de modificación genética. Los cultivos tolerantes a herbicidas derivados de la biotecnología moderna se han cultivado desde el año 1996 e incluyen la soya, la canola, el maíz, el algodón, la alfalfa y la remolacha azucarera. Estos cultivos le ofrecen al productor algunas ventajas diferenciales en el control de las malezas, incluyendo un control más simple, más eficiente, más económico y con menor daño al cultivo y menor residualidad, además de un control de las malezas resistentes existentes, menos labranza y la reducción del impacto ambiental. Sin embargo, los cultivos tolerantes a herbicidas también pueden presentar algunos desafíos para su manejo, como el desarrollo de malezas resistentes a herbicidas (CropLife, 2012).

La dependencia de un único herbicida sin un enfoque de control integrado de malezas puede llevar al cambio de especies de malezas y al desarrollo de malezas resistentes a herbicidas. Los cambios de maleza y los desafíos para el manejo de la resistencia de las

malezas en estos cultivos tolerantes a herbicidas son resultado del modo en que se usan dichos herbicidas (CropLife, 2012).

La resistencia a herbicidas se define como la habilidad heredada de una maleza para sobrevivir a una dosis de herbicida con la cual normalmente se tendría un control efectivo. En este contexto, la resistencia es un proceso evolutivo en el que una población cambia de ser susceptible a ser resistente. Las plantas individuales no pasan de ser susceptibles a ser resistentes, sino que es la proporción de individuos originalmente resistentes dentro de la población, la que se incrementa a lo largo del tiempo (Esqueda, *et al.*, 2011).

La resistencia a herbicidas puede deberse a una absorción o translocación diferencial del compuesto químico, a la transformación metabólica del herbicida en compuestos no tóxicos, al secuestro de las moléculas herbicidas en el apoplasto o a una alteración en el sitio de acción. La gran mayoría de los casos de resistencia que se han observado en malezas, se relacionan con una modificación en el sitio de acción (Esqueda, *et al.*, 2011).

Por lo general, la sospecha inicial de resistencia está relacionada con un control deficiente o no satisfactorio de las malezas después de una aplicación de herbicidas. Antes de considerar a la resistencia como causante de la falla, deben descartarse otros factores como: dosis o época de aplicación, aplicación deficiente del herbicida, nivel de humedad y preparación del suelo, adsorción, condiciones climáticas no favorables, tamaño de malezas, germinación posterior a la aplicación y alta infestación (Esqueda, *et al.*, 2011).

La resistencia a los herbicidas no es un problema que se presente en forma súbita en un terreno en particular, ni es la falta de control de malezas en un solo año. Puede ocurrir primero en una pequeña área o áreas, especialmente en donde se han utilizado herbicidas con el mismo modo de acción por varios años consecutivos. La resistencia a herbicidas se presenta cuando la aplicación repetida de un herbicida selecciona a plantas individuales con tolerancia natural a dicho herbicida. Esta resistencia se hereda de padres a hijos. Además del uso de herbicidas con el mismo modo de acción, otros factores que favorecen el desarrollo de la resistencia incluyen: uso de herbicidas con alta residualidad en el suelo, alta densidad de población de malezas y frecuencia inicial de plantas resistentes dentro de la especie, algo que generalmente no se conoce. Se piensa que las malezas cambian o mutan para llegar a ser resistentes, sin embargo, desde el punto de vista biológico, se considera que en las poblaciones de malezas en que se desarrolla resistencia, siempre hubo unos pocos biotipos resistentes presentes y que, al utilizar un herbicida, los biotipos susceptibles fueron controlados, y luego las poblaciones resistentes pequeñas se incrementaron e infestaron el área (Esqueda, *et al.*, 2011).

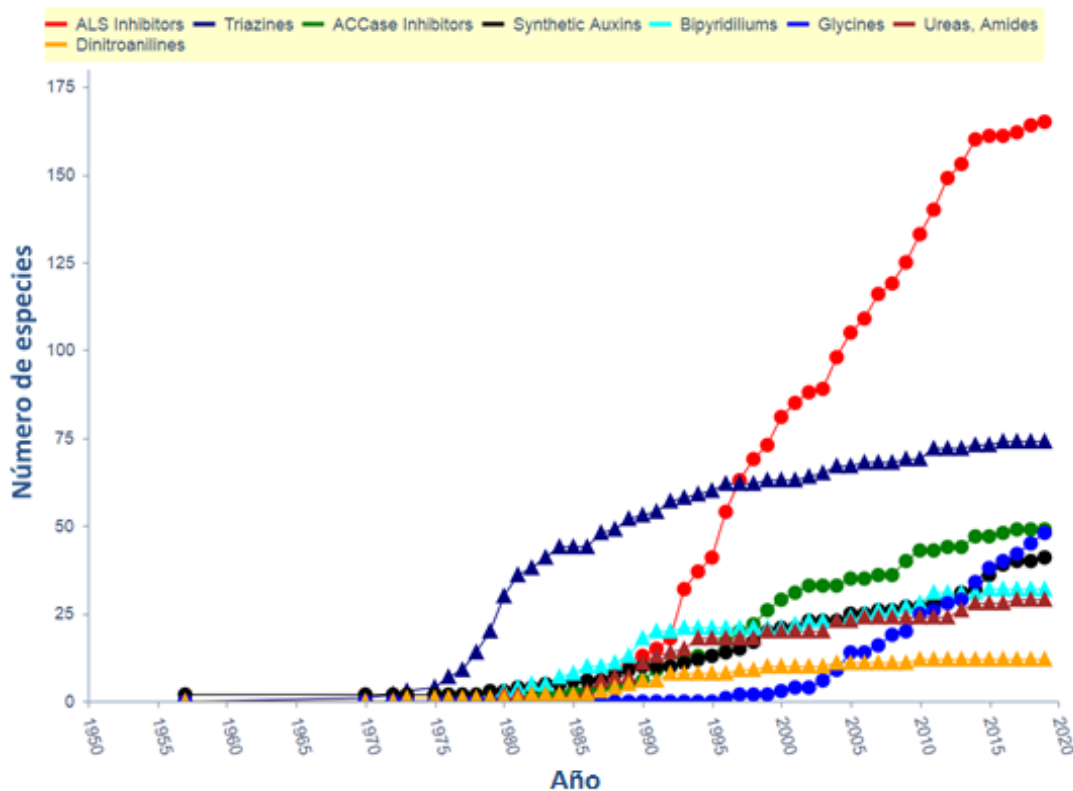
Está demostrado que las malezas tienen la capacidad de evolucionar resistencia a herbicidas, sin importar su modo de acción, cuando se someten a suficiente presión de selección bajo condiciones apropiadas. Sin embargo, también es claro considerando la



prevalencia de algunos modos de acción sobre otros, que en la evolución de resistencia hay algunos que tienen un menor riesgo (Valverde y Heap, 2009).

A nivel mundial, existen 48 especies de maleza resistentes a glifosato y la mayor cantidad ha sido reportada en Estados Unidos. En México *Leptochloa virgata* y *Bidens pilosa* fueron reportadas como resistentes en huertos de limón en Veracruz en 2010 y 2014 respectivamente. Por otra parte, sólo existen tres especies reportadas como resistentes a glufosinato de amonio en Estados Unidos, Gracia, Malasia y Nueva Zelanda.

En la figura 23 se puede observar que existen 165 especies de maleza resistentes a herbicidas inhibidores de ALS, 74 especies resistentes a inhibidores del fotosistema II, 49 especies resistentes a inhibidores de ACCasa, 41 especies resistentes a auxinas sintéticas, 32 especies resistentes a bipiridilios y 29 especies resistentes a ureas y amidas, los cuales no son utilizados en cultivos GM (Heap, 2019).



**Figura 23.** Incremento cronológico en el número de malezas resistentes a herbicidas pertenecientes a distintos grupos (Heap, 2019).

Como se mencionó anteriormente, el desarrollo de resistencia es un fenómeno natural que no está restringido a los cultivos genéticamente modificados tolerantes a herbicidas. En la figura 24 puede observarse el número de especies resistentes a diferentes herbicidas de acuerdo al tipo de cultivo en los que se han utilizado.

Así mismo, en la figura 25 se puede apreciar que algunos herbicidas son más propensos a generar resistencia en las poblaciones de maleza, debido a sus modos de acción. De los herbicidas mostrados, sólo glifosato está asociado con cultivos genéticamente modificados tolerantes a herbicidas y del número total de especies resistentes reportadas (38), algunos casos sucedieron en cultivos convencionales.

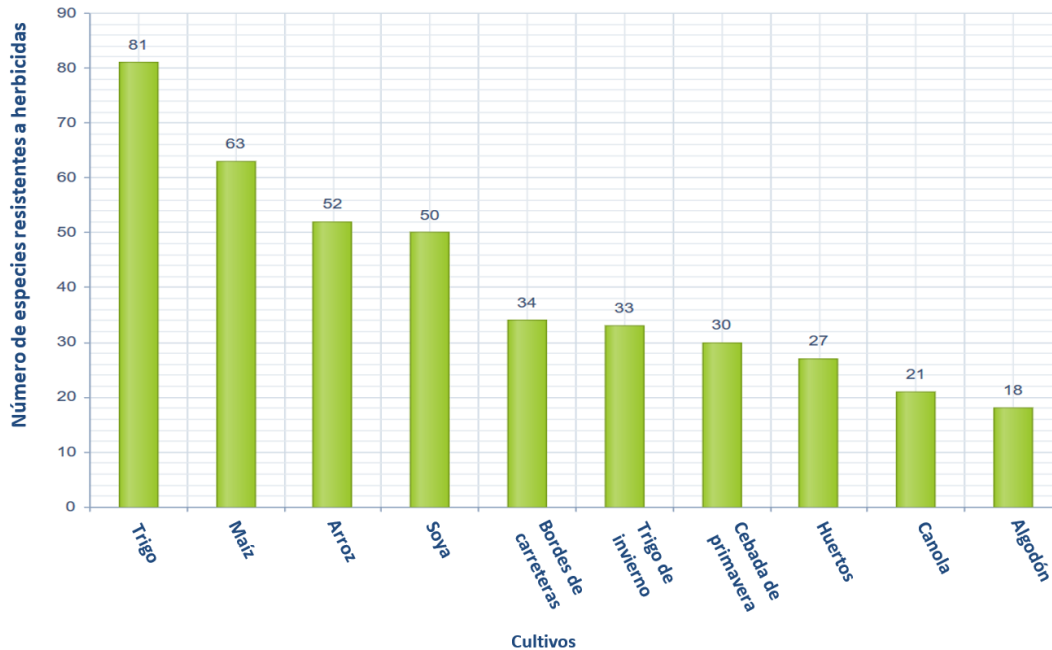


Figura 24. Número de especies resistentes a herbicidas por cultivo (Heap, 2019).

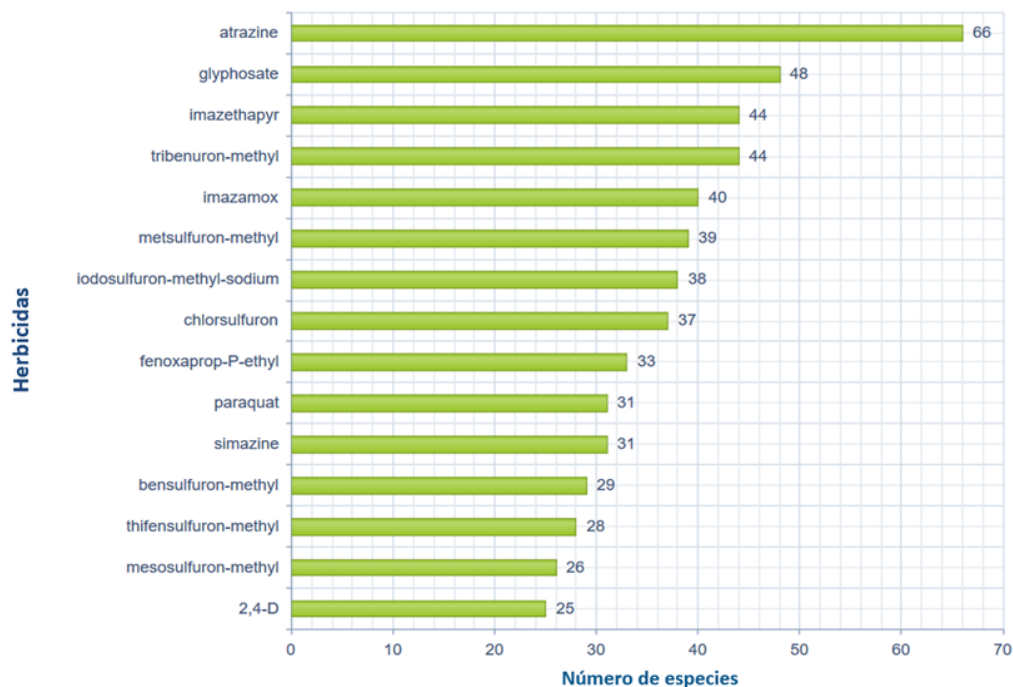


Figura 25. Número de especies resistentes a herbicidas individuales (Heap, 2019).

## 6.7. Plagas del cultivo de algodón

Entre las principales plagas del cultivo de algodón se tienen al picudo del algodón *Anthonomus grandis* Boheman, gusano rosado *Pectinophora gossypiella* (Saunders), gusano bellotero *Helicoverpa zea* (Boddie), gusano tabacalero *Heliothis virescens* (Fabricius), chinche ligus *Lygus hesperus* Knight., *L. Lineolaris* (Palisot de Beauvois) L. elisus, Van Duzee chinche apestosa *Nezara viridula* (L.) y *Chlorochroa* spp, y mosquita blanca *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring. Existe además un complejo de otros insectos chupadores y gusanos que en ocasiones se pueden convertir en serios problemas para el algodónero (Martínez, 2004).

### Complejo bellotero (*Helicoverpa zea*) / tabacalero (*Heliothis virescens*)

Este complejo de insectos se puede observar en algodón desde inicio de cuadro hasta bellotas maduras. Las hembras de gusano bellotero y tabacalero ponen sus huevos en la terminal de la planta de uno en uno, seleccionan normalmente hojas tiernas de un tercio de desarrollo y botones florales o cuadros. Las larvas emergen e inician su alimentación en la hoja con pequeñas perforaciones luego se mueven para alimentarse de los botones florales y conforme se desarrollan se mueven hacia la parte inferior de la planta. Normalmente se localizan en los primeros cinco nudos de la parte superior de la planta. Pupan en el suelo y de ahí emergen los adultos para realizar migraciones entre cultivos o pueden emprender migraciones a grandes distancias.

**Cuadro 23.** Muestreo y umbral económico de gusano bellotero y tabacalero en algodón.

Método de muestreo		Umbral económico
Inspección de terminales	<b>Segunda semana de floración.</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 100 terminales/20 ha</li> <li>• 25 terminales por cuadrante o 20 terminales en cinco de oros.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 6 larvas L1 - L3 (&lt;1.0 cm)</li> <li>• 5% de terminales con larvas (Valle del Yaqui)</li> </ul>
Inspección de cuadros	<b>100 cuadros al azar por predio.</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 25 cuadros por cuadrante o 20 por sitio en cinco de oros.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 5% (Texas)</li> <li>• 8% (Valle del Yaqui)</li> </ul>
Inspección de toda la planta en variedades biotecnológicas resistentes a insectos (Texas)	100 plantas al azar por predio Frecuencia: 3 a 4 días	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 8 a 12 larvas &gt;6 mm</li> <li>• 5 a 15% de cuadros y bellotas dañados</li> </ul>



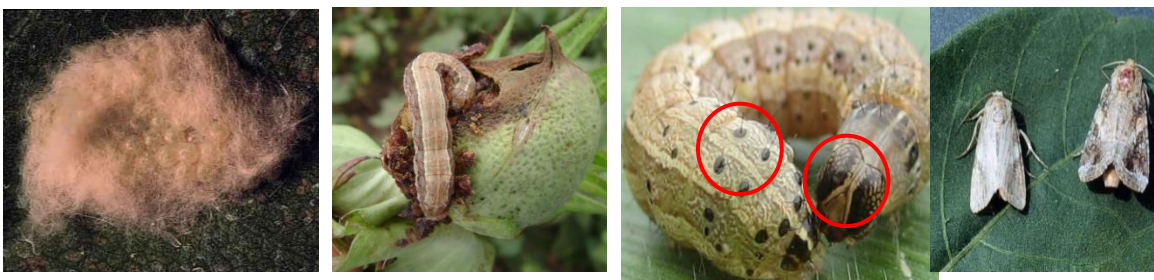
**Figura 26.** Gusano bellotero (*Helicoverpa zea*).

**Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*)**

El gusano cogollero normalmente emigra al algodón de otros cultivos o pastos, se le puede encontrar en algodón desde la emergencia del cultivo, pero es más frecuente en el período de floración y desarrollo de bellotas. Las hembras ponen sus huevos en las hojas de la parte terminal en masas cubiertas con escamas como en el caso de gusano soldado, de hecho, además de gusano cogollero se le conoce como gusano soldado de otoño. Las larvas recién emergidas presentan hábitos gregarios y canibalismo, conforme se desarrollan emigran a plantas contiguas observándose focos de infestación de esta plaga. Las larvas son de color café claro variando de acuerdo con la alimentación desde verde hasta negro, alcanzan una longitud de hasta 4 cm, las larvas presentan en los costados tres líneas de color amarillo pálido, con bandas de color oscuro y una amarilla y manchas rojizas. En la cabeza se observa una sutura en forma de Y invertida que la distingue de otras especies de lepidópteros. En el octavo segmento abdominal por la parte superior se distinguen ocho protuberancias o tubérculos, de color oscuro cuatro grandes y cuatro más chicos cada uno con una seta o pelo que pueden servir como ayuda para distinguir este insecto de otros lepidópteros. Pupan en el suelo de donde emergen las palomillas para iniciar migraciones de corto o largo alcance como en el caso de gusano bellotero y tabacalero

**Cuadro 24.** Muestreo y umbral económico de gusano cogollero en algodón.

Muestreo		Umbral económico
Inspección de 5 plantas en 10 sitios por predio	Buscar masas de huevecillos, larvas o daño en bellotas	• 4 o más larvas por 100 bellotas o flores



**Figura 27.** Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

### Gusano soldado (*Spodoptera exigua*)

El gusano soldado generalmente se presenta en las primeras etapas de desarrollo del cultivo desde que tiene una hoja verdadera hasta inicio de cuadreo, en ocasiones se llega a presentar durante la floración. Las hembras ponen sus huevos en masas cubiertas con escamas de la palomilla, las larvas son de color verde con líneas longitudinales de color claro amarillento y dos puntos negros en el segundo segmento torácico, emergen en forma gregaria y comienzan a dañar las hojas, posteriormente emigran a plantas cercanas, en plantas chicas dañan el follaje y en plantas grandes de algodón pueden encontrarse comiendo en las bellotas y perforando las bellotas.

**Cuadro 25.** Muestreo y umbral económico de gusano soldado en algodón.

Muestreo		Umbral económico
Inspección durante el período de primeros cuadros a primeros capullos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 100 plantas al azar por predio</li> <li>• Muestreo de larvas mediante inspección de toda la planta.</li> </ul>	<b>Umbrales económicos (Texas)</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Promedio de 2 masas de larvitas recién eclosionadas por 30 m</li> <li>• 40 larvas por 100 plantas</li> </ul>



**Figura 28.** Gusano soldado (*Spodoptera exigua*).

### Gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*)

El gusano rosado, al igual que otras plagas ha disminuido su importancia como plaga principal del algodnero, esto se considera que se debe a las campañas de erradicación que se han establecido entre México y Estados Unidos. En ellas se incluyen monitoreo, materiales de algodón *Bt*, liberación de palomillas estériles, feromonas y aplicación de insecticidas.

El adulto de gusano rosado es una palomilla de color café-grisáceo con manchas oscuras, miden 1.8 cm de extensión alar. Las alas son angostas y llevan un fleco de pelos largos en el borde anal, las antenas son filiformes, los palpos labiales son largos y curvos. Viven en promedio 15 días son de hábitos nocturnos o crepusculares. Cada hembra oviposita de 100 a 200 huevecillos en un período de una semana, estos son de color blanco verdoso recién ovipositados y posteriormente adquieren una coloración rosada. Al inicio de la temporada los huevecillos son colocados en las yemas terminales o en los cuadros, cuando ya existen



cápsulas los huevecillos son colocados en la parte inferior de las brácteas en pequeños grupos. Las larvas emergen en 5 días siendo en los primeros instares de color blanco cristalino con la cabeza oscura. Cuando se desarrolla en los cuadros se alimenta de la columna estaminal y une con hilos de seda la punta de los pétalos provocando la apertura anormal de la flor formando lo que se conoce con el nombre de flor rosetada. Cuando se desarrolla en las cápsulas, a las cuales penetra inmediatamente después de la eclosión se alimentan de las semillas, dañan la fibra reduciendo su calidad al cortarla o mancharla. Las bellotas dañadas no forman capullo o lo hacen parcialmente. Para completar su desarrollo pasan por cuatro instares larvarios, con una duración de 10 a 15 días. Las larvas de cuarto instar llegan a medir hasta 12 mm de largo son de color rosado con la cabeza café. En este instar, pueden salir de la cápsula haciendo una perforación, para pupar en el suelo, residuos de cosecha, basura y en otros lugares protegidos. Ocasionalmente pupan en el interior de las bellotas de algodón. La duración del ciclo completo es de 25 a 30 días. Las larvas pueden entrar en un período de “diapausa”, debido a condiciones desfavorables o para hibernar. Los adultos que emergen después de la “diapausa” tienen un amplio período de emergencia, lo que les permite atacar la planta de algodón en diferentes etapas de su desarrollo (Martínez-Carrillo *et al.*, 2002).

**Cuadro 26.** Muestreo y umbral económico de gusano rosado en algodón.

Muestreo		Umbral económico
Inicio: segunda semana de floración, cuando se observen las primeras bellotas susceptibles (15 a 30 días de edad)	Unidad de muestreo y tamaño de muestra: coleccionar 25 bellotas susceptibles al azar en cada uno de los cuadrantes del predio de un área no mayor de 40 hectáreas	• 10 – 12% de bellotas infestadas con larvas L1-L2



**Figura 29.** Gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*).

La Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural (SADER antes SAGARPA), mediante acuerdos publicados en el Diario Oficial de la Federación (DOF), ha establecido las siguientes zonas libres de gusano rosado (*Pectinophora gossypiella*) en México:



**Cuadro 27.** Acuerdos por los que se declaran zonas libres de gusano rosado en México.

Fecha de publicación (Diario Oficial de la Federación)	Acuerdo
22 de noviembre de 2012	Acuerdo por el que se declara zona libre de gusano rosado ( <i>Pectinophora gossypiella</i> ) y picudo del algodnero ( <i>Anthonomus grandis</i> ) a los municipios de Juárez, Práxedis G. Guerrero, Guadalupe, Ahumada, Janos, Ascensión, Nuevo Casas Grandes, Casas Grandes, Galeana y Buenaventura, en el Estado de Chihuahua.
8 de diciembre de 2014	Acuerdo por el que se declara como zona libre de gusano rosado ( <i>Pectinophora gossypiella</i> ) al Estado de Chihuahua, al Municipio de Sierra Mojada del Estado de Coahuila y a los municipios de Álamos, BÁCUM, Benito Juárez, Cajeme, Etchojoa, Huatabampo, Navojoa y San Ignacio Río Muerto del Estado de Sonora.
3 de febrero de 2016	Acuerdo por el que se declara como zona libre de Gusano Rosado ( <i>Pectinophora gossypiella</i> ) a los Estados de Baja California y Sonora
20 de diciembre de 2018	ACUERDO por el que se declara como zona libre del gusano rosado ( <i>Pectinophora gossypiella</i> ) a los estados de Coahuila de Zaragoza y Durango.

Como resultado de la alta efectividad del algodón resistente a insectos que se siembra en las regiones algodnemas y al éxito del programa binacional de erradicación de gusano rosado implementado por autoridades de agricultura de México y Estados Unidos, se han reducido significativamente los niveles de infestación de insectos lepidópteros en el cultivo del algodón.

### **Mosquita blanca (*Bemisia argentifolii*)**

La mosquita blanca es una plaga polífaga; es decir que afecta un rango amplio de cultivos hospedantes, entre ellos al algodón. En la Comarca Lagunera la mosquita blanca se constituyó en un problema fitosanitario a partir de 1995, causando pérdidas en la producción (40 al 100%) en cultivos hortícolas y un incremento en el número de aplicaciones en melón, calabaza, tomate y algodón.

La mosquita blanca presenta metamorfosis incompleta pasando por las etapas biológicas de huevecillo, ninfa y adulto. Pueden presentarse seis generaciones durante el ciclo de crecimiento del cultivo. A una temperatura de 30 °C, el huevecillo dura 5.0 días y las ninfas de 1º, 2º, 3º y 4º instares duran 3.2, 1.5, 1.7 y 4.8 días (total estado ninfal, 11.2 días), por lo que el ciclo biológico completo requiere de 16.2 días.

**Cuadro 28.** Muestreo y umbral económico de mosquita blanca en algodón.

Muestreo		Umbral económico
Muestreo mediante inspección de hojas	<u>Muestreo numérico.</u> En este tipo de muestreo se cuentan los adultos presentes en cada unidad de muestreo. <ul style="list-style-type: none"> <li>• Unidad de muestreo: la unidad de muestreo es el envés de una hoja tomada del quinto nudo.</li> <li>• Tamaño de muestra: se recomienda muestrear 30 a 50 hojas por predio.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aplicar insecticidas si hay 5 o más adultos/hoja</li> </ul>
	<u>Muestreo binomial.</u> En este tipo de muestreo se cuentan las hojas infestadas. <ul style="list-style-type: none"> <li>• Muestrear 30-50 hojas del quinto nudo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 40% o más de hojas infestadas con al menos 3 adultos por hoja, lo cual corresponde a un umbral de 5 o más adultos/hoja</li> </ul>
Monitoreo mediante trampas amarillas pegajosas	Colocar las colocan sobre una estaca a una altura aproximada de 10 a 15 cm sobre el nivel del suelo, se instalan semanalmente, se recogen a las 24 h y se cuentan las mosquitas capturadas con la ayuda de una lupa o un microscopio de disección	



**Figura 30.** Mosquita blanca (*Bemisia argentifolii*).

**Picudo del algodón (*Anthonomus grandis* Boheman)**

El picudo del algodón es nativo de México y Centroamérica y es considerado como la plaga más destructiva de este cultivo, ya que las pérdidas provocadas por esta plaga pueden ser de 20 a 40% de la fibra cosechada.

El picudo del algodón posee metamorfosis completa, es decir presenta las etapas de huevecillo, larva (gusano), pupa y adulto (picudo). Sobrevive de un ciclo del algodón,

hiberna como adulto en refugios, tales como residuos de cosecha y vegetación aledaña a los predios de algodón. Además de los adultos de origen hibernante, se presenta cuatro generaciones normales, durante el ciclo del cultivo.

El ciclo biológico completo, desde huevecillo a emergencia del adulto, dura de 19 a 24 días en el verano en la Comarca Lagunera. El período de pre-oviposición de las hembras dura de 3 a 5 días. El tiempo de una generación requiere de 292 UC > 12°C.

El picudo tiene una alta preferencia para alimentarse en cuadros y bellotas pequeñas.

**Cuadro 29.** Muestreo y umbral económico del picudo del algodón.

Muestreo		Umbral económico
Inspección de cuadros	<ul style="list-style-type: none"> <li>inspeccionar semanalmente 100 cuadros de por lo menos 1/3 de desarrollo al azar por predio</li> <li>colectar de al menos cuatro sitios representativos del predio y de varias partes de la planta</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>6 % de cuadros dañados por alimentación y ovipostura</li> </ul>
Inspección de flores	<ul style="list-style-type: none"> <li>100 flores al azar por cada 20 hectáreas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>5 adultos</li> </ul>



**Figura 31.** Picudo del algodoneero (*Anthonomus grandis*).

**Conchuela del algodón (*Chlorochroa ligata* Say)**

Esta especie es de importancia primaria en el algodón en la Comarca Lagunera y es la chinche que más comúnmente se detecta en la región. Las principales plantas hospederas de conchuela, son mezquite, alfalfa, maíz, sorgo, tomate, frijol, nogal y algunas especies de maleza comunes en la región.

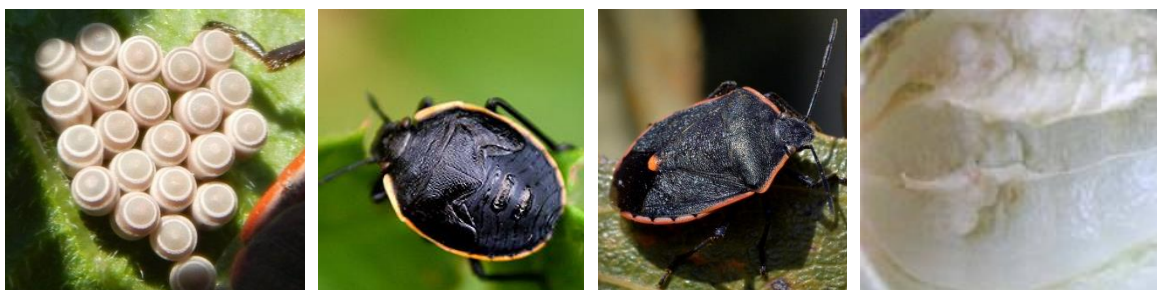
La conchuela posee metamorfosis gradual (insecto hemimetábolo); es decir, presenta las etapas de huevecillo, ninfa y adulto (conchuela). Hiberna como adulto en áreas con maleza o basura. Pueden presentarse cinco generaciones por año y solo se puede completar una generación durante el período crítico del cultivo (80 a 120 días de la siembra). Los

huevecillos duran alrededor de 5 días y las ninfas pasan por cinco mudas durante 39 días. Los adultos pueden vivir hasta 55 días.

Tanto las ninfas como los adultos se alimentan succionando los jugos de las bellotas. Las bellotas chicas atacadas se caen y las más grandes permanecen en la planta, y al madurar la fibra se observa manchada y las semillas se chupan (semillas vanas). La conchuela produce verrugas en la cara interna de la pared de la bellota, las cuales son de color blanco e irregulares.

**Cuadro 30.** Muestreo y umbral económico de la conchuela del algodón.

Muestreo		Umbral económico
Inspección de bellotas	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Colectar 25 bellotas susceptibles al azar en cada uno de los cuadrantes del predio de un área no mayor de 40 hectáreas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Comarca Lagunera: <math>\geq 4\%</math> de bellotas dañadas.</li> <li>• California (UC IPM): 20 - 25 adultos por 6 o 7 plantas inspeccionadas al azar.</li> <li>• Texas (TAMU): <math>\geq 1</math> chinche/2 m de plantas o 20% de bellotas dañadas.</li> </ul>
Redeo	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 100 golpes de red por predio</li> </ul>	
Muestreo de plantas y bellotas (Texas)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Inspeccionar varias secciones de 2 m de plantas en diferentes sitios del predio y revisar al menos 50 bellotas.</li> </ul>	



**Figura 32.** Conchuela del algodón (*Chlorochroa ligata* Say).

### Chinche Lygus (*Lygus* spp.)

La chinche lygus (*Lygus* spp.) es un insecto chupador de 6 mm de largo, oval y color café verdoso, con una marca de color amarillo en el escutelo y varias líneas longitudinales oscuras y claras en el pronoto (Greene *et al.*, 2006). Las ninfas y adultos de estos insectos se alimentan de la savia principalmente en hojas terminales, cuadros y bellotas tiernas. Cuando los daños son intensos al inicio de cuadro, ocasionan la caída de los cuadrillos recién formados provocando un desarrollo excesivo de ramas y follaje; también causan la mala formación de bellotas, manchan la fibra, bajan el rendimiento y retrasan la cosecha. Este insecto también ataca otros cultivos como alfalfa y cártamo y cuando alcanza altas



infestaciones, puede emigrar al algodón durante la etapa del cuadro, complicando así el manejo del cultivo (Herrera Andrade *et al.*, 2010).



**Figura 33.** Chinche Lygus (*Lygus* spp.).

**Cuadro 31.** Muestreo y umbral económico de la chinche lygus en algodón.

Muestreo		Umbral económico
Redeo (Valle de Mexicali, B.C. - San Luis Río Colorado, Son.)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Durante el período crítico que inicia con la aparición de los primeros cuadros hasta las tres primeras semanas de producción de bellotas</li> <li>• Muestrear 2 veces por semana</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 15 chinches en 100 redadas</li> </ul>
Redeo (Valle del Yaqui, Son.)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Durante el período crítico que inicia con la aparición de los primeros cuadros hasta las tres primeras semanas de producción de bellotas</li> <li>• Muestrear 2 veces por semana</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 20 chinches (adultos y ninfas) por 100 redadas</li> <li>• El daño en cuadros no debe exceder del 25%</li> </ul>

### **Thrips**

Los trips son insectos pequeños de alrededor de 1 mm, existen más de 5000 especies reportadas, pero solo algunas son consideradas plagas de cultivos; son de cuerpo delgado y alargado, aparato bucal raspador chupador y alas con flecos en los bordes. Las especies que se han reportado en algodón son *Frankliniella tritici*, *Frankliniella occidentales*, *Frankliniella fusca*, *Neohydatothrips variabilis* y *Thrips tabaci*.

El ciclo de vida de los trips pasa por 6 instares: huevo, dos estados larvales, pre-pupa pupa y adulto. Los estados de pre-pupa y pupa permanecen en el suelo, las larvas son las más dañinas para las plantas. Su ciclo varía con la temperatura de 15 hasta 60 días; con frío los estados inmaduros duran más tiempo y producen más daño. Los trips hibernan como adultos o larvas en plantas de invierno o como pupas en el suelo. Comienzan su reproducción en maleza, cultivos de invierno entre otros en trigo, después emigran a

algodonero. La principal forma de dispersión es el viento; la dirección y velocidad del viento tiene mucha influencia en las infestaciones en algodonero.

Afectan plántulas desde emergencia hasta la cuarta hoja. Los inmaduros son los más dañinos y el frío prolonga ciclo y daño. Dañan la yema terminal, interfieren con el desarrollo normal de la planta, reduciendo su tamaño, deformando hojas y tallos y reduciendo la capacidad fotosintética de la planta. Los cultivos sembrados bajo condiciones de frío son más afectados.



**Figura 34.** Daño por trips en el cultivo del algodón.

### **Pulgón del algodón (*Aphis gossypii*)**

El pulgón del algodón pasa la mayor parte del año en la maleza y emigra al algodón al inicio del ciclo del cultivo. La infestación puede incrementarse a través del ciclo del algodón y causar problemas de “enmielado” de hojas y fibra. Los pulgones se alimentan de la savia de hojas y ramas y son vectores importantes de virus fitopatógenos. Solamente las hembras se encuentran en el algodón y su reproducción es partenogenética, presentándose una nueva generación aproximadamente cada 15 días.



**Figura 35.** Pulgón del algodón (*Aphis gossypii*).



### **6.7.1. Algodón genéticamente modificado resistente a insectos.**

*Bacillus thuringiensis* es una bacteria que normalmente habita el suelo y durante el proceso de esporulación produce una inclusión formada por uno o más cuerpos cristalinos de naturaleza proteica que son tóxicos para distintos invertebrados especialmente larvas de insectos. Estas proteínas se llaman Cry y constituyen la base del insecticida biológico más difundido en el mundo (Sauka y Benintende, 2008).

El mecanismo de acción de las proteínas Cry se describió principalmente en lepidópteros como un proceso de múltiples etapas. Los cristales de *B. thuringiensis* son ingeridos y luego solubilizados en el intestino medio del insecto, tras lo cual se liberan las proteínas cristalinas en forma de protoxinas. Estas no producirán el daño per se, sino que deberán ser procesadas por proteasas intestinales para generar las toxinas activas que llevarán a la muerte de la larva (Bravo *et al.*, 2004).

A través de la ingeniería genética se han desarrollado muchas especies de plantas que expresan genes *cry* de *Bacillus thuringiensis* y comúnmente se hace referencia a este tipo de plantas como “plantas o cultivos Bt” (por ejemplo, maíz Bt, algodón Bt, etc.). El primer informe de una planta transgénica con un gen *cry* de *B. thuringiensis* data de 1987 (Vaek *et al.*, 1987). Se desarrollaron plantas de tabaco (*Nicotiana tabacum*) que producían cantidades suficientes de proteína Cry para controlar larvas de primer estadio de *Manduca sexta*.

El algodón transgénico se sembró en México desde 1996 año en que se establecieron 896.8 ha en Tamaulipas, correspondiendo a un 0.3% de la superficie sembrada a nivel nacional (Martínez-Carrillo, 2004). Actualmente el algodón genéticamente modificado tolerante a herbicidas y resistente a insectos lepidópteros representa más del 90% del total nacional.

### **6.7.2. Impacto del uso de algodón resistente a insectos**

El algodón GLT expresan las proteínas insecticidas Cry1Ab de *Bacillus thuringiensis* subsp. Kurstaki y Cry2Ae de *Bacillus thuringiensis* subsp. Dakota, las cuales son específicas para el control de larvas de algunas especies de insectos lepidópteros de importancia económica en el cultivo del algodón. La expresión de dos proteínas insecticidas en una misma planta contribuye a reducir el riesgo de aparición de resistencia en las especies de plagas objetivo, ya que se reduce la probabilidad para que un insecto desarrolle simultáneamente un mecanismo de resistencia efectivo contra múltiples toxinas.

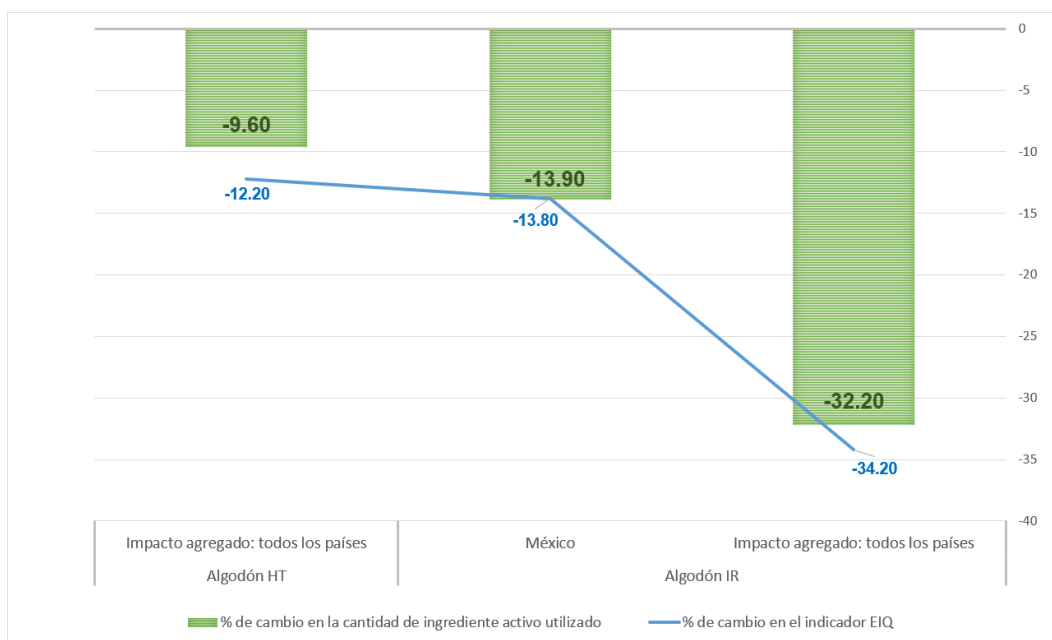
Con relación al manejo agronómico, la adopción de algodón biotecnológico resistente a insectos ha contribuido a la adopción de mejores prácticas agrícolas que han redundado en importantes beneficios económicos y ambientales (Brookes y Barfoot, 2012):

- Mayor espectro de control de insectos lepidópteros plaga.

- Aumento de rendimiento debido al control efectivo de las plagas blanco que atacan al cultivo.
- Reducción significativa en el uso de insecticidas químicos (figura 36).
- Disminución de la contaminación del suelo y mantos freáticos al utilizar insecticidas con menor impacto ambiental (cuadro 32).
- Menor impacto en las poblaciones de insectos benéficos y otros organismos no blanco, debido a su especificidad y a que los únicos insectos expuestos a las toxinas son aquellos que se alimentan de los cultivos.
- Compatibilidad con prácticas de manejo integrado de plagas (MIP).
- Reducción de la emisión de gases de efecto invernadero (disminución en el uso de combustibles necesarios para la fabricación, transporte y aplicación de insecticidas).

Desde 1996, el impacto neto en el uso de insecticidas y la huella ambiental (en relación con lo que podría haberse esperado, si todas las plantaciones de algodón se hubieran sembrado con algodón convencional), en los principales países que han adoptado algodón resistente a insectos ha sido:

- En 2018 (Brookes y Barfoot, 2020), una disminución de 55% en el volumen total de I.A. insecticida aplicado (20.9 millones de kg) y una reducción de 59% en el impacto ambiental (medido en términos de EIQ/ha).
- Desde 1996, se ha usado un 32.2 % menos de I.A. insecticida (331 millones de kg) y el impacto ambiental debido a la aplicación de insecticidas en algodón se redujo un 34.2%.



**Figura 36.** Reducción en el uso de de ingredientes activos y la carga ambiental (EIQ) derivado del uso del algodón GM (HT e IR) 1996-2018 (Brookes y Barfoot, 2020).

**Cuadro 32.** Coeficiente de Impacto Ambiental (EIQ) de los principales insecticidas recomendados para el control de insectos plaga en algodón.

Ingrediente activo (I.A.)	Grupo químico	EIQ
Monocrotofos	Organofosforado	90.92
Profenofos	Organofosforado	59.53
Azinfos metílico	Organofosforado	53.05
Clorfenapir	Halogenado de Pirrol	46.11
Bifentrina	Piretroide	44.35
Lambda cyalotrina	Piretroide	44.17
Betacyflutrin	Piretroide	39.57
Fenvalerato	Piretroide	39.57
Endosulfán	Organoclorado	38.55
Imidacloprid	Neonicotinoide	36.71
Cipermetrina	Piretroide	36.35
Fluvalinato	Piretroide	35.77
Triazofos	Organofosforado	35.59
Paratión metílico	Organofosforado	35.22
Metidation	Organofosforado	32.67
Betaciflutryn	Piretoride	31.57
Permetrina	Piretroide	29.33
Deltametrina	Piretroide	28.38
Clorpirifos etil	Organofosforado	26.85
Fenpropatrin	Piretroide	25.33
Acefate	Organofosforado	24.88
Malation	Organofosforado	23.83
Thiodicarb	Carbamato	23.33
Metomilo	Carbamato	22
Carbaril	Carbamato	20.9
Spinosad	Derivado de fermentación bacteriana (Naturalyte)	14.38
<i>Bacillus thuringiensis</i>	Biológico	13.3

**Fuente:** A method to measure the Environmental Impact of Pesticides, Table 2: list of Pesticides, Part 4: Insecticides 2012. Integrated Pest Management. Disponible en: [www.nysipm.cornell.edu](http://www.nysipm.cornell.edu)

### 6.7.3. Manejo de insectos en algodón convencional

El control de plagas en el cultivo de algodón se ha basado tradicionalmente en el uso de insecticidas químicos de amplio espectro (cuadro 33), debido a que es el método más efectivo que existe. Sin embargo, el uso inadecuado de los mismos ha generado un impacto negativo en el agroecosistema, ocasionando una disminución drástica de los enemigos naturales y el desarrollo de resistencia a un gran número de insecticidas (Pacheco, 1994; Hake *et al.*, 1996; Machain *et al.*, 1988).

**Cuadro 33.** Ingrediente activo, categoría toxicológica y grupo químico de los principales insecticidas recomendados para el control de insectos plaga en algodón (PLM, 2014).

Ingrediente activo	Formulación <sup>a</sup>	Dosis (g i.a./ha)	Categoría Toxicológica	Grupo Químico
Acefate	P 97% (970 g/kg)	1,164 - 1,552	Ligeramente tóxico	Organofosforado
Azinfos metílico	WP 35% (350 g/kg)	315 - 490	Altamente tóxico	Organofosforado
Betaciflutryn	SC 11.8% (125 g/L)	18.75 - 25	Ligeramente tóxico	Piretroide
Bifentrina	EC 12.15% (100 g/L)	40 - 60	Ligeramente tóxico	Piretroide
Carbaril	WP 80% (800 g/kg)	1,200 - 2,400	Moderadamente tóxico	Carbamato
Cipermetrina	EC 19.6% (200 g/L)	80 - 120	Moderadamente tóxico	Piretroide
Clorfenapyr	SC 21.44% (240 g/L)	120 - 360	Ligeramente tóxico	Halogenado de Pirrol
Clorpirifos etil	EC 44.5% (480 g/L)	480 - 840	Moderadamente tóxico	Organofosforado
Cyflutrin	EC 5.7% (50 g/L)	37.5 - 50	Ligeramente tóxico	Piretroide
Deltametrina	EC 2.8% (25 g/L)	12.5	Ligeramente tóxico	Piretroide
Endosulfán	EC 33.30% (360 g/L)	540 - 900	Altamente tóxico	Organoclorado
Fenpropatrin	EC 38.50% (375 g/L)	168.75 - 225	Altamente tóxico	Piretroide
Fenvalerato	EC 11.1% (100 g/L)	0.075	Ligeramente tóxico	Piretroide
Fluvalinato	E en agua 24% (240 g/L)	72 - 120	Moderadamente tóxico	Piretroide
Imidacloprid	SC 21.4% (240 g/L)	103.2 - 208.8	Ligeramente tóxico	Neonicotinoide
Lambda cyalotrina	EC 5 % (50 g/L)	20 - 30	Ligeramente tóxico	Piretroide
Malation	EC 83.7% (100 g/L)	70 - 200	Ligeramente tóxico	Organofosforado
Metidation	EC 40% (415 g/L)	415 - 830	Altamente tóxico	Organofosforado
Metomilo	SP 90% (900 g/kg)	225 - 360	Altamente tóxico	Carbamato
Monocrotofos	Líquido miscible 56% (600 g/L)	300 - 900	Extremadamente tóxico	Organofosforado
Paratión metílico	EC 47.4% (500 g/L)	500 - 1,500	Extremadamente tóxico	Organofosforado
Permetrina	EC 33.66% (340 g/L)	136 - 204	Moderadamente tóxico	Piretroide
Profenofos	EC 73.56% (960 g/L)	576 - 1152	Moderadamente tóxico	Organofosforado
Spinosad	SC 44.2% (480 g/L)	36 - 60	Ligeramente tóxico	Derivado de fermentación bacteriana (Naturalyte)
Thiodicarb	SC acuosa 33.7% (375 g/L)	562.5 - 1125	Moderadamente tóxico	Carbamato
Triazofos	EC 40.0% (420 g/L)	630	Altamente tóxico	Organofosforado

<sup>a</sup> SL: concentrado soluble; WP: polvo humectable; SC: suspensión concentrada; SP: polvo soluble; EC: concentrado emulsionable; P: pellets.

En México, antes de la década de los 60's, al algodónero se le conocía como el oro blanco debido a que ocupaba una gran cantidad de mano de obra y representaba una fuente de ingresos importante para los agricultores. En la década de los 60's, solamente en el estado de Tamaulipas se sembraban 630,000 ha (Vargas *et al.*, 1979). Desafortunadamente, el combate de las plagas de este cultivo se sustentó en aplicaciones calendarizadas de insecticidas, aumentos frecuentes en las dosis y en el número de aplicaciones por temporada; a principios de la década de los 70's, en el cultivo de algodónero se aplicaba el 80% de todos los insecticidas que se empleaban en la agricultura mexicana. Este escenario

favoreció el desarrollo de resistencia a insecticidas y por ende que este cultivo entrará en fase de crisis a nivel nacional (Lagunes, 1992).

En las décadas de los 60's y 70's, la resistencia a insecticidas de varias plagas de insectos provocaron la desaparición de las zonas algodonerías de Apatzingán, Michoacán, Tapachula, Chiapas y Matamoros, Tamaulipas (Lagunes, 1992). La zona de Tamaulipas se recuperó lentamente para sufrir otra crisis debido a la resistencia a insecticidas piretroides en el gusano tabacalero *Heliothis virescens* (Fabricius) a mediados de la década de los 90's (Terán-Vargas, 1996).

Dentro de un escenario de elevados niveles de resistencia a insecticidas convencionales, la introducción del algodonoero transgénico, que expresa la  $\delta$ -endotoxina Cry1Ac de *Bacillus thuringiensis* var. Kurstaki Berliner (Bt) (Perlak *et al.*, 1990, 1991) representó una alternativa viable para cultivar algodonoero (Terán-Vargas *et al.*, 2005). Posteriormente se introdujo el algodón que expresaba dos proteínas Bt (Cry1Ac y Cry2Ab) que contribuyó a mejorar el control de los lepidópteros plaga del cultivo y a retrasar el desarrollo de resistencia.

#### **6.7.4. Resistencia de insectos a insecticidas**

La resistencia es una característica de fundamento genético que permite a un organismo sobrevivir a la exposición con una dosis de un plaguicida que normalmente podría resultar letal. Los genes de resistencia ocurren naturalmente en plagas individuales debido a mutaciones genéticas y de carácter hereditario. Los genes se diseminan a través de las poblaciones de plagas debido a un proceso de selección provocado por el uso repetido del plaguicida. Las poblaciones resistentes se desarrollan debido a que los individuos resistentes sobreviven y se reproducen posteriormente, y el rasgo de resistencia es "seleccionado" en la siguiente generación, mientras que los individuos susceptibles son eliminados por el tratamiento plaguicida. Si se continúa con el tratamiento, el porcentaje de sobrevivientes aumentará y la susceptibilidad de la población declinará hasta un punto que el plaguicida no podrá más proporcionar un nivel aceptable de control (FAO, 2012).

A lo largo del último siglo, cientos de especies de insectos han desarrollado resistencia a una o más medidas de control, impactando severamente en la economía de la producción de los cultivos (cuadro 34). La mayoría de los casos de resistencia de insectos hasta la fecha involucra insecticidas químicos sintéticos (Yu, 2008), pero también se ha desarrollado resistencia a algunos agentes microbianos, tales como las formulaciones para aspersión de Bt (Ferré y Van Rie, 2002).

**Cuadro 34.** Los 20 artrópodos más importantes, para los cuales se han registrado casos de resistencia en la agricultura y la salud pública.

Orden	Familia	Especies	Rango de hospedantes	Hospedante
Acari	Acaridae	<i>Rhizoglyphus robini</i>	19	Plantas ornamentales, cebolla almacenada
Acari	Ixodidae	<i>Boophilus microplus</i>	6	Ganado bovino
Acari	Tetranychidae	<i>Panonychus ulmi</i>	9	Árboles frutales
Acari	Tetranychidae	<i>Tetranychus urticae</i>	1	Algodón, flores, frutales, hortalizas
Coleoptera	Chrysomelidae	<i>Leptinotarsa decemlineata</i>	4	Papa, berenjena, tomate
Coleoptera	Tenebrionidae	<i>Tribolium castaneum</i>	17	Granos almacenados, cacahuate, sorgo
Dermatoptera	Blattellidae	<i>Blattella germanica</i>	7	Urbano
Diptera	Calliphoridae	<i>Lucila cuprina</i>	18	Ganado bovino y ovino
Diptera	Culicidae	<i>Anopheles albimanus</i>	20	Humano
Diptera	Culicidae	<i>Culex pipiens pipiens</i>	11	Humano
Diptera	Culicidae	<i>Culex quinquefasciatus</i>	15	Humano
Diptera	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	5	Urbano
Hemiptera	Aleyrodidae	<i>Bemisia tabaci</i>	8	Algodón, cucurbitáceas, crucíferas y hortalizas
Hemiptera	Aphididae	<i>Aphis gossypii</i>	10	Algodón, hortalizas
Hemiptera	Aphididae	<i>Myzus persicae</i>	3	Frutales, hortalizas, árboles
Hemiptera	Aphididae	<i>Phorodon humuli</i>	12	Lúpulo, ciruela
Lepidoptera	Noctuidae	<i>Helicoverpa armigera</i>	13	Algodón, maíz, tomate
Lepidoptera	Noctuidae	<i>Heliothis virescens</i>	14	Garbanzo, algodón, maíz, tomate
Lepidoptera	Noctuidae	<i>Spodoptera littoralis</i>	16	Alfalfa, algodón, papa, hortalizas
Lepidoptera	Noctuidae	<i>Plutella xylostella</i>	2	Crucíferas

**Fuente:** Arthropod Pesticide Resistance Database. Michigan State University. Disponible en: <http://www.pesticideresistance.org/search.php>

La resistencia de insectos a proteínas insecticidas no es específica de los cultivos Bt. La aspersión de insecticidas formulados a base de Bt en una amplia variedad de cultivos, presenta un riesgo equivalente o mayor de desarrollo de resistencia debido a las altas dosis y al uso irracional de estos productos (Roush, 1994).



Los factores que contribuyen al desarrollo de resistencia en insectos a los cultivos que expresan proteínas Bt, son los mismos factores que afectan el desarrollo de resistencia a los insecticidas convencionales, tales como:

- La naturaleza, eficacia y modo de empleo del producto para cultivos Bt.
- Nivel de expresión (dosis requerida para controlar todos o la mayoría de los insectos heterocigotos, de tal manera que la resistencia es un fenómeno funcionalmente recesivo).
- Superficie sembrada con cultivos Bt en un área determinada.
- Genética de la resistencia (frecuencia inicial de alelos de resistencia, grado de dominancia de dichos alelos, costo fisiológico de la resistencia).
- Comportamiento de los insectos (movimiento y reproducción).
- El modo en el que los insectos se mueven entre los cultivos Bt y convencionales determina el nivel de exposición de los insectos a la toxina Bt, así como la probabilidad de cruzamiento entre insectos resistentes y susceptibles.

Los estudios científicos indican que los alelos para un alto nivel de resistencia a las proteínas Bt son básicamente recesivos (Gould *et al.*, 1997; Liu *et al.*, 1999; Tabashnik, 1994; Tabashnik *et al.*, 2000). Por lo tanto, para que un insecto sea totalmente resistente a Bt, debe ser homocigoto para el alelo de resistencia y se ha observado que la frecuencia de alelos de resistencia es relativamente baja en las poblaciones de insectos (EPA, 2001).

La resistencia puede y ha evolucionado a todas las formas de manejo de plagas, incluyendo las herramientas químicas, biológicas y culturales, y no es una preocupación única a los cultivos GM. Sin embargo, los beneficios de las características GM de protección contra insectos se consideran tan valiosas que los proveedores de la tecnología y otros actores involucrados han puesto especial énfasis en prolongar su durabilidad retrasando la tasa de desarrollo de la resistencia en los insectos blanco. Se dispone de múltiples tácticas para preservar la durabilidad de las tecnologías de manejo de insectos, incluyendo el uso de la tecnología solo contra las poblaciones de plagas económicamente más dañinas, alternando entre diferentes tácticas de control, o integrando múltiples tácticas en un programa de manejo de plagas (CropLife, 2012).

El objetivo del manejo de la resistencia es retrasar la evolución de la resistencia en las poblaciones de la plaga expuestas a la herramienta de control, por lo que el plan de manejo de resistencia (MRI) deberá constituirse con las técnicas disponibles (CropLife, 2012).

## **6.8. Conclusión**

Con base en la información presentada, se puede concluir que el algodón con tecnología GlyTol® TwinLink® (GLT) no es tóxico para organismos no blanco como mamíferos (ratones), especies acuáticas (dafnias) degradadores del suelo (colémbolos, lombrices de tierra) e insectos benéficos como depredadores, parasitoides y polinizadores (abejas), no

posee características para convertirse en maleza y se comporta agronómica y fenotípicamente de manera similar al algodón convencional, no presenta un riesgo de flujo génico diferente al algodón convencional, y las plantas voluntarias que logren sobrevivir a las condiciones ambientales adversas serán eliminadas mediante la implementación de monitoreos en las carreteras y caminos de las zonas agrícolas del norte de Tamaulipas.

El algodón GLT no está exento de que las plagas blanco desarrollen resistencia, por lo que para retrasar su aparición se utilizan estrategias de manejo integrado de plagas (MIP), basadas en la expresión de varias proteínas insecticidas en la misma planta con diferentes mecanismos de acción y sitios de unión específicos para cada proteína en el intestino de los insectos blanco, la siembra de algodón que no expresa proteínas de *Bacillus thuringiensis* como áreas de “refugio” y la alta expresión de proteínas insecticidas, lo que hace de la tecnología GLT una excelente herramienta que contribuye a la estrategia de retrasar el desarrollo de resistencia en los insectos blanco. De la misma manera, el desarrollo de resistencia de maleza a herbicidas será manejado mediante la implementación de diferentes prácticas de manejo integrado, cuyo principio fundamental es la diversidad en las prácticas de cultivo y en el uso de herbicidas con modos de acción diferentes y un espectro de control complementario.

El algodón GLT es una herramienta muy valiosa en el manejo integrado del cultivo de algodón y ofrece diversas ventajas en comparación con las alternativas tecnológicas, entre las cuales se puede destacar la reducción del uso de agroquímicos utilizados en el control de insectos y maleza y el uso de herbicidas e insecticidas con menor impacto ambiental.

## 6.9. Literatura consultada.

- Aguilar-Medel, S., Rodríguez-Maciel J. C., Díaz-Gómez O., Martínez-Carrillo J. L., López-Collado J., Blanco C. A., and Lagunes-Tejeda A. 2007. Susceptibility of *Helicoverpa zea* (Boddie) to  $\delta$ -endotoxin Cry2Ab of *Bacillus thuringiensis* Berliner. *Agrociencia* 41: 653 – 662.
- Artim, L.; Hill, K.; Jiang, X.; Lee, M.; Mascarenhas, V.; Mullins, M.; Privalle, L.; Rabe, S.; Schriver, T.; Stein, J.; Vlachos, D.; Walters, F.; Ward, K.; Zawodny, J. 2003. Petition for the Determination of Non-Regulated Status: Lepidopteran Insect Protected VIP3A Cotton Transformation Event COT102. Syngenta Seeds, Inc. Research Triangle Park, NC 27709.
- Ashour, N. I., & Abd-El'Hamid, A. E. H. M. (1970). Relative salt tolerance of Egyptian cotton varieties during germination and early seedlings development. *Plant and Soil*, 493-495.
- Baker, H.G. (1965) Characteristics and Modes of Origin of Weeds. In: *Genetics of Colonizing Species*, Academic Press, New York, 147-172.
- Beckie, 2006. Herbicide-Resistant Weeds: Management Tactics and Practices1. *Weed Technology*, 20.793-814. 10.1614/WT-05-084R1.1.
- Betz, F. S., Hammond, B. G., & Fuchs, R. L. (2000). Safety and advantages of *Bacillus thuringiensis*-protected plants to control insect pests. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, 32(2), 156-173.;
- Bourland, F. M., & Benson, N. R. (2002). Registration of Arkot 8710 and Arkot 8717 cotton germplasm lines.(Registrations Of Germplasm). *Crop science*, 42(4), 1383-1384

- Bravo A, Gómez I, Conde J, Muñoz-Garay C, Sánchez J, Miranda R, Zhuang M, Gill SS, Soberón M. 2004. Oligomerization triggers binding of a *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab pore-forming toxin to aminopeptidase N receptor leading to insertion into membrane microdomains. *Biochim Biophys Acta* 2004; 1667: 38-46.
- Brent K. J. 1986. Detection and monitoring of resistant forms: an overview, pp. 298–312. In National Research Council (ed.), *Pesticide resistance: strategies and tactics for management*. National Academy Press, Washington, DC
- Brookes, G., & Barfoot, P. (2012). GM crops: global socio-economic and environmental impacts 1996-2010. PG Economics Ltd. <http://www.pgeconomics.co.uk/page/33/global-impact-2012> [accessed 31 Jan 2013].
- Brookes, G., & Barfoot, P. (2020). Environmental impacts of genetically modified (GM) crop use 1996–2018: impacts on pesticide use and carbon emissions. *GM Crops & Food*, 11(4), 215-241.
- Brubaker, C. L., Koontz, J. A., & Wendel, J. F. (1993). Bidirectional cytoplasmic and nuclear introgression in the New World cottons *Gossypium barbadense* and *G. hirsutum* (Malvaceae). *American Journal of Botany*, 80(10), 1203-1208.
- Brubaker, C. L., & Wendel, J. F. (1994). Reevaluating the origin of domesticated cotton (*Gossypium hirsutum*; Malvaceae) using nuclear restriction fragment length polymorphisms (RFLPs). *American journal of botany*, 81(10), 1309-1326.
- Bulla LA Jr, Kramer KJ, & Davidson LI (1977) Characterization of the entomocidal parasporal crystal of *Bacillus thuringiensis*. *J Bacteriol*, 130: 375–383
- Burgos, N.R., Tranel, P.J., Streibig, J.C., Davis, V.M., Shaner, D., Norsworthy, J.K. Ritz, C. 2013. Review: confirmation of resistance to herbicides and evaluation of resistance levels. *Weed Sci* 61:4–20
- Caprio, M.A. 1998. Evaluating resistance management for multiple toxins in presence of external refuges. *Journal of Economic Entomology*, v.91, p.1021-1031.
- Carpenter, J., Felsot, A., Goode, T., Hammig, M., Onstad, D., & Sankula, S. (2002). Comparative environmental impacts of biotechnology-derived and traditional soybean, corn, and cotton crops.
- CropLife, 2012. Implementación del Manejo Integrado de Malezas para los Cultivos Tolerantes a Herbicidas. CropLife Internacional.
- Culpepper, A. S. and A. C. York. 1998. Weed management in glyphosate-tolerant cotton. *J. Cotton Sci.* 2:174-185.
- Dotray, P. A., J. W. Keeling, C. G. Henniger and J. R. Abernathy. 1996. Palmer amaranth (*Amaranthus palmeri*) and devil's-claw (*Proboscidea louisianica*) control in cotton with pyriithobac. *Weed Tech.* 10:7-12.
- Eastick, R., & Hearnden, M. (2006). Potential for weediness of Bt cotton in northern Australia. *Weed Science - WEED SCI.* 54. 1142-1151. 10.1614/WS-06-077R.1.
- English, L. and Slatin, S.L. (1992). Mode of action of d-endotoxins from *Bacillus thuringiensis*: A comparison with other bacterial toxins. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 22:1-7.
- EPA, 2001. *Bacillus thuringiensis* (Bt) Plant Incorporated Protectants. Biopesticides Registration Action Document. U.S. Environmental Protection Agency.
- Esqueda, E.V. A., Zita, P.G.A., Rosales, R. E. 2011. Resistencia a herbicidas. XXXIV Congreso Mexicano de la Ciencia de la Maleza - IV Simposio Internacional de Resistencia y Tolerancia a Herbicidas (ASOMECIMA).
- FAO, 2012. Directrices sobre la Prevención y Manejo de la Resistencia a los Plaguicidas. Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas.

- Ferré, J., & Van Rie, J. (2002). Biochemistry and genetics of insect resistance to *Bacillus thuringiensis*. *Annual review of entomology*, 47(1), 501-533.
- Fryxell, P. A. (1984). Taxonomy and germplasm resources. *Cotton*, 24, 27-57.
- Fryxell, P. A. (1992). A revised taxonomic interpretation of *Gossypium* L (Malvaceae). *Rheede*, 2, 108-116.
- Gould, F., Anderson, A., Jones, A., Sumerford, D., Heckel, D.G., Lopez, J., Micinski, S., Leonard, R. & Laster, M. 1997. Initial frequency of alleles for resistance to *Bacillus thuringiensis* toxins in field populations of *Heliothis virescens*. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 94: 3519–3523.
- Greene, J.K.; Scott Bundy C.; Phillip M. Roberts; Roger Leonard, B. 2006. Identification and management of common boll-feeding bugs in cotton. Clemson University, Louisiana State University, New Mexico State University and the University of Georgia. Cotton Incorporated.
- Hake, K.D.; Kerby, T.A.; S. Jonson Hake; W. Bentley; P.B. Goodell, and R.N. Vargas. 1996. Cotton crop problems. In *Cotton production manual*, S. Jonson Hake; Kerby, T.A.; Hake, K.D. (Editors). University of California. Division of Agriculture and Natural Resources.
- Heap, I. 2019. International Survey of Herbicide Resistant Weeds. Disponible en: <http://weedscience.org/?aspxerrorpath=/summary/%20home.aspx/>
- Herouet-Guicheney, C., Rouquié, D., Freyssinet, M., Currier, T., Martone, A., Zhou, J., Rouan, D. (2009). Safety evaluation of the double mutant 5-enol pyruvylshikimate-3-phosphate synthase (2mEPSPS) from maize that confers tolerance to glyphosate herbicide in transgenic plants. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, 54, 143-153.
- Herouet C, Esdaile DJ, Mallyon BA, Debrutne E, Schulz A, Currier T, Hendrickx K, van der Klis RJ, Rouan D (2005) Safety evaluation of the phosphinothricin acetyltransferase proteins encoded by the pat and bar sequence that confer tolerance to glufosinate-ammonium herbicide in transgenic plants. *Regul Toxicol Pharmacol* 41:134–149
- Herrera, A.J.L., López, L.F., Valenzuela, P.J.A., Machain, L.M. 1988. Guía para producir algodón en el Valle de Mexicali y San Luis Río Colorado. INIFAP “Campo Experimental Mexicali” CIR – Noroeste.
- Herrera Andrade, J.L.; Guzmán Ruiz, S.C.; Loza Venegas, E. 2010. Guía para producir algodón en el Valle de Mexicali, B.C. y San Luis Río Colorado, Son. INIFAP-CIRNO. Mexicali, B.C.
- Hofmann, C., Vanderbruggen, H., Hofte, H., Van Rie, J., Jansens, S., and Van Mellaert, H. 1988. Specificity of *Bacillus thuringiensis* endotoxins is correlated with the presence of high affinity binding sites in the brush border membrane of target insect midguts. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 85, 7844–7848.
- ILSI. 2011b. Revisión de la seguridad ambiental de la proteína Cry1Ab. Center for Environmental Risk Assessment, ILSI Research Foundation. Washington D.C. USA
- Jarma Orozco, A., Cardona Ayala, C., & Araméndiz Tatis, H. (2012). Efecto del cambio climático sobre la fisiología de las plantas cultivadas: Una revisión.
- Jiang, C. X., Chee, P. W., Draye, X., Morrell, P. L., Smith, C. W., & Paterson, A. H. (2000). Multilocus interactions restrict gene introgression in interspecific populations of polyploid *Gossypium* (cotton). *Evolution*, 54(3), 798-814.
- Kantartzi, S.K.. 2010. Hybridization barriers between cotton (*Gossypium Hirsutum*) and species of the malvaceae family. *Pollen: Structure, Types and Effects*. 305-315.
- Knowles, B. H., Blatt, M. R., Tester, M., Horsnell, J. M., Carroll, J., Menestrina, G., & Ellar, D. J. (1989). A cytolytic  $\delta$ -endotoxin from *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* forms cation-selective channels in planar lipid bilayers. *FEBS letters*, 244(2), 259-262.
- Knowles, B.H. and J.A.T. Dow. (1993). The crystal endotoxin of *Bacillus thuringiensis*: Models for their mechanism of action on the insect gut. *Bioassays*, 15, 469.

- Koch, M. S., Ward, J. M., Levine, S. L., Baum, J. A., Vicini, J. L., & Hammond, B. G. (2015). The food and environmental safety of Bt crops. *Frontiers in plant science*, 6, 283.
- Kohel RJ, Lewis CF, Richmond TR. 1965. Linkage tests in upland cotton, *Gossypium hirsutum* L. *Crop Sci.* 5(6):582-5.
- Lagiere, R. (1969), *Fisiología e Ecología*. In – *El Algodon*. Barcelona, Spain, pp.29-43. (Colección Agriculture Tropical)
- Lagunes, T. A. 1992. Perspectivas en el uso de insecticidas agrícolas en México, pp. 1-22. In A. Lagunes y J. C. Rodríguez [eds.], *Temas selectos de manejo de insecticidas agrícolas*. Volumen I. Colegio de Postgraduados. México.
- Liu, Y.B., Tabashnik, B.E., Dennehy, T.J., Patin, A.L. & Bartlett, A.C. 1999. Development time and resistance to Bt crops. *Nature* 400: 519.
- Llewellyn, D. and G. Fitt 1996. "Pollen dispersal from two field trials of transgenic cotton in the Namoi valley, Australia." *Molecular Breeding* 2: 157-166.
- Llewellyn, D., Tyson, C., Constable, G., Duggan, B., Beale, S., & Steel, P. (2007). Containment of regulated genetically modified cotton in the field. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 121(4), 419-429.
- Loera, J.; Rosales, E.; Reyes, M.A. 2015. Guía para Cultivar Algodón en el Norte de Tamaulipas. Folleto para productores No. MX-0-310305-02-03-13-10-26, INIFAP - Campo Experimental Río Bravo; Centro de Investigación Regional del Noreste.
- Machain L. M.; Diaz Talamante, F.; Guzman Ruiz, S. 1988. Guía para producir algodón en el Valle de Mexicali. INIFAP Campo Agrícola Experimental Valle de Mexicali.
- Martínez, C.J.L. 2004. Evolución del algodón transgénico en México. VII congreso Internacional en Ciencias Agrícolas UABC.
- Martínez Carrillo, J.L., Pacheco Covarrubias, J.J., Hernandez Jasso, A. 2002. Manejo Integrado de plagas del algodón en el sur de Sonora. Folleto técnico No.46. INIFAP. CIRNO. 69 pp.
- Martínez-Carrillo, J. L., and N. Díaz-López. 2005. Nine years of transgenic cotton in México, adoption and resistance management results. In: *Proceedings of the Beltwide Cotton Conferences*, pp: 1368-1372. 4-7 January 2005, New Orleans, Louisiana. National Cotton Council of America, Memphis TN.
- Martínez C., J. L. 2011. Guía para el manejo de plagas del algodón en el sur de Sonora. Instituto Tecnológico de Sonora. Cd. Obregón, Sonora. 19 p.
- McClintock, J. T., Schaffer, C. R., & Sjoblad, R. D. (1995). A comparative review of the mammalian toxicity of *Bacillus thuringiensis*-based pesticides. *Pesticide Science*, 45(2), 95-105.
- McWilliams D (2003) Drought strategies for cotton New Mexico State University, Cooperative Extension Service circular 582
- Meredith, W.R., Jr., and R.R. Bridge. 1973. The relationship between F2 and selected F3 progenies in cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Crop Sci.* 13:354-356.
- Moffett J.O., Stith L.S., Burkhardt C.C. y C.W. Shipman. 1975. Honey bee visits to cotton flowers. *Environmental Entomology* 4: 203-206
- Nava-Camberos U., Ávila-Rodríguez V., Maltos-Buendía J., García-Hernández J. L. y Martínez-Carrillo J. L. 2018. Densidades y daños de insectos plaga en algodón convencional y Bt en la Comarca Lagunera, México. *Southwestern Entomologist* 43(4): 985-993
- Nevill, D., D. Cornes, and S. Howard. 1998. Weed resistance. Available at <http://www.hracglobal.com/Publications/HRACManagementandWeedResistance/tabid/228/Default.aspx>. Accessed: April 16, 2012



- OECD, 2008. Consensus Document on the Biology of Cotton (*Gossypium* spp.). Series on Harmonisation of Regulatory Oversight in Biotechnology. No. 45. Environment Directorate. Paris 2008. ENV/JM/MONO(2008)33
- Ogg, A. G., Jr. and R. Parker. 2000. Control of volunteer crop plants. Pullman, WA: Washington State University Extension Bull. EB1523. Pp. 1–4
- Ogiwara K, Indrasith LS, Asano S, Hori H 1992. Pro-cessing of  $\delta$ -endotoxin from *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* HD-1 and HD-73 by gut juices of various insect larvae. *J Invertebr Pathol* 60: 121-126.
- Onose, J. I., Imai, T., Hasumura, M., Ueda, M., Ozeki, Y., & Hirose, M. (2008). Evaluation of subchronic toxicity of dietary administered Cry1Ab protein from *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* HD-1 in F344 male rats with chemically induced gastrointestinal impairment. *Food and Chemical Toxicology*, 46(6), 2184-2189.
- Pacheco, M. F. 1994. Plagas de los cultivos oleaginosos en México. INIFAP - Centro de Investigaciones Agrícolas del Noroeste (CIANO).
- Palomo-Gil (1996) Distribución, colecta y uso de las especies silvestres de algodón en México *Ciencia* 47 4 359–369
- Paulsgrove, M. D., W. L. Barker and J. W. Wilcut. 2005. Bromoxynil-resistant cotton and selected weed response to mixtures of bromoxynil and pyriithobac. *Weed Tech.* 19:753-761.
- Pérez, H. M., Bernal, R. A., y Otero, A. A. (2011). Documento base de la especie *Gossypium hirsutum* L. para el análisis de riesgo ambiental. México: Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT)-Instituto Nacional de Ecología (INE).
- Percival, A.E., J.F. Wendel and J.M. Stewart. 1999. Taxonomy and germplasm resources. Pp. 33-63 in W.C. Smith and J.T. Cothren, eds., *Cotton: Origin, History, Technology and Production*. John Wiley & Sons, New York.
- Percy RG, Lu ZM, Radin JW, Turcotte EL, Zeiger E. 1996. Inheritance of stomatal conductance in Pima cotton (*Gossypium barbadense*). *Physiologia Plantarum* 96,389–94.
- Percy, R. G. & Wendel, J. F (1990). Allozyme diversity and introgression in the Galapagos Islands endemic *Gossypium darwinii* and its relationship to continental *G. barbadense*. *Biochemical Systematics and Ecology*, 18(7-8), 517-528.;
- Perlak, F.J., Deaton R.W., Armstrong T.A., Fuchs R.L., Sims S.R., Greenplate J.T., Fischhoff D.A. 1990. Insect resistant cotton plants. *Biotechnology (NY)*. 1990. 8 (10) 939-43.
- Perlak, F.J.; Fuchs, R.L.; Dean, D.A.; McPherson, S.L.; Fishhoff, D.A. 1991. Modification of the coding sequence enhances plant expression of insect control protein genes. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA*, 88:3324-3328.
- PLM. 2014. Diccionario de especialidades agroquímicas. 16 Edición. Thomson PLM. México, D.F.
- Richardson, R. J., H. P. Wilson, G. R. Armel and T. E. Hines. 2006. Trifloxysulfuron plus pyriithobac mixtures for broadleaf control in cotton. *Weed Tech.* 20:130-136.
- Robbins, R. T., Shipe, E. R., Rakes, L., Jackson, L. E., Gbur, E. E., & Dombek, D. G. (2001). Host suitability in soybean cultivars for the reniform nematode, 2000 tests. Supplement to *Journal of Nematology*, 33,314-317
- Rosales, R.E., T. Medina C., E. Contreras C., L.M. Tamayo E. y V. Esqueda E. 2002. Manejo de maleza en maíz, sorgo y trigo bajo labranza de conservación. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Río Bravo. Folleto Técnico 24. Tamaulipas, México. 81 pp.
- Rosales, R.E., Medina, C.T. 2008. Manejo de maleza en cultivos básicos. Memoria XXIX Congreso de la ASOMECEMA A.C. Tapachula, Chiapas, México.
- Rosales, R. E., Sánchez, D. R. 2010. Manejo de maleza en algodón en el norte de Tamaulipas. INIFAP “Campo Experimental Río Bravo”.



- Roush, R. T. (1994). Managing pests and their resistance to *Bacillus thuringiensis*: can transgenic crops be better than sprays?. *Biocontrol Science and Technology*, 4(4), 501-516.
- Roush, R.T. 1997. Bt transgenic crops: just another pretty insecticide or a chance for a new start in resistance management? *Pestic. Sci.* 51:328–334.
- Roush, R.T. and Miller, G.L. 1986. Considerations for design of insecticide resistance monitoring program. *Journal of Economic Entomology*, 79, 293J298.
- Sacchi, V. F., Parenti, P., Hanozet, G. M., Giordana, B., Lüthy, P., and Wolfersberger, M. G. (1986). *Bacillus thuringiensis* toxin inhibits K<sup>+</sup>-gradient-dependent amino acid transport across the brush border membrane of *Pieris brassicae* midgut cells. *FEBS Lett.* 204, 213–218. doi: 10.1016/0014-5793(86)80814-6
- Sammons, R.D., D.C. Heering, N. Dinicola, H. Glick, and G.A. Elmore. 2007. Sustainability and stewardship of glyphosate and glyphosate-resistant crops. *Weed Technol.* 21:347-354.
- Sauka, D.H., Benintende, G.C. 2008. *Bacillus thuringiensis*: generalidades. Un acercamiento a su empleo en el biocontrol de insectos lepidópteros que son plagas agrícolas. *Revista Argentina de Microbiología* 40: 124-140.
- Scott, A.; Bushey, D.; Freyssinet, M.; Poe, M.; Rinehardt, M. 2008. Petition for Determination of Nonregulated Status for Insect-Resistant and Glufosinate Ammonium-Tolerant cotton: TwinLink™ cotton (events T304-40 x GHB119) OECD Unique Identifier BCS-GHØØ4-7 x BCS-GHØØ5-8. Research Triangle Park, NC, USA: BayerCropScience LP.
- Sen, I., M. Oglakci, Y. Bolek, B. Cicek, N. Kisakurek and S. Aydin. 2004. Assessing the out-crossing ratio, isolation distance and pollinator insects in cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Asian Journal of Plant Science* 3: 724-727.
- SIAP 2020. Anuario estadístico de producción. Disponible en: <http://www.siap.gob.mx/agricultura/>
- Simpson, D. M., & Duncan, E. N. (1956). Cotton Pollen Dispersal by Insects 1. *Agronomy Journal*, 48(7), 305-308.
- Skovsted, A. (1937). Cytological studies in cotton. *Journal of Genetics*, 34(1), 97-134.
- Smith, C.W., R.G. Cantrell, H.S. Moser and S.R. Oakley. 1999. History of cultivar development in the United States. Pp. 99-171 in C.W. Smith and J.T. Cothren, eds., *Cotton: Origin, History, Technology and Production*. John Wiley & Sons, New York.
- Stewart, J.McD. 1995. Potential for crop improvement with exotic germplasm and genetic engineering. Pp. 313-327 in *Challenging the Future: Proceedings of the World Cotton Research Conference-1*, Brisbane, Australia, 13-17 February 1994 (G.A. Constable and N.W. Forrester, eds.). CSIRO, Melbourne
- Talipov, Ferdinand S.; Salgado Uriostegui, F.; Catalan Heverastico, C.; Domínguez Marquez, V.; Bahena Lagunas, M. 1995. El cultivo del algodón y su mejoramiento genético en el estado de Guerrero. Universidad Autónoma de Guerrero. Dirección de Investigación Científica.
- Tabashnik, B.E. 1989. Managing resistance with multiple insecticide tactics: theory, evidence and recommendations. *J. Econ. Entomol.* 82:1263-1269.
- Tabashnik, B.E. 1994. Evolution of resistance to *Bacillus thuringiensis*. *Annu Rev Entomo* 39:47–79.
- Tabashnik, B.E., Patin, A.L., Dennehy, T.J., Liu, Y.B., Carriere, Y., Sims, M.A. & Antilla, L. 2000. Frequency of resistance to *Bacillus thuringiensis* in field populations of pink bollworm. *Proc. Natl. Acad. Sci. U S A* 97: 12980–12984.
- Terán-Vargas, A. P. 1996. Insecticide resistance of tobacco budworm in the Southern Tamaulipas, México, pp. 784-786. In *Proc. Beltwide Cotton Conference*, 9-12 January 1996, Nashville, TN. National Cotton Council of America, Memphis, TN..
- Terán-Vargas, A. P., J. C. Rodríguez, C. A. Blanco, J. L. Martínez-Carrillo, J. Cibrian-Tovar, H. Sanchez-Arroyo, L. A. Rodríguez-del-Bosque and D. Stanley. 2005. Bollgard cotton and

- resistance of the tobacco budworm (Lepidoptera: Noctuidae) to conventional insecticides in southern Tamaulipas, Mexico. *Journal of Economic Entomology*, 98, 2203-2209.
- Tojo, A., & Aizawa, K. (1983). Dissolution and degradation of *Bacillus thuringiensis*  $\delta$ -endotoxin by gut juice protease of the silkworm *Bombyx mori*. *Applied and Environmental Microbiology*, 45(2), 576-580.
- Traxco. (2012). El riego del Algodón. Retrieved January 4, 2017, from <http://www.traxco.ex/blog/tecnologia-del-riego/del-algodon>
- Ulloa, M., Stewart, J. M., Garcia-C, E. A., Godoy-A, S., Gaytan-M, A., & Acosta, N. S. (2006). Cotton genetic resources in the western states of Mexico: in situ conservation status and germplasm collection for ex situ preservation. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 53(4), 653-668.
- US-EPA. (2008). Biopesticides Registration Action Document *Bacillus thuringiensis* modified Cry1Ab (SYN-IR67B-I) and Vip3Aa19 (SYN-IRI02-7) insecticidal proteins and the genetic material necessary for their production in COTI02 XCOT67B cotton. U.S. Environmental Protection Agency, Office of Pesticide Programs, Biopesticides and Pollution Prevention Division, Washington, D.C. Last accessed from [http://www.epa.gov/oppbppd/l/biopesticides/ingredi\\_ems/tech\\_docs/l1xad\\_006529.pdf](http://www.epa.gov/oppbppd/l/biopesticides/ingredi_ems/tech_docs/l1xad_006529.pdf)
- Vaeck M, Reynaerts A, Höfte H, Jansens S, De Beuckeleer M, Dean D, et al. Transgenic plants protected from insect attack. *Nature* 1987; 328: 33-7.
- Valverde, M.B. E., Heap, I.M. 2009. El estado actual de la resistencia a herbicidas en el mundo. Seminario Internacional: Diagnóstico y manejo de la resistencia a herbicidas Serie Actas INIA; No. 44).
- Van Deynze, A., F.J. Sundstrom, and K. Bradford. 2005. Pollen mediated gene flow in California cotton depends on pollinator activity. *Crop Sci.* 45:1565–1570.
- Van rie, J., Jansens, S., Höfte, H., Degheele, D., Van Mellaert, H. 1989. Specificity of *Bacillus thuringiensis*  $\delta$ -endotoxin: Importance of specific receptors on the brush border membrane of the midgut of target insects. *Eur. J. Biochem* 186: 239-247.
- Van Rie, J., Jansens, S., Höfte, H., Degheele, D., and Van Mellaert, H. 1990. Receptors on the brush border membrane of the insect midgut as determinants of the specificity of *Bacillus thuringiensis*  $\delta$ -endotoxins. *Appl. Environ. Microbiol.* 56, 1378–1385.
- Vargas, C. J. E., F. Villarreal, y E. Salgado. 1979. Líneas de algodónero resistentes al ataque del complejo bellotero *Heliothis* spp en el sur de Tamaulipas. *Agríc. Tec. Mex.* 5: 11-19.
- Wang, G.-L., J.-M. Dong and A.H. Paterson. 1995. The distribution of *Gossypium hirsutum* chromatin in *G. barbadense* germplasm: Molecular analysis of introgressive plant breeding. *Theoretical and Applied Genetics* 91: 1153-1161.
- Webber, J. M. (1934). Chromosome number and meiotic behavior in *Gossypium*. *J. agric. Res*, 49, 223-237.
- Webber, J. M. (1935). Inter specific hybridization in *Gossypium* and the meiotic behavior of F<sub>1</sub> plants. *J. Agric. Res.*, 51: 1047-1070
- Webber, J. M. (1939) Cytology of twin cotton plants. *J. Agric. Res.* 49:223-237.
- Wendel JF, Olson PD, Stewart JM (1989) Genetic diversity, introgression, and independent domestication of Old World cultivated cottons. *Am J Bot* (in press)
- Wendel, J. F., & Albert, V. A. (1992). Phylogenetics of the cotton genus (*Gossypium*): character-state weighted parsimony analysis of chloroplast-DNA restriction site data and its systematic and biogeographic implications. *Systematic Botany*, 115-143.
- Wendel J. F., Brubaker C. L., Seelanan T., 2010. The origin and evolution of *Gossypium*, pp. 1–18 in *Physiology of Cotton*, edited by Stewart J. M. D., Oosterhuis J. M., Heitholt J. J., Mauney J. R. Springer, Netherlands.

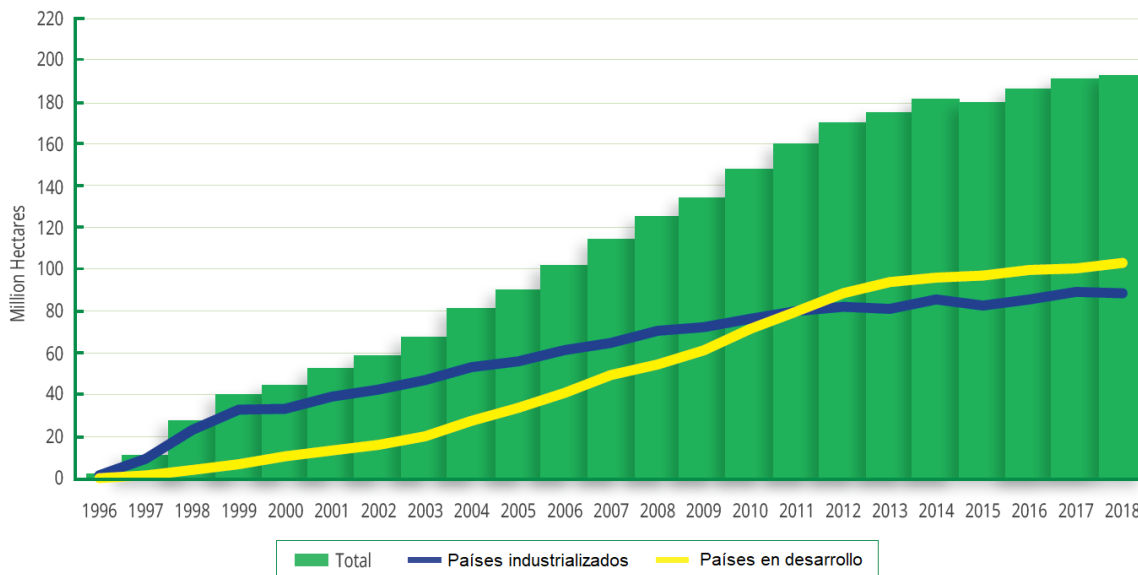
- Wolfersberger, M.G., Hofmann,C. & Luthy,P. (1986) in Bacterial Protein Toxins, eds. Falmagne, P.,Alout, J.E., Fehrenbach, F.J., Jeljaszewics, J. & Thelestam, M. (Fischer,NewYork), pp. 237-238.
- WSSA. 2011. Módulo de Lecciones de la WSSA: Malezas Resistentes a Herbicidas. <http://wssa.net/2011/12/wssa-lesson-module-herbicide-resistant-weeds-spanish/>
- Yu, S.J.2008. The toxicology and biochemistry of insecticides. CRC Press, Boca Raton, FL.
- Zhang ZS, Xiao YH, Luo M, Li XB, Luo XY, Hou L, Li DM, Pei Y (2005) Construction of a genetic linkage map and QTL analysis of fibre related traits in upland cotton. Euphytica 144:91–99

## VII. EN SU CASO, LA INFORMACIÓN QUE DISPONGA EL SOLICITANTE SOBRE DATOS O RESULTADOS DE LA COMERCIALIZACIÓN DEL MISMO OGM EN OTROS PAÍSES

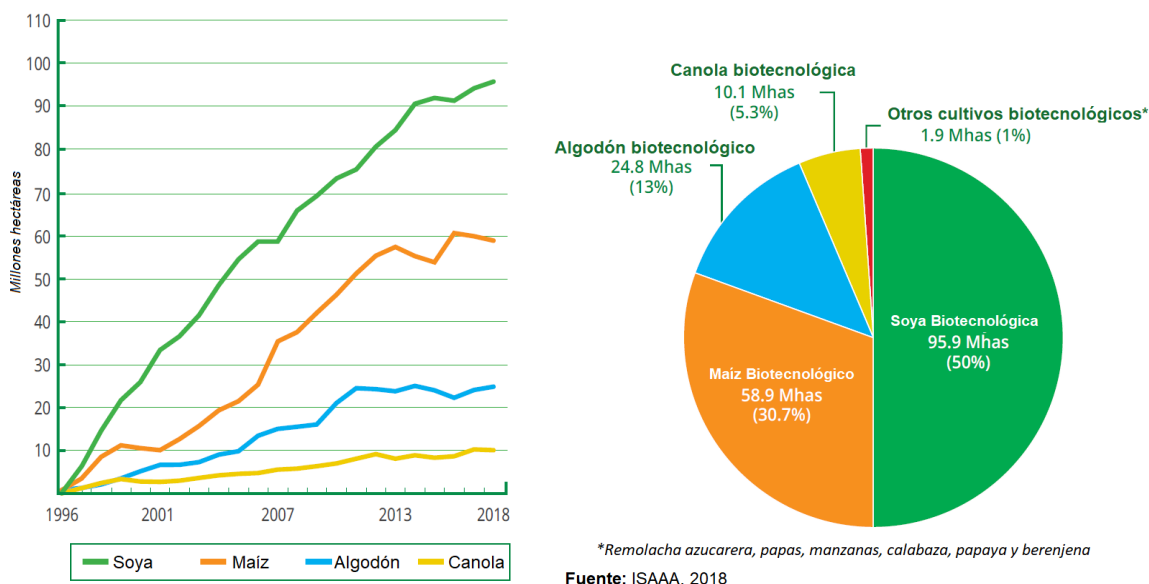
Según el ISAAA (Servicio Internacional para la Adquisición de Aplicaciones Agrobiotecnológicas, por sus siglas en inglés) en su publicación “Situación mundial de los cultivos biotecnológicos/GM comercializados: 2018”, en 2018, el área acumulada (plantada desde 1996) aumentó a un récord de 2.5 mil millones de hectáreas sembrada por 26 países (24.9 millones de hectáreas de algodón).

La superficie mundial de cultivos biotecnológicos aumentó ~113 veces de 1.7 millones de hectáreas en 1996 a 191.7 millones de hectáreas en 2018, con un máximo de 17 a 18 millones de agricultores, lo cual determina que los cultivos biotecnológicos sean la tecnología agrícola de mayor tasa de adopción durante los últimos tiempos.

La siembra de 191.7 millones de hectáreas de cultivos biotecnológicos fue realizada por 26 países, de los cuales 21 son países en desarrollo y 5 industrializados. Los países en desarrollo sembraron el 54% (103.5 millones de hectáreas) de la superficie mundial respecto del 46% (88.2 millones de hectáreas) correspondiente a los países industrializados (figura 37). Otros 44 países (18 más 26 países de la UE) importaron cultivos biotecnológicos para alimentos, piensos y procesamiento. Así, un total de 70 países en total han adoptado cultivos biotecnológicos. Los cuatro principales cultivos biotecnológicos: soya, maíz, algodón y colza/canola; en función de la superficie mundial para los cultivos individuales, 50% de soya, 30.7% de maíz, 13% de algodón, y 5.3% de colza/canola fueron biotecnológicos en 2018 (figura 38).



**Figura 37.** Área global de cultivos biotecnológicos, 1996 a 2018: países industrializados y en desarrollo (millones de hectáreas).



**Figura 38.** Área global de cultivos biotecnológicos, 1996 a 2018: por cultivo (millones de hectáreas).

### VII.1. Comercialización del algodón genéticamente modificado en otros países.

El área sembrada con algodón biotecnológico a nivel mundial en 2018 fue de 24.9 millones de hectáreas, un aumento del 3% de 24.1 millones de hectáreas respecto a 2017. Estas hectáreas se dividieron en 18.14 millones de hectáreas de variedades resistentes al ataque de insectos (IR), 757,000 hectáreas de variedades tolerantes a herbicidas (HT) y 5.97 millones de hectáreas de variedades con ambos eventos IR/HT.

El aumento del 3% en el área total de algodón biotecnológico a nivel mundial se debió principalmente a la mejora del valor del mercado mundial y la alta tasa de adopción de algodón IR/HT en 2018. Las siembras de algodón a nivel mundial en 2018 fue liderado por India (11.6 millones de hectáreas), EE. UU. (5.06 millones de hectáreas), China (2.93 millones de hectáreas), Pakistán (2.8 millones de hectáreas), Brasil (1.0 millones de hectáreas), Argentina (370,000 hectáreas), Myanmar (310,000 hectáreas), Australia (290,000 hectáreas) y pequeñas áreas en Sudán, México, Sudáfrica, Paraguay, Colombia, Costa Rica y Suazilandia, este ultimo plantó 250 hectáreas siendo el ultimo incorporado a la lista de países que plantan algodón biotecnológico (ISAAA, 2018).

Se observaron grandes aumentos porcentuales en el área sembrada con algodón biotecnológico en México (108,000 hectáreas, 98%), Argentina (120,000 hectáreas, 48%), EE. UU. (476,000 hectáreas, 10.6%), China (1.49 millones de hectáreas, 5.4%), e India (200,000 hectáreas, 2%), y pequeños aumentos en Brasil, Sudán, Sudáfrica, Colombia y Costa Rica. Estos aumentos se debieron a los precios mundiales favorables del algodón y

a las condiciones climáticas más favorables en América Latina que les permitieron recuperarse de las pérdidas debidas a la sequía en 2017.

Según los datos de 2016 de FAOSTAT (2018<sup>29</sup>), se plantó algodón en 32,9 millones de hectáreas en todo el mundo, de las cuales el 76% (24,9 millones de hectáreas) era biotecnológico (Figura 39). El aumento en los beneficios de ingresos para los agricultores que cultivaron algodón biotecnológico durante el período de 21 años (1996 a 2016) fue de US \$ 59.9 mil millones, en donde US \$ 3.8 mil millones fue solo para 2016 (Brookes y Barfoot, 2018<sup>30</sup>).

**Cuadro 35.** Área global de cultivos biotecnológicos, 2017-2018: (millones de hectáreas)\*\*.

Países	Soybean	Maiz	Algodón	Canola
USA	34.08	33.17	5.06	0.9
Brazil	34.86	15.38	1.02	0
Argentina	18	5.51	0.37	0
Canada	2.43	1.57	0	8.74
India	0	0	11.6	0
Paraguay	3.35	0.39	0.01	0
China	0	0	2.93	0
Pakistan	0	0	2.8	0
South Africa		0.69	2	0.04
Uruguay	1.26	0.05	0	0
Bolivia	1.26	0	0	0
Australia	0	0	0.29	0.5
Philippines	0	0.63	0	0
Myanmar	0	0	0.31	0
Sudan	0	0	0.24	0
Mexico	0	0	0.22	0
Spain	0	0.12	0	0
Colombia	0	0.07	0.01	0
Vietnam	0	0.05	0	0
Honduras	0	0.04	0	0
Chile	0	<0.1	0	<0.1
Portugal	0	<0.1	0	0
Bangladesh	0	0	0	0
Costa Rica	0	0	<0.01	0
Indonesia	0	0	0	0
eSwatini	0	0	<0.01	0
<b>Total</b>	<b>34.08</b>	<b>34.08</b>	<b>34.08</b>	<b>34.08</b>

Fuente: ISAAA, 2018

<sup>29</sup> FAOSTAT. 2018. Food and Agriculture Data. <http://www.fao.org/faostat/en/#home>.

<sup>30</sup> Brookes, G. and P. Barfoot. 2018. Environmental Impacts of Genetically Modified (GM) Crop Use 1996-2016: Impacts on Pesticide Use and Carbon Emissions. *GM Crops & Food*. 9:109-139. <https://doi.org/10.1080/21645698.2018.1476792>.



### Cultivos biotecnológicos de América Latina (Algodón)

Diez países de América Latina sembraron cultivos biotecnológicos en 2018. El país con mayor superficie fue Brasil seguido por Argentina, Paraguay, Uruguay (incluidos en los 10 principales países biotecnológicos), Bolivia, México, Colombia, Honduras, Chile y Costa Rica en orden decreciente.



**Figura 39.** Países de Latino America con adopción de biotecnología y siembra de algodón en 2016.

Diez países de América Latina sembraron cultivos biotecnológicos en 2018, incluidos Brasil (51.3 millones de hectáreas), Argentina (23.9 millones de hectáreas), Paraguay (3.8 millones de hectáreas), Uruguay (1.3 millones de hectáreas), Bolivia (1.3 millones de hectáreas), México (218,000 hectáreas), Colombia (88,000 hectáreas), Honduras (35,500 hectáreas), Chile (10,454 hectáreas) y Costa Rica (139 hectáreas) para un total de 81.93 millones de hectáreas, que fue el 42.7% del área global de biotecnología de 191.7 millones de hectáreas. Se registraron aumentos en el número absoluto de hectáreas y el porcentaje de área en varios países de América Latina, liderados por Brasil en 1.1 millones de hectáreas (2%), Paraguay (800,000 hectáreas, 27%), Argentina (300,000 hectáreas, 1%), Uruguay (200,000 hectáreas, 18%), México (100,000 hectáreas, 100%), y un pequeño aumento de 4,000 hectáreas (10%) en Honduras.

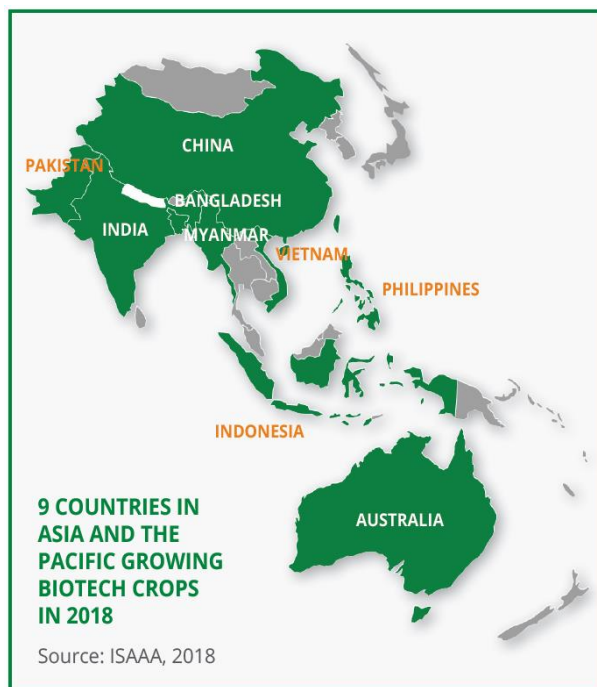
En México, el aumento del 100% en el área de algodón se debió al retorno a la siembra de algodón después de un año de rotación de cultivos, así como al clima y el precio favorables del algodón.

Más de medio millón de agricultores de biotecnología en los países en desarrollo de América Latina se han beneficiado enormemente en los últimos 21 años de comercialización de cultivos biotecnológicos. Los beneficios económicos estimados por Brookes y Barfoot (2018) del año de inicio de siembra de cultivos biotecnológicos del hasta 2016 superaron los US \$ 46,9 mil millones, y US \$ 6,5 mil millones fueron solo para 2016. Estos son enormes beneficios que solo pueden derivarse de los cultivos biotecnológicos, y la no adopción de cultivos biotecnológicos en estos países dará como resultado un enorme costo de oportunidad que aumentará la pobreza, el hambre, la desnutrición y la inestabilidad política.

### **Cultivos biotecnológicos de la región Asia Pacífico (Algodón)**

Los cultivos biotecnológicos fueron sembrados y consumidos en 8 países en la región Asia Pacífico. Tres de ellos, India, Pakistán y China plantaron más de 1 millón de hectáreas de algodón biotecnológico y pertenecen a los 10 principales países que plantaron cultivos biotecnológicos. Los cinco países que plantaron menos de 1 millón de hectáreas de cultivos biotecnológicos en orden descendente fueron Australia (algodón biotecnológico y canola), Filipinas (maíz biotecnológico), Myanmar (algodón biotecnológico), Vietnam (maíz biotecnológico), Bangladesh (berenjena biotecnológica) y Indonesia, que plantó caña de azúcar biotecnológica por primera vez.

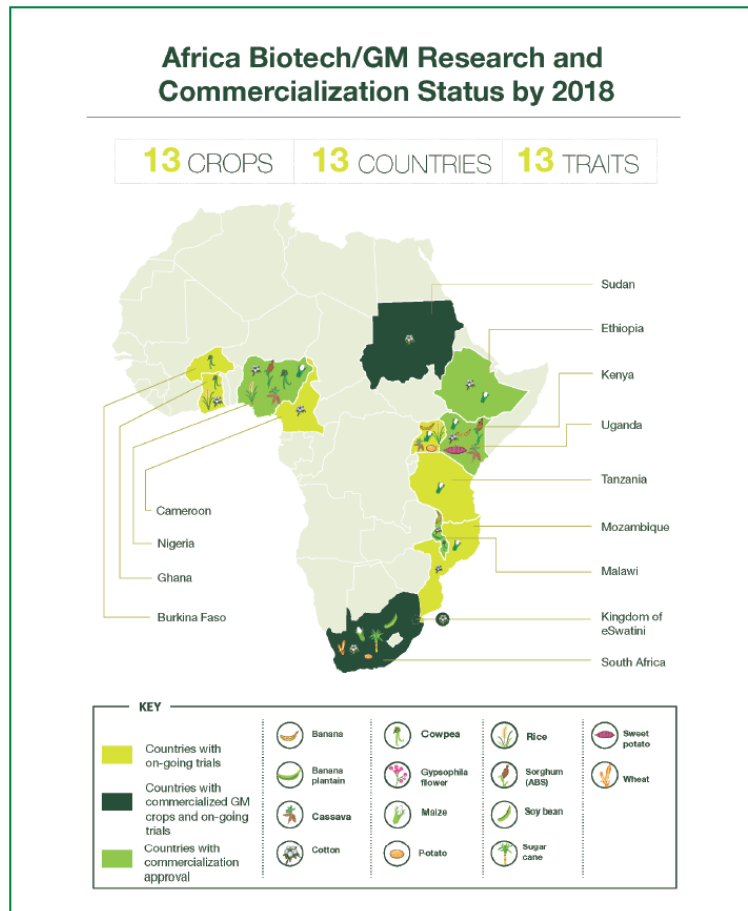
En 2018, el cultivo de cultivos biotecnológicos fue liderado por India con la mayor área de 11.6 millones de hectáreas de algodón seguido de China (2.9 millones de hectáreas de algodón y papaya), Pakistán (2.8 millones de hectáreas de algodón), Australia (793,000 hectáreas de algodón y canola), Filipinas (630,000 hectáreas de maíz), Myanmar (310,000 hectáreas de algodón), Vietnam (49,000 hectáreas de maíz), Bangladesh (2,975 hectáreas de berenjenas) y un país que regresa a la biotecnología, Indonesia (1,342.59 hectáreas de caña de azúcar tolerante a la sequía). El favorable precio mundial del algodón ha impactado positivamente la adopción del algodón biotecnológico en India y China. Es así como los más de 16 millones de agricultores biotecnológicos estimados en los países en desarrollo de Asia se han beneficiado enormemente en los últimos 21 años de comercialización.



### **Cultivos biotecnológicos en Sudáfrica y Sudán (Algodón)**

El continente africano sigue siendo la región con el mayor potencial para cosechar los beneficios asociados con la biotecnología agrícola moderna. En 2018, el continente registró registros impresionantes con Sudáfrica plantando cultivos biotecnológicos en los últimos 21 años y pertenece a los 10 principales países de cultivos biotecnológicos en las últimas dos décadas. El Reino de eSwatini (ex Swazilandia) comenzó la plantación comercial de algodón IR (Bt) en un lanzamiento inicial de 250 hectáreas, convirtiéndose en el tercer país africano en plantar cultivos biotecnológicos. Dos países más: Etiopía y Nigeria aprobaron la liberación ambiental del algodón Bt (Etiopía), mientras que Nigeria aprobó el algodón y el caupí. Anteriormente, Kenia y Malawi también habían otorgado aprobaciones de liberación ambiental y trabajando para la comercialización de algodón biotecnológico a corto plazo.

En Kenia, el gobierno encabeza la comercialización del algodón Bt para revivir el sector textil y de la confección, que se encuentra entre la "Agenda de los Cuatro Grandes" del gobierno para el crecimiento socioeconómico. El aumento del área de cultivos biotecnológicos de Sudáfrica y Sudán confirma aún más que la tecnología está brindando beneficios. Es importante destacar que Sudáfrica está liderando el continente en proporcionar orientación sobre la narrativa reguladora de nuevas técnicas de mejoramiento para expandir la plataforma de innovación y cosechar rápidamente los beneficios de estas herramientas precisas.



## VII.2. Resultado de uso y comercialización y su impacto económico y ambiental.

Los cultivos biotecnológicos se están adoptando a nivel mundial debido a los enormes beneficios para el medio ambiente, la salud de los humanos y los animales, y las contribuciones a la mejora de las condiciones socioeconómicas de los agricultores y el público en general. Los beneficios económicos mundiales aportados por los cultivos biotecnológicos en los últimos 21 años (1996-2016) han ascendido a 186.100 millones de dólares en beneficios económicos para más de 16 millones de agricultores, el 95% de los cuales provienen de países en desarrollo (Brookes y Barfoot, 2018<sup>31</sup>).

Los cultivos biotecnológicos contribuyeron a la seguridad alimentaria, la sostenibilidad y las soluciones al cambio climático al:

<sup>31</sup> Brookes, G., & Barfoot, P. (2018). Environmental impacts of genetically modified (GM) crop use 1996-2016: Impacts on pesticide use and carbon emissions. *GM crops & food*, 9(3), 109-139.

- Aumentar la productividad de los cultivos en 657,6 millones de toneladas valoradas en US \$ 186,1 mil millones en 1996-2016; y 82,2 millones de toneladas valoradas en US \$ 18,2 mil millones solo en 2016;
- Conservar la biodiversidad en 1996 a 2016 al ahorrar 183 millones de hectáreas de tierra, y 22.5 millones de hectáreas de tierra solo en 2016 (Brookes y Barfoot, 2018); proporcionando un mejor ambiente
  - Ahorrando 775.4 millones de kg. ai. de pesticidas en 1996-2018, y en 51.7 millones de kg solo en 2018 de ser liberados al medio ambiente (Brookes y Barfoot, 2020<sup>32</sup>; Cuadro 36);
  - Al ahorrar en el uso de pesticidas en un 8.3% en 1996-2018, y en un 8.6% solo en 2018;
  - Al reducir el EIQ (cociente de impacto ambiental) en un 18,5% en 1996-2018, y en un 19% solo en 2018 (Brookes y Barfoot, 2020)
- Reducir las emisiones de CO2 en 2018 en 2,456 millones de kg, lo que equivale a retirar 15,27 millones de automóviles de la carretera durante un año derivado del uso reducido de combustible de 920 millones de litros (Brookes y Barfoot, 2020) y
- Ayudar a aliviar la pobreza a través de la mejora de la situación económica de 16-17 millones de pequeños agricultores, y sus familias por un total de > 65 millones de personas, que son algunas de las personas más pobres del mundo (Brookes y Barfoot, 2018).

Por lo tanto, los cultivos biotecnológicos pueden contribuir a una estrategia de "intensificación sostenible" favorecida por muchas academias de ciencias en todo el mundo, que permite aumentar la productividad y la producción en los actuales 1,500 millones de hectáreas solo de tierras de cultivo globales, salvando así los bosques y la biodiversidad. Los cultivos biotecnológicos son esenciales, pero no son una panacea, y el cumplimiento de las buenas prácticas agrícolas, como las rotaciones y el manejo de la resistencia, es imprescindible para los cultivos biotecnológicos como lo son para los cultivos convencionales.

La adopción de tecnología GM resistente a los insectos y tolerante a los herbicidas para el 2018 resultó en una reducción de 20.9 millones de kg (-55% de todos los insecticidas utilizados en el algodón) y 3.8 millones de kg en el uso de ingredientes activos de herbicidas (-14.5%) en relación con la cantidad razonablemente esperada si esta área de cultivo se hubiera plantado con algodón convencional. En términos del indicador EIQ, esto representa

---

<sup>32</sup> Brookes, G., & Barfoot, P. (2020). Environmental impacts of genetically modified (GM) crop use 1996–2018: impacts on pesticide use and carbon emissions. *GM Crops & Food*, 11(4), 215-241.

una mejora ambiental del 59% a los insecticidas de algodón y 17.7% de herbicidas. En acumulado en el periodo 1996–2018 produjo una reducción neta en el uso de ingredientes activos de 331 millones de kg de insecticidas y 39.5 millones de kg de herbicidas en el cultivo de algodón (Brookes y Barfoot, 2020). La tecnología también ha facilitado importantes recortes en el uso de combustible y los cambios de labranza, lo que resulta en una reducción significativa en la liberación de emisiones de gases de efecto invernadero desde el área de cultivo de GM. En 2018, esto significó un ahorro de 2.456 millones de kg de dióxido de carbono, derivado del uso reducido de combustible de 920 millones de litros. (Brookes & Barfoot, 2020).

**Cuadro 36.** Algodón genéticamente modificado resistente a insectos: Resumen del uso de ingredientes activos y cambios asociados de EIQ 1996-2018.

País	Cambio en el uso de los principios activos (millones de kg)	% de cambio en la cantidad de ingrediente activo utilizado	% de cambio en el indicador EIQ
Estados Unidos	-28.8	-25.9	-19.6
China	-139	-30.9	-30.5
Australia	-19.8	-33.9	-35.3
India	-137.2	-30.4	-38.9
México	-2.7	-13.9	-13.8
Argentina	-1.6	-24.2	-34
Brasil	-1.7	-12.7	-17.4
Colombia	-0.2	-24.9	-27.4
Impacto agregado: todos los países	-331	-32.2	-34.2

Notas:

1. Signo negativo = reducción en el uso o mejora del EIQ. Signo positivo = aumento del uso o peor valor EIQ
2. Otros países que utilizan algodón transgénico -IR - Burkina Faso, Paraguay, Pakistán y Myanmar no incluidos debido a la falta de datos
3. Variación porcentual en el uso de ingredientes activos y los valores de EIQ de campo se relacionan con todos los insecticidas las plagas de gusanos son la principal categoría de plagas de algodón en todo el mundo). Sin embargo, algunos de estos ingredientes activos a veces se utilizan para controlar otras plagas que la tecnología IR de GM no tiene como objetivo.

**Cuadro 37.** Algodón genéticamente modificado tolerante a herbicida: Resumen del uso de ingredientes activos y cambios asociados de EIQ 1996-2018.

País	Cambio en el uso de los principios activos (millones de kg)	% de cambio en la cantidad de ingrediente activo utilizado	% de cambio en el indicador EIQ
Estados Unidos	-28.1	-7.8	-10
Sudafrica	0.01	0.6	-9
Australia	-5.8	-19.7	-25.8
Argentina	-5.6	-23.7	-28.5
Colombia	-0.04	-5.4	-4.7
Impacto agregado: todos los países	-39.5	-9.6	-12.2

Notas:

1. Signo negativo = reducción en el uso o mejora de EIQ. Signo positivo = aumento en el uso o peor valor de EIQ
2. Otros países que usan algodón GM HT - Brasil y México, no incluidos por falta de datos



El ahorro de combustible asociado con la realización de menos ciclos de aspersión en cultivos de maíz y algodón biotecnológico (en relación con los cultivos convencionales) y el cambio de sistemas de labranza convencional (CT) a sistemas de labranza reducida o sin labranza (RT/NT) facilitados por los cultivos biotecnológicos tolerantes a herbicida, han resultado en ahorros permanentes en emisiones de dióxido de carbono. En 2018, esto significó un ahorro de 2.456 millones de kg de dióxido de carbono, derivado del uso reducido de combustible de 920 millones de litros (Cuadro 38). Estos ahorros son equivalentes a sacar 1.63 millones de automóviles de la carretera durante un año. (Brookes & Barfoot, 2020).

**Cuadro 38.** Almacenamiento/retención de carbono por la reducción del uso de combustible con cultivos GM 2020.

Cultivo/evento/pais	Ahorro de combustible (millones de litros)	Ahorro permanente de CO <sub>2</sub> derivado del uso reducido de combustible (millones de kg de dióxido de carbono)	Ahorro de combustible permanente: como equivalentes promedio de automóviles familiares eliminados de la carretera durante un año ('000s)
<b>Soja HT</b>			
Argentina	236	629	417
Brasil	193	516	342
Bolivia, Paraguay, Uruguay	63	169	112
US	39	105	69
Canadá	20	55	36
<b>Maíz HT</b>			
US	144	384	254
Canadá	8	21	14
<b>HT canola</b>			
Canadá: canola GM HT	81	216	143
<b>Maíz IR</b>			
Brasil	35	94	62
EE. UU. / Canadá / España / Sudáfrica	4	11	7
<b>Algodón IR - global</b>	<b>20</b>	<b>52</b>	<b>35</b>
Soja IR - América del Sur	77	205	136
<b>Total</b>	<b>920</b>	<b>2,456</b>	<b>1,627</b>

Notas:

- Supuesto: un automóvil familiar promedio en 2018 produce 123,4 gramos de dióxido de carbono por km. Un automóvil hace un promedio de 12,231 km/año y, por lo tanto, produce 1,509 kg de dióxido de carbono/año.
- Algodón GM IR. India, Pakistán, Myanmar y China están excluidos porque se supone que los insecticidas se aplicarán a mano, utilizando pulverizadores de mochila

El algodón con tecnologías GlyTol® (GHB614), TwinLink (T304-40 x GHB119) y GlyTol® TwinLink® (GHB614 x T304-40 x GHB119) tienen una historia larga de uso seguro y han

sido aprobados en distintos países para el consumo humano, animal y cultivo comercial (CERA<sup>33</sup>, 2020). (Cuadros 39, 40 y 41).

**Cuadro 39.** Resumen de aprobaciones regulatorias para el evento GHB614 (algodón GlyTol®): país, año y tipo de aprobación (CERA, 2020).

País	Consumo humano (directamente o procesado)	Alimento para animales (directamente o procesado)	Cultivo
Argentina	2014	2014	2012
Australia	2009	2016	2016
Brasil	2010	2010	2010
Canadá	2008	2008	
China	2010	2010	
Colombia		2012	
Costa Rica			2009
Unión Europea	2011	2011	
Japón	2010	2010	
Malaysia	2017	2017	
México	2008	2008	
Nueva Zelanda	2009		
Filipinas	2018	2018	
Korea	2010	2010	
Taiwan	2015	2015	
Estados Unidos	2008	2008	2009

\*GM Crops Database, GM Approval Database. Última actualización - Septiembre, 2019

**Cuadro 40.** Resumen de aprobaciones regulatorias para el evento T304-40 x GHB119 (Algodón TwinLink®): país, año y tipo de aprobación (CERA, 2020).

País	Consumo humano (directamente o procesado)	Alimento para animales (directamente o procesado)	Cultivo
Argentina			2014
Brasil	2011	2011	2011
Canadá	2011	2011	
Japón	2013	2013	
Korea	2013	2012	
México	2012		
Estados Unidos	2011	2011	2012

\*GM Crops Database, GM Approval Database. Última actualización - Septiembre, 2019

<sup>33</sup> Center for Environmental Risk Assessment (CERA). 2020. ILSI Research Foundation. <http://www.isaaa.org/gmapprovaldatabase/>

**Cuadro 41.** Resumen de aprobaciones regulatorias para el evento combinado GHB614 x T304-40 x GHB119 (Algodón GlyTol® TwinLink®): país, año y tipo de aprobación. (CERA, 2020).

País	Consumo humano (directamente o procesado)	Alimento para animales (directamente o procesado)	Cultivo
Brasil	2012	2012	2012
Japón	2013	2013	
Korea	2013	2013	
México	2012	2012	
Taiwan	2015		

\*GM Crops Database, GM Approval Database. Última actualización - Septiembre, 2019

En México y en el mundo el cultivo del algodón genera muchos beneficios para todos los integrantes de la cadena productiva, actualmente se cultiva en más de 80 países y de acuerdo con el Comité Consultivo Internacional del algodón (ICAC) los principales países productores en el periodo 2007 - 2011 fueron: China, India, Estados Unidos, Brasil, Pakistán y Uzbekistán.

Los productores de algodón biotecnológico de Chihuahua han ahorrado un 30 por ciento en sus costos de producción, debido a la reducción de las aplicaciones de agroquímicos de 18 a una por temporada en el cultivo de algodón. Al mismo tiempo, el uso de semillas genéticamente modificadas aumentó los rendimientos de 3,7 a 7,7 pacas de algodón por hectárea. En México, las estimaciones totales de producción y cosecha de algodón en 2015/16 fueron de 0,9 millones de pacas en una superficie cosechada de 130,000 hectáreas (SAGARPA, 2016). Según el SIAP el 95 por ciento de la superficie total plantada fue algodón biotecnológico. Se estima que México ha mejorado los ingresos agrícolas del algodón y soya biotecnológico en 489 millones de dólares en el período de 1996 a 2015, y los beneficios solo para 2015 se estiman en 77 millones de dólares. En resumen, las siembras de cultivos biotecnológicos (soya y algodón) en México disminuyeron un 28%, pasando de 141.000 hectáreas en 2015 a 101.000 hectáreas en 2016. La reducción de la siembra de algodón total se debió a los bajos precios del algodón.

El algodón biotecnológico ha sido ampliamente adoptado en el mundo desde su introducción comercial en Estados Unidos en 1996. Clive (2016), reporta que en 2016 el algodón biotecnológico alcanzó una superficie total de 0.3 billones de hectáreas sembrada, en México ha sembrado cultivos biotecnológicos desde 1996, y es uno de los seis países pioneros en la adopción y siembra de biotecnología.

En 2018, México plantó 218,000 hectáreas de cultivos biotecnológicos, las cuales se distribuyeron en 127.000 hectáreas de algodón tolerante a herbicidas en apilado con resistencia al ataque de insectos lepidópteros y 92.000 hectáreas solamente tolerantes al uso de herbicidas (cuadro 42).

**Cuadro 42.** Hectárea de cultivos biotecnológicos en México, 2018.

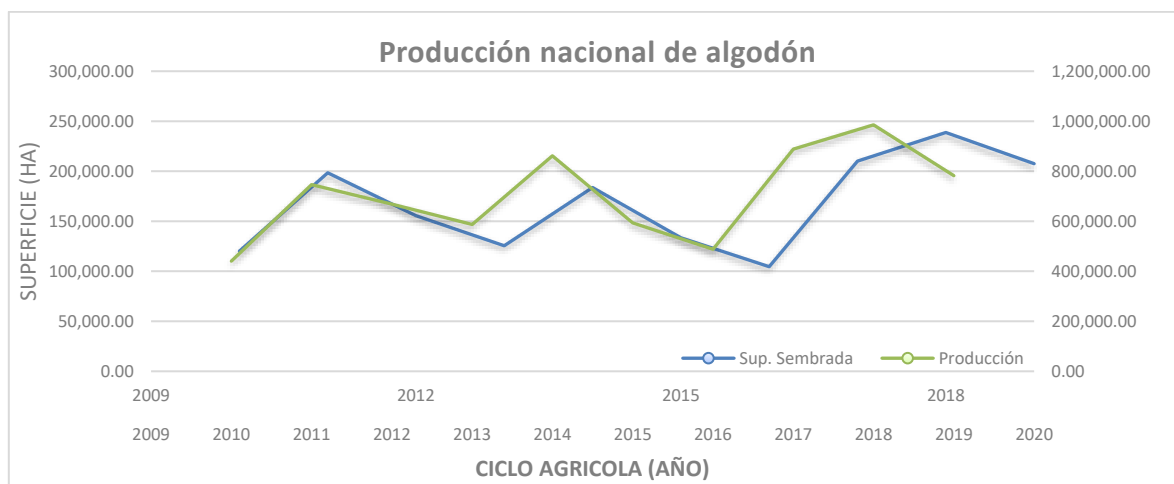
Cultivo	Area (millones de ha)			
	2015	2016	2017	2018
<b>Soya</b>				
Total de cultivo sembrado	0.188	0.211		
HT	0.018	0.004		
Total de Cultivo biotecnológico sembrado	0.18	0.004		
<b>Algodón</b>				
<b>Total de cultivo sembrado</b>	0.128	0.099	0.110	0.218
<b>HT</b>	0.005	0.004	0.004	0.920
<b>IR/HT</b>	0.118	0.093	0.106	0.127
Total de Cultivo biotecnológico sembrado	0.123	0.097	0.110	0.218
<b>Total México</b>				
Total de cultivo sembrado	0.316	0.310		
HT	0.023	0.008		
IR/HT	0.118	0.093		
Total de Cultivo biotecnológico sembrado	0.141	0.101		

HT: Tolerante a herbicida

IR: Resistente a insectos

Fuente: ISAAA, 2019

El algodón es el cultivo biotecnológico más importante que se cultiva en México de las 218,000 hectáreas de algodón biotecnológico, 127.000 hectáreas corresponden a tecnología tolerante a herbicidas en apilado con resistencia al ataque de insectos lepidópteros y 92.000 hectáreas son solamente de tolerancia al uso de herbicidas (ISAAA, 2018). El aumento en el cultivo de algodón biotecnológico se debió a la preferencia de plantar algodón sobre otros cultivos (sorgo y maíz utilizados para ensilaje) y es atribuible a precios atractivos y al buen manejo integrado de plagas con semillas biotecnológicas. Adicional se presentó una reducción en la superficie para el año 2019, esto debido a la falta de semilla para abastecer el mercado creciente en México (figura 40).

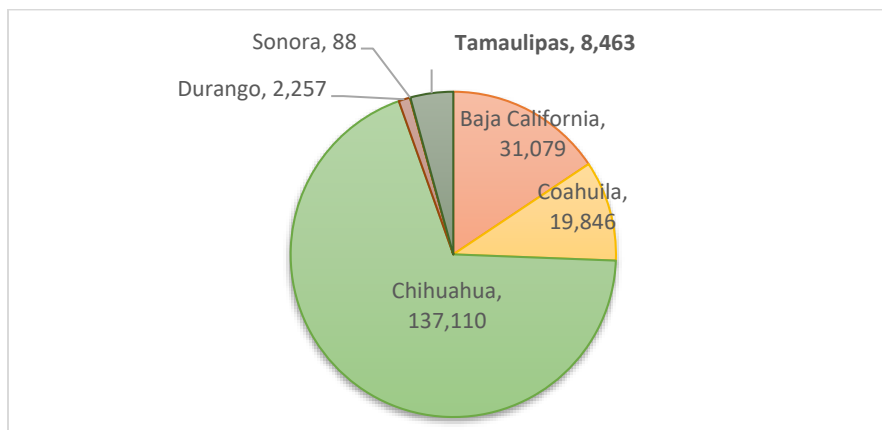


**Figura 40.** Producción nacional de algodón durante el periodo 2000 - 2019 (SIAP, 2020<sup>34</sup>).

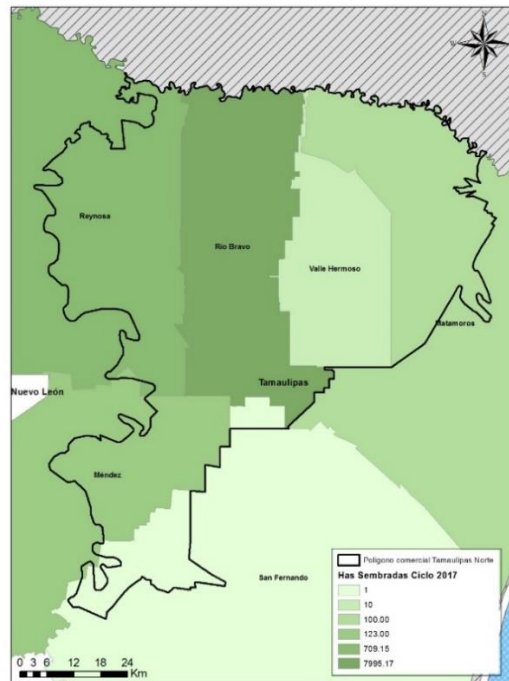
<sup>34</sup> [http://infosiap.siap.gob.mx/aagricola\\_siap\\_gb/identidad/index.jsp](http://infosiap.siap.gob.mx/aagricola_siap_gb/identidad/index.jsp)

Actualmente se han mejorado los niveles de rentabilidad y competitividad del sector algodonero en la fase de la producción primaria y por ende a lo largo de toda la cadena productiva, mediante el uso de algodón genéticamente modificado, siembra en alta densidad por surcos estrechos y equipo para riego. A pesar de lo anterior, la producción nacional no satisface la demanda de algodón de las industrias textiles por lo que se depende altamente de las importaciones para cubrirla.

De acuerdo con cifras del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2020), durante el ciclo 2018 se sembró un total de 238,722.00 ha de algodón, año histórico en la siembra de algodón, destacando los Estados de Chihuahua y Baja California.



**Figura 41.** Producción nacional de algodón hueso en 2019 (SIAP, 2020).



**Figura 42.** Producción de algodón hueso en Tamaulipas norte, en 2019 (SIAP, 2020).

De acuerdo con cifras del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2020), durante el ciclo 2018 se sembró un total de 238,722.00 ha de algodón, año histórico en la siembra de algodón, destacando los Estados de Chihuahua y Baja California.

Durante este periodo de 20 años y en la superficie sembrada a nivel global, no se tiene evidencia de efectos o variaciones en las prácticas de uso y aprovechamiento del cultivo con relación al algodón convencional. En México el 3 de febrero de 2016, el Servicio Nacional de Salud y Seguridad Alimentaria (SENASICA) de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (actualmente SADER) otorgó el reconocimiento oficial al estado de Baja California y Sonora por alcanzar el estatus de "Zona libre de gusano rosado" en algodón; esto mediante acciones de control de estas plagas que incluyen el manejo integrado de plagas y las semillas biotecnológicas. Como resultado, el 85 por ciento de la zona productora de algodón de México está libre de gusanos rosados.

El principal producto del cultivo del algodón una vez despepitado es la fibra, la cual es destinada a la industria textil para la elaboración de hilo y prendas de vestir. La semilla despepitada queda recubierta por una pubescencia llamada linter, la cual puede ser comercializada para consumo animal como complemento alimenticio por su alto contenido energético, o bien, cuando es separado el linter de la semilla, es utilizado en la elaboración de colchones, almohada, etc. De la semilla de algodón se extrae aceite comestible utilizado principalmente para el procesamiento de alimentos a nivel industrial como papas fritas, o mediante su hidrogenación para la producción de margarinas.

Con relación al manejo agronómico, la adopción de algodón biotecnológico ha aportado contribuciones ambientales importantes y positivas a través de su facilitación y evolución de prácticas agrícolas respetuosas con el medio ambiente (Brookes y Barfoot, 2018) tales como:

- Reducción significativa en el uso de insecticidas y menor impacto en las poblaciones de insectos benéficos y otros organismos no blanco.
- Disminución de la presión de selección de insectos resistentes a los insecticidas químicos.
- Mayor flexibilidad en el control de maleza comparado con el uso de herbicidas en el algodón convencional y eliminación de labores de control manual y aplicaciones tempranas dirigidas de herbicidas que requieren equipo especial para su aplicación.
- Compatibilidad con prácticas de manejo integrado de plagas (MIP) y maleza.

Menor emisión de gases de efecto invernadero ya que se usan menos combustibles necesarios para la fabricación, transporte y aplicación de insecticidas).



En México y en el mundo el cultivo del algodón genera muchos beneficios para todos los integrantes de la cadena productiva, actualmente se cultiva en más de 80 países y de acuerdo con el Comité Consultivo Internacional del algodón (ICAC) los principales países productores en el periodo 2007 - 2011 fueron: China, India, Estados Unidos, Brasil, Pakistán y Uzbekistán.

Estos hallazgos también son consistentes con el análisis de otros autores. Como Klumper & Qaim en 2014<sup>35</sup>, donde encuentran que los beneficios agronómicos y económicos de los cultivos transgénicos son grandes y significativos y que las ganancias de rendimiento y las reducciones de plaguicidas son mayores para cultivos resistentes a insectos que para cultivos de tolerantes a herbicidas; así como Fernández-Cornejo J, et al, en 2014<sup>36</sup>, en donde presenta que una gran mayoría de los agricultores de los Estados Unidos han adoptado semillas de maíz, soja y algodón desde su introducción comercial hace más de 15 años y a pesar de los mayores precios de las semillas transgénicas en comparación con las semillas convencionales, los agricultores obtienen beneficios económicos de los cultivos transgénicos a través de mayores rendimientos de los cultivos y / o menores costos de plaguicidas y ahorros en el tiempo de manejo.

**Cuadro 43.** Impacto Ambiental por la utilización de cultivos genéticamente modificados 1996 - 2018 (Brookes y Barfoot, 2020).

País	Área con eventos (000 ha)	Promedio de ia usado en cultivo GM (kg/ha)	Promedio de ia usado en cultivo convencional (kg/ha)	Promedio de EIQ/ha en cultivo GM	Promedio de EIQ/ha en cultivo convencional	Cambio agregado en el uso de IA (en miles de kg)	Cambio agregado en el campo en unidades EIQ/ha (millones)
<b>Algodón genéticamente modificado con resistencia a insectos (2018<sup>1</sup>)</b>							
Estados Unidos	3,622	0.85	1.67	27.68	45.58	-2985	-64.80
China	3,128	1.57	2.74	73.00	103.40	-3923	-96.70
Australia	278	0.91	2.10	25.00	65.00	-331	-11.10
México	230	3.60	5.22	120.40	177.00	-374	-13.00
Argentina	391	0.70	2.42	19.90	76.70	-127	-9.00
India	11,637	0.53	1.67	14.78	72.40	-13013	-665.10
Brasil	1014	0.41	0.74	15.10	38.20	-331	-23.40
<b>Algodón genéticamente modificado con tolerancia a herbicida (2018<sup>2</sup>)</b>							
Estados Unidos	3,878	4.51	5.27	84.86	102.77	-2,937	-69.50
Sudáfrica	44	1.80	1.81	27.60	31.90	-0.4	-0.19
Australia	290	5.26	7.47	90.22	143.40	-639	-15.40
Argentina	391	4.06	4.72	64.00	78.40	-257	-5.60
Colombia	12	1.79	2.30	28.03	38.21	-6	-123.00

Notas: 1. Debido a la naturaleza generalizada y regular de los problemas de plagas de gusanos bellotero y del gusano de la yema en los cultivos de algodón, se asume que las áreas de IR GM plantadas son iguales al área que tradicionalmente recibe algún tipo de tratamiento convencional con insecticidas; Sudáfrica, Burkina Faso, Pakistán y Myanmar no incluidos en el análisis debido a la falta de datos sobre los cambios en el uso de insecticidas; Brasil: debido a la falta de datos, se han asumido patrones de uso de Argentina

<sup>35</sup> Klumper W, Qaim M. A meta analysis of the impacts of genetically modified crops. Plos One 2014; 9(11): e111629; PMID:25365303; <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0111629>

<sup>36</sup> Fernandez-Cornejo J, Wechsler S, Livingston M, Mitchell L. Genetically engineered crops in the United States. 2014. USDA Economic Research Service report ERR 162. Available at: [https://www.ers.usda.gov/webdocs/publications/err162/43668\\_err162.pdf](https://www.ers.usda.gov/webdocs/publications/err162/43668_err162.pdf)

**VIII. EN CASO DE IMPORTACIÓN DEL OGM, COPIA LEGALIZADA O APOSTILLADA DE LAS AUTORIZACIONES O DOCUMENTACIÓN OFICIAL QUE ACREDITE QUE EL OGM ESTÁ PERMITIDO CONFORME A LA LEGISLACIÓN DEL PAÍS DE ORIGEN, AL MENOS PARA SU LIBERACIÓN COMERCIAL, TRADUCIDA AL ESPAÑOL.**

El algodón GlyTol® fue desregulado en Estados Unidos de América el 22 de mayo de 2009 (No. APHIS-2007-0017) y el algodón TwinLink® el 12 de octubre de 2011 (No. APHIS-2010-0102). De igual manera, la copia apostillada que acredita que el algodón GLT está permitido conforme a la legislación del país de origen.

El evento genético combinado GlyTol® TwinLink® (GHB614 x T304-40 x GHB119) cuenta con la formal autorización expedida por la Secretaría de Salud a través de la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (COFEPRIS).

**IX. LA SECRETARÍA COMPETENTE, DE CONSIDERARLO NECESARIO, PODRÁ REQUERIR COPIA SIMPLE DE LA LEGISLACIÓN APLICABLE VIGENTE EN EL PAÍS DE EXPORTACIÓN TRADUCIDA AL ESPAÑOL**

**X. LA INFORMACIÓN QUE EN CADA CASO DETERMINEN LAS NOM**

Con base en el párrafo tercero del Artículo 22 del Reglamento de la Ley de Bioseguridad de Organismos Genéticamente Modificados (RLBOGM) y por tratarse de una liberación Comercial, solicito se conceda a mi representada el permiso de liberación al ambiente del algodón genéticamente modificado GlyTol® TwinLink® en la región agrícola del norte de Tamaulipas con vigencia indefinida, para los ciclos Primavera – Verano sucesivos a la autorización de la solicitud en comento.