



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

---

---

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLÁN

EVALUACIÓN DEL EFECTO DE DOSIS  
CRECIENTE DE FENOXAPROP-P-ETIL SOBRE  
POBLACIONES DE *Phalaris minor* DEL ESTADO  
DE GUANAJUATO.

TESIS  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
INGENIERO AGRÍCOLA

PRESENTA:  
MONROY MARTÍNEZ SONIA

ASESOR:  
M. C. GLORIA DE LOS ÁNGELES ZITA PADILLA  
COASESOR:  
BIOL. MARCOS ESPADAS RESENDIZ



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## DEDICATORIAS

### **A MIS PAPAS.**

*Quienes siempre me han apoyado para que yo pudiera realizar este sueño, se que se han esforzado para que yo siguiera con mis estudios, para ser una persona mejor preparada, siempre estaré muy agradecida por todo el esfuerzo que hicieron y que hoy se ve reflejado en el término de mi carrera y de este trabajo. Los quiero mucho.*

### **A MIS HERMANOS**

*Quienes a pesar de la distancia me han brindado su apoyo y comprensión.*

### **A MIS SOBRINOS**

*Quienes con su sonrisa me ayudan a olvidar las tristezas y enojos que puedo tener, gracias por llenarme de alegría, los quiero.*

### **A TI AMOR**

*Por estar a mi lado apoyándome durante todo este tiempo, por tus consejos, tu paciencia, por cruzarte en mi camino y cambiar mi vida. Te amo.*

*Estar preparado es importante, saber esperar lo es aún más, pero aprovechar el momento adecuado es la clave de la vida. (Arthur Schnitzler)*

## AGRADECIMIENTOS

### **A LA UNAM**

*Por permitirme ser uno más de sus integrantes durante estos 5 años de carrera dentro de la FES Cuautitlán Campo IV, por dejarme realizar un logro más en mi vida. Me siento muy orgullosa por ser egresada de la máxima casa de estudios.*

### **A MI ASESORA.**

*M. C. Gloria Zita Padilla gracias por todo el apoyo, la comprensión, los consejos y la amistad que me ha brindado durante todo este tiempo.*

### **A LA ASOMECIMA**

*Y a la presidenta de la ASOMECIMA por la oportunidad de colaborar y participar en sus congresos, es una gran experiencia que me va a servir en mi vida profesional.*

*A los investigadores y trabajadores del INIFAP de Cotaxtla, Veracruz, y en especial al Dr. Valentín Esqueda por las facilidades que me dio para realizar mi práctica de campo.*

### **A MIS AMIGAS**

*Natty, Patty, Noemí, Nidia y Alma, gracias por estar conmigo en estos 5 años de carrera, les agradezco que sean unas chicas tan extraordinarias, cada una me enseñó cosas diferentes de la vida, porque siempre estuvieron cuando más las necesite, por esos viajes de práctica tan inolvidables donde quería desistir y ustedes me empujaron para seguir adelante. Por escucharme a deshoras de la noche, por llorar, reír, bailar, gritar y estar conmigo inundándome de momentos tan maravillosos, gracias por estar a mi lado, siempre las llevare en mi corazón.*

*Eliza y Vicky por ser unas amigas increíbles y compartir momentos grandiosos.*

### **A MIS AMIGOS**

*Alejandro, Diego, Rafael y Manuel gracias por permitirme compartir con ustedes algunos de los tantos momentos más bellos de mi vida y de mi carrera.*

*A la generación 31 por ser parte de esa gran familia que conformamos y que año con año en los viajes de practica lo reflejábamos, gracias por permitirme crecer a su lado, a la generación 32 por ser unos grandiosos compañeros.*

### **A MIS MAESTROS**

*En especial a Yazmín, Margarita, Elva, Roberto, Marcos, Francisco, Edgar, quienes compartieron conmigo sus conocimientos, su disposición y ayuda a lo largo de mi carrera. No los olvidare.*

### **AL HONORABLE JURADO**

*Porque gracias a sus conocimientos y opiniones enriquecieron esta tesis.*

### **A LA SEP**

*Por su apoyo brindado para realizar este trabajo.*

*Nunca consideres el estudio como una obligación, sino como una oportunidad para penetrar en el bello y maravilloso mundo del saber. (Albert Einstein)*

## ÍNDICE GENERAL

Índice de tablas.....	5
Índice de figuras. ....	5
Resumen. ....	6
Introducción .....	7
Objetivo .....	9
Hipótesis.....	9
Revisión bibliográfica .....	10
Trigo .....	10
Generalidades.....	10
Producción nacional.....	10
Producción mundial.....	10
Tomate de cáscara .....	11
Generalidades.....	11
Producción nacional.....	11
Principales limitantes bióticas de los cultivos de trigo y de tomate de cáscara.....	12
Insectos y patógenos .....	12
Importancia de las malezas.....	12
Daños que causan las malezas en la agricultura.....	14
Principales especies de malezas en el cultivo de trigo y tomate de cáscara .....	15
Métodos de control de malezas.....	15
Clasificación de los herbicidas .....	19
Resistencia a los herbicidas.....	24
Definición .....	24
Origen de la resistencia.....	24
Tipos de resistencia .....	26
Manejo de malezas resistentes .....	28
Problemática de resistencia a nivel mundial.....	29
Problemática de resistencia a nivel nacional .....	33
Síntesis de lípidos .....	34
Pruebas de detección de resistencia .....	36
Phalaris minor.....	37
Características de <i>Phalaris minor</i> .....	37
Métodos de control de <i>Phalaris minor</i> .....	39
Resistencia de <i>Phalaris minor</i> .....	40
Herbicidas inhibidores de la síntesis de lípidos.....	42
Especies con resistencia a ACCasa.....	43
MATERIALES Y METODOS.....	47
Diagnóstico de la calidad de la semilla .....	47
Bioensayo de plantas enteras .....	48
RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	51
Diagnóstico de la calidad de la semilla de <i>Phalaris minor</i> colecta 9 de Purísima de covarrubias.....	51
Bioensayo de plantas enteras .....	53
Diagnóstico de la calidad de la semilla de <i>Phalaris minor</i> colecta 16 de El Diezmo.....	61
Bioensayo de plantas enteras .....	63
CONCLUSIONES .....	73
BIBLIOGRAFÍA.....	74
ANEXO1 .....	80
ANEXO2 .....	82

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Tipos de daños que causan las malezas.....	11
<b>Tabla 2.</b> Herbicidas autorizados para el cultivo de trigo.....	15
<b>Tabla 3.</b> Herbicidas autorizados para el cultivo de tomate de cáscara.....	15
<b>Tabla 4.</b> Clasificación de modos de acción.....	18
<b>Tabla 5.</b> Distribución de casos de biotipos resistentes a herbicidas por país.....	27
<b>Tabla 6.</b> Malezas resistentes de acuerdo al grupo de herbicidas.....	28
<b>Tabla 7.</b> Primeros casos de resistencia a herbicidas en el mundo.....	29
<b>Tabla 8.</b> Especies resistentes en diferentes cultivos.....	29
<b>Tabla 9.</b> Malezas con mayor capacidad de presentar resistencia.....	30
<b>Tabla 10.</b> Resistencia mundial de <i>Phalaris minor</i> a herbicidas.....	38
<b>Tabla 11.</b> Herbicidas inhibidores de Acetil Coenzima A carboxilasa (ACCase) – HRAC GRUPO A.....	39
<b>Tabla 12.</b> Malezas que han desarrollado resistencia a herbicidas inhibidores de ACCase en el mundo.....	41
<b>Tabla 13.</b> Dosis de herbicidas.....	46
<b>Tabla 14.</b> Comparación de altura inicial y altura final de <i>Phalaris minor</i> colecta 9.....	53
<b>Tabla 15.</b> Comparación de altura inicial y altura final de <i>Phalaris minor</i> , colecta 16.....	63

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Biosíntesis de ácidos grasos en plantas.....	32
<b>Figura 2.</b> Número de biotipos resistentes a herbicidas inhibidores de ACCase.....	42
<b>Figura 3.</b> Estructura química de Fenoxaprop- p- etil.....	45
<b>Figura 4.</b> Velocidad de germinación de <i>Phalaris minor</i> , colecta 9.....	49
<b>Figura 5.</b> Necrosis de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	53
<b>Figura 6.</b> Peso fresco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	55
<b>Figura 7.</b> Peso seco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	55
<b>Figura 8.</b> R <sup>2</sup> del peso fresco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	56
<b>Figura 9.</b> Peso seco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	57
<b>Figura 10.</b> Velocidad de germinación de <i>Phalaris minor</i> , colecta 16.....	59
<b>Figura 11.</b> Necrosis <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	63
<b>Figura 12.</b> Peso fresco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	65
<b>Figura 13.</b> Peso seco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	66
<b>Figura 14.</b> R <sup>2</sup> del peso fresco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	66
<b>Figura 15.</b> R <sup>2</sup> del peso seco de <i>Phalaris minor</i> 15 DDA de fenoxaprop-p-etil.....	67

## RESUMEN.

La literatura reporta al alpistillo (*Phalaris minor* Retz.) con biotipos resistentes a herbicidas inhibidores de la Acetil coenzima A carboxilasa (ACCasa), en países como Estados Unidos, Sudáfrica, India, Irán, Israel y México.

El herbicida fenoxaprop-p-etil y demás herbicidas pertenecientes al mismo grupo de los ariloxifenoxipropionatos, ciclohexanodionas y fenilpirazolinas se dejaron de aplicar en el estado de Guanajuato debido al problema de resistencia que se empezó a observar desde hace más de diez años en las parcelas de trigo.

En la presente tesis se utilizó semilla de *Ph. minor* colectada de parcelas de trigo y de tomate de cáscara, de los municipios de Cortázar y de Irapuato, Guanajuato, debido a que presentaban un elevado porcentaje de germinación y menos problemas con patógenos.

La realización de bioensayos con plantas a dosis crecientes, constituye una buena herramienta de monitoreo para detectar la permanencia o no de biotipos resistentes en campo. Por tal motivo, en este trabajo se realizó una aplicación de dosis crecientes del herbicida fenoxaprop-p-etil en plantas de *Ph. minor*. Las dosis fueron desde 0 hasta 32 veces la dosis comercial. Los resultados de peso seco, fresco y necrosis foliar indicaron que sigue existiendo resistencia en los tratamientos de ambas colectas de *Ph. minor*, presentándose daños solo en las dosis mayores (16 y 32 veces la dosis comercial), por lo que se recomienda seguir evitando el uso de herbicidas inhibidores de la ACCasa, como los ariloxipropionatos, ciclohexanodionas y fenilpirazolinas.

## INTRODUCCIÓN

Las malezas han existido desde que el hombre comenzó con la agricultura, ya que estas plantas compiten con los cultivos por luz, agua, nutrientes y espacio, por lo tanto ha tenido que combatir las.

Una de las maneras para combatir a las malezas es mediante el control químico, es decir, utilizando herbicidas, los cuales se clasifican de acuerdo al tiempo de aplicación en preemergente o postemergente, sistémica o no sistémica o por los diferentes modos de acción.

El uso inadecuado de los herbicidas (por su aplicación en dosis elevadas o por usar durante mucho tiempo el mismo producto con el mismo modo de acción), provoca la resistencia de las malezas (Delye *et al.*, 2005), la cual al llevarse a niveles elevados ocasiona resistencia cruzada, es decir, que una planta sea resistente a varios herbicidas. También puede generarse resistencia múltiple, cuando una planta es resistente a herbicidas con diferentes modos de acción (Valverde y Heap, 2009; Beckie, 2006).

El primer caso de resistencia se reportó en los 70's, *Senecio vulgaris* resistente a Atrazina en los Estados Unidos (Warwick, 1991).

Actualmente hay 357 biotipos de malezas resistentes a herbicidas pertenecientes a 197 especies (115 dicotiledóneas y 82 monocotiledóneas) distribuidas en 60 países. Nueve de ellos (Alemania, Australia, Brasil, Canadá, España, Estados Unidos, Francia, Israel, y el Reino Unido) contribuyen con el 60% de los casos de resistencia registrados (Esqueda *et al.*, 2010).

Una de las especies que ha presentado resistencia es *Phalaris minor*, reportada en India como resistente al herbicida Isoproturon, (Chhokar *et al.*, 2006) y en Israel al herbicida fenoxaprop-p-etil (Tal *et al.*, 1996).

En México en el año de 1996, se reportó a las especies *Phalaris minor* y *Phalaris paradoxa* presentes en el cultivo de trigo, como resistentes a los herbicidas inhibidores de la ACCasa, (Tal *et al.*, 1996; Valverde, 2007) principalmente al herbicida fenoxaprop-p-etil. Otra especie que se reportó en 1998 con el mismo tipo de resistencia fue *Avena fatua*. (Valverde y Heap 2009). En el 2006 *Ph. minor*



presentaba resistencia a los herbicidas cycloxydim, cyhalofop, diclofop y tralcoxidim (Valverde, 2007).

Un caso en particular es el del estado de Guanajuato: en el cultivo de trigo, se presenta la maleza *Phalaris minor* la cual; al tener una morfología y requerimientos para su desarrollo muy similares (Singh *et al.*, 1999), puede reducir la producción hasta en un 80% (Chhokar y Malik, 2002), y dependiendo de la densidad de esta maleza en las parcelas causa dificultades en la cosecha (Chhokar *et al.*, 2006).

Debido al uso excesivo de herbicidas con el mismo modo de acción que se tenía en la región del Bajío, se empezó a tener problemas para controlar *Phalaris minor* en las parcelas de los agricultores. Por tal motivo se dejó de usar Fenoxaprop-p-etil y los demás herbicidas que inhibieran la ACCasa, debido a que *Phalaris minor* presenta una resistencia cruzada con los grupos de los ariloxifenoxipropionatos (FOPs) y ciclohexanodionas (DIMs) (Espinoza *et al.*, 2009), se decidió utilizar herbicidas con diferentes modos de acción.

En el año 2003 en Guanajuato se implementó la Estrategia interinstitucional de Manejo Integrado de Malezas (MIM) en el cultivo de trigo. Ésta incluye el uso de prácticas culturales, uso de semilla certificada y control químico adecuado para contrarrestar los niveles de resistencia existentes en *Phalaris minor*, (Delgado *et al.*, 2007b). Éstas son técnicas que Beckie (2006) sugiere para controlar la resistencia en malezas. Además, según Warwick (1991), la resistencia puede seguir apareciendo incluso después de 10 años dependiendo de la maleza y herbicida que se trate. En el 2008 se colectaron semillas de *Phalaris minor* en municipios del estado de Guanajuato encontradas en cultivos de trigo, cebada, maíz y en tomate de cáscara. Se decidió trabajar sólo con dos colectas, las cuales presentaron un elevado porcentaje de germinación y menores daños con patógenos. Estas localidades pertenecían a las localidades de “El Diezmo” y “Purísima de Covarrubias”, del estado de Guanajuato.

Por tal motivo, es importante evaluar mediante una prueba de screening a qué dosis del herbicida presentan resistencia y/o susceptibilidad estos biotipos de *Phalaris minor* y si es posible controlar esta maleza después de haber dejado de usar este herbicida por más de diez años.

## **OBJETIVO**

- Determinar el grado de control de *Phalaris minor* a dosis crecientes de fenoxaprop-p-etil.

## **HIPÓTESIS**

- La altura, el peso seco y fresco de las plantas de *Phalaris minor* disminuyen proporcionalmente a la dosis aplicada del herbicida.

## REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

- **Trigo (*Triticum spp.*)**

- **Generalidades**

El trigo tiene sus orígenes en la antigua Mesopotamia. Principalmente de los países de Siria, Jordania, Turquía e Iraq.

Es una planta anual, pertenece a la familia de las Poaceae, actualmente cultivada en todo el mundo. Es uno de los cultivos más producidos junto con el maíz y el arroz.

Posee una raíz fasciculada que puede alcanzar una profundidad de 25 cm. Su tallo es recto, cilíndrico y hueco con 6 nudos, alcanzando una altura entre 0.5 a 2 m. Sus hojas tienen una forma linear lanceolada con vaina, lígula y aurículas bien definidas. Cada planta tiene de 4 a 6 hojas. Tiene una inflorescencia en espiga compuesta por un raquis de entrenudos cortos, donde van dispuestas de 20 – 30 espiguillas en forma compacta, llevando cada una 9 flores, rodeadas por glumas. Las flores se encuentran protegidas por dos brácteas; la interior llamada palea y la exterior llamada lema. Su grano es una carióspside de forma ovalada. (OEIDRUS, 2011; SIAP, 2011)

- **Producción**

En el año 2009 se tuvo una producción mundial de 681,915,838 millones de toneladas de trigo. (FAOSTAT – FAO, 2008).

La superficie sembrada en México en el 2009 fue de 21,855,443 ha de las cuales 5,629,789 ha se sembraron con riego y 16,225,624 ha fueron sembradas de temporal (SIAP, 2011b).

De acuerdo a estas estadísticas, Guanajuato ocupa el segundo lugar de la superficie sembrada con 118,093 ha del cultivo de trigo, cosechándose 11,194 ha de las cuales se obtuvo una producción de 655,089 Ton de trigo (Delgado *et. al*, 2010; SIAP, 2011b).

- **Tomate de cáscara (*Physalis philadelphica* Lam.)**

- **Generalidades**

Sinonimia: *Physalis aequata* Jacq., *Physalis ixocarpa* Brot. ex Horn. (Vibrans, 2009; ITIS, 2011; TROPICOS, 2011)

Es originario de México, pertenece a la familia de las solanáceas. Es una planta anual, herbácea erecta y ramificada. Presenta una altura de 15 – 60 cm de alto. Sus hojas tienen forma de corazón, alternas, obovadas de 2 a 8.2 cm de largo por 1 – 6 cm de ancho, con márgenes irregularmente dentados, con 2 a 6 dientes a cada lado. Flor monopétala amarilla, a veces con tenues manchas azul verdosas o moradas. Pedúnculos de 5 – 10 mm de largo, los lóbulos del cáliz ovados, de 7 – 13 mm. Corola de 8 – 32 mm de diámetro, sus anteras son de color azul o azul verdosas, el cáliz del fruto es de 1.8 – 5.3 cm de largo por 2.5 – 6.0 cm de ancho, con 10 costillas (Vibrans, 2009; Montes y Aguirre, 1992).

El fruto es una baya de 1.6 a 6 cm de diámetro, semillas de contorno ovado, reniforme (Espinosa y Sarukhán, 1997; Vibrans, 2009; Montes y Aguirre, 1992).

- **Producción**

Actualmente el tomate de cáscara se cultiva en 27 de los 32 los Estados de la República Mexicana (Peña, 2001).

En el año 2009 en México se sembraron 47,476 ha de tomate de cáscara, los estados con mayor superficie sembrada fueron: Sinaloa, Jalisco y Puebla (SIAP, 2011b).

El estado de Guanajuato ocupa el lugar número 10, con 2,054 ha sembradas, de las cuales, se cosecharon 1863 ha, obteniendo una producción de 20,221 Ton (SIAP, 2011b).

- **Principales limitantes bióticas de los cultivos de trigo y de tomate de cáscara**

- **Insectos y patógenos**

El cultivo de tomate de cáscara (*Physalis philadelphica*) es atacado por diversas enfermedades algunas de estas son: Tizón tardío (*Phytophthora infestans*), tizón temprano (*Alteria solani*), moho gris (*Cladosporium fulvum*), pomohoides (*Colletotrichum phomoides*), pudrición de la raíz (*Phytium sp.*, *Rhizoctonia solani* y *Fusarium sp.*); en cuanto a plagas se pueden observar daños causados por mosca blanca (*Bemisia tabaci*), pulgones (*Aphis sp.*), minador de la hoja (*Liriomyza sp.*), gusanos masticadores (*Spodoptera sp.*), gallina ciega (*Phylophaga sp.*), (Corpeño, 2004), barrenador del tallo (*Melanagromyza tomatrae* Steyskal) (Morales *et al.*, 2007) y algunos nematodos (*Meloidogyne sp.*), (Corpeño, 2004).

El cultivo de trigo puede ser afectado por patógenos como: la roya (*Puccinia spp.*), el carbón del trigo (*Ustilago tritici*), el carbón hediondo (*Tilletia foetida*), la cenicilla polvosa (*Blumeria graminis*), la mancha foliar (*Septoria tritici*) y fusariosis (*Fusarium graminearum*). En cuanto a plagas, se encuentran: escarabajos (*Diloboderus abserus*), pulgones (*Metopolophium dirhodum*, *diuraphis noxia*), ácaros (*Penthaleus major*), gorgojos (*Listronotus bonariensis*), trips (*Caliothrips ssp.*).

Estos insectos y patógenos dañan a los cultivos provocando grandes pérdidas en la producción (CESAVEG, 2007).

- **Importancia de las malezas**

Una maleza la podemos definir como una “planta o comunidad de plantas que crecen en un momento y un lugar no deseado interfiriendo con los intereses del hombre”.

De 250,000 especies vegetales que existen en el mundo, 250 de ellas se consideran como las principales malezas de la agricultura, de las cuales 76 son consideradas como las peores malezas del mundo (Cobb, 1992).

En las regiones templadas las familias de malezas predominantes son Brassicaceae, Polygonaceae, Umbelliferae, Asteraceae y Poaceae, en cambio en las regiones más cálidas son importantes las familias Malvaceae, Amaranthaceae y Cyperaceae (Baker, 1974).

De acuerdo a Inderjit, (2004) y Rosales y Medina (2008), las malezas se pueden clasificar por su morfología en: hojas anchas, zacates y ciperáceas. Por su ciclo de vida en anuales, bianuales y perennes. Por su hábitat -terrestres y acuáticas-. Por su hábito -erecto, rastrero y trepador-. Y por su origen en nativas y exóticas.

Las malezas presentan una serie de características que les confieren mayor capacidad de adaptación, supervivencia y crecimiento con respecto a los cultivos, además de una gran capacidad competitiva, debido a que demandan necesidades muy similares como espacio, luz, agua y nutrientes. Para Baker, (1974) la siguiente lista incluye las características que podría presentar una maleza ideal.

- Requerimientos de germinación satisfechos en muchos ambientes.
- Germinación discontinua y gran longevidad de la semilla
- Rápido crecimiento desde la fase vegetativa hasta la floración.
- Producción continúa de semilla en tanto que las condiciones de crecimiento lo permitan.
- Autocompatible, pero no completamente autógena o apomíctica.
- Cuando son de polinización cruzada, no requiere de polinizadores especializados o bien son anemófilas.
- Elevada producción de semilla bajo condiciones ambientales favorables.
- Producción de semilla en un amplio rango de condiciones ambientales, tolerante y plástica
- Tiene adaptaciones para la dispersión a cortas y largas distancias
- Si es perenne, tiene una reproducción vegetativa vigorosa o regeneración a partir de fragmentos.
- Si es perenne, es frágil, por lo que no es fácilmente arrancada del suelo.
- Tiene habilidad para competir interespecíficamente por medios especiales.

○ **Daños que causan las malezas en la agricultura**

Los daños que causan las malezas pueden ser directos o indirectos.

Los daños directos están relacionados con la economía del agricultor, el aumento de los costos de producción, la disminución de las cosechas y pérdida de la calidad de las mismas (Radosevich *et al.*, 1997).

Los daños indirectos son ocasionados porque las malezas sirven de refugio y alimento a plagas y enfermedades.

La Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV) menciona que se pueden observar pérdidas de rendimiento de un 50% en algunas zonas de México (Cotero, 1997). La Tabla 1 muestra los daños que causan las malezas.

**Tabla 1.** Tipos de daños que causan las malezas (Modificado de Liebman, 2001)

<b>Justificación</b>	<b>Mecanismos</b>	<b>Ejemplos</b>
Reducen el rendimiento de los cultivos	Interfiere con la planta por la obtención de recursos como agua luz, nutrientes	<i>Avena fatua</i> , <i>Galium aparine</i> en cereales, <i>Poa annua</i> en pastizales, <i>Phalaris minor</i> en trigo
Reducen la calidad de las cosechas	Contaminación de semillas para siembra y otros productos de cosecha	<i>Sinapis arvensis</i> en canola Bayas de <i>Solanum nigrum</i> en chícharo <i>Phalaris minor</i> en trigo
Interfieren con la cosecha	Las plantas trepadoras, pueden dificultar las operaciones de cosecha. Malezas tardías de crecimiento vigoroso, pueden interferir con la cosecha de papas y camote	<i>Sycios deppei</i> en maíz <i>Chenopodium album</i>
Interfieren con la alimentación animal Pueden comportarse como parásitas	Plantas espinosas inhiben la alimentación animal	<i>Cirsium arvense</i> <i>Cuscuta spp</i>
Reducen la sanidad de los cultivos	Funcionan como hospedantes alternos o reservorios de plagas y enfermedades de cultivo.  Al aumentar la humedad relativa del microambiente pueden elevar la incidencia y severidad de algunas enfermedades.	<i>Puccinia sorghi</i> , que provoca la roya del maíz, su hospedante alternativo es <i>Oxalis spp</i> . <i>Phalaris minor</i> hospeda a <i>Ustilago ttrici</i> provoca el carbón del trigo. VM del Pepino puede atacar Chayotillo
Reducen la salud de animales y humanos	Actúan como hospedantes intermediarios o vehículos para la ingestión de parásitos. Provocan fotosensibilidad Teratogénicos	Pastos  <i>Hypericum perforatum</i> <i>Pteridium aquilinum</i>

Justificación	Mecanismos	Ejemplos
Son una amenaza para la seguridad	Son un riesgo de incendio debajo de las líneas eléctricas.	Cualquier planta pero especialmente los arbustos
Reducen la calidad de la lana	Semillas ganchudas reducen el valor de la lana y el vellón.	<i>Bidens spp</i>
Impiden el adecuado flujo de agua	Masas de plantas bloquean canales y drenes	<i>Elodea canadensis</i>
Algunas son alelopáticas	Liberan sustancias tóxicas para plantas de cultivo	Se presenta sobre todo en zonas tropicales
Impacto sobre el establecimiento del cultivo	La vegetación impide el establecimiento de árboles jóvenes	

- **Principales especies de malezas en el cultivo de trigo y tomate de cáscara**

El cultivo y producción de trigo ha sido afectado por diferentes factores, provocando que la superficie sembrada haya disminuido en los últimos años. Esto, principalmente debido a la carencia de agua, precios bajos, desplazamiento por el cultivo de cebada, e incluso por la problemática con algunas malezas como: *Amaranthus spp.*, *Avena fatua*, *Bidens odorata*, *Brassica spp.*, *Chenopodium spp.*, *Cynodon dactylon*, *Echinochloa colona*, *Echinochloa crus gallii*, *Eleusine indica*, *Eleusine multiflora*, *Melilotus indica*, *Oxalis spp.*, *Phalaris canariensis*, *Phalaris minor*, *Phalaris paradoxa*, *Physalis spp.*, *Senecio vulgaris*, *Sycios deppei*, *Sida acuta*, *Solanum nigrum*, *Solanum rostratum*, *Sorghum bicolor*, *Sorghum halepense*, *Urochloa fasciculata*, (Villaseñor y Espinosa, 1998). En cuanto al cultivo del tomate de cáscara algunas de las malezas que causan severos daños son: *Sorghum halepense*, *Melilothus indicus*, *Chenopodium album*, *Helianthus annuus*, *Partenium hysterophorus*, *Verbena officinalis*, *Eringium nartustifolium*, *Rumex crispus*, *Portulaca oleraceae*, *Euphorbia heterophylla*, *Echinocloa crusgalli*, *Leptochloa filiformis*, *Brassica campestris*, entre otras (Castro et al., 2007)

- **Métodos de control de malezas**

Debido a la gran diversidad fenotípica y genotípica que presentan, las malezas pueden sobrevivir a las medidas de control de los agricultores (Chhokar et al., 2006).



Además, la plasticidad de los genotipos y fenotipos les confieren la habilidad de adaptarse y sobrevivir en lugares donde son inadecuados para otras plantas como los cultivos (McRoberts *et al.*, 2005).

También es importante considerar que las malezas pueden ser parte de un componente importante entre los organismos benéficos, por lo tanto es necesario involucrar diversos métodos de control.

### **Control cultural**

Son todas las prácticas de manejo como la selección de semilla, rotación de cultivos, sistema y época de siembra, por mencionar algunas, las cuales ayudan a que el cultivo sea más competitivo que la maleza (Radosevich *et al.*, 1997).

### **Control mecánico**

Prácticas de control de la maleza usando la fuerza física, como los deshierbes manuales. La labranza convencional se utiliza al momento de preparación del terreno con el arado, la rastra, la siembra y el paso de escarda, o la siembra en húmedo la cual consiste en regar la parcela, para que aparezca la primera generación de maleza y se pueda eliminar.

### **Control Biológico**

Uso de enemigos naturales para la eliminación de malezas, además de:

Micoherbidas. Uso de patógenos de plantas para controlar a las malezas, estos organismos pueden ser aplicados en el campo, igual que los herbicidas. El inconveniente es su especificidad y su sensibilidad al ambiente.

Alelopatía. Es el efecto dañino producido por una planta sobre otra a través de la producción y liberación de sustancias al medio, impidiendo la germinación, emergencia o desarrollo de una maleza (Rosales y Medina, 2008).

## **Control químico**

Uso de productos químicos llamados herbicidas, los cuales deben de aplicarse en el momento adecuado para que inhiban o interrumpan el crecimiento y desarrollo de una planta (Rosales y Esqueda, 2010).

Este método es el más usado debido a diversos beneficios como son:

- a) Eliminación de la maleza antes de la emergencia o bien en las primeras etapas de desarrollo.
- b) Amplio espectro de acción.
- c) Control de malezas perennes
- d) Control residual de malezas.
- e) Bajo costo
- f) De fácil manejo.

El uso de herbicidas ha sido la principal herramienta para el control de las malezas en los últimos años, pero es importante mencionar que este método de control debe efectuarse solamente cuando los otros métodos no sean factibles o cuando presenten un elevado costo. El uso inapropiado de los herbicidas puede causar grandes problemas a la agricultura: daños al cultivo debido a una dosis elevada, a la residualidad del herbicida en el suelo o desarrollo de resistencia por el uso excesivo del mismo. (Rosales y Medina, 2008).

En el estado de Guanajuato para controlar malezas de hoja ancha y poaceae en trigo se pueden utilizar diversos productos químicos, en la Tabla 2, se encuentran 16 ingredientes activos, además de la dosis, la época de aplicación y el tipo de maleza que controla. (CESAVEG, 2008)

**Tabla 2.** Herbicidas autorizados para el cultivo de trigo

Familia química	Herbicida	Dosis	Época de aplicación	Malezas
Fenoxicarboxílicos	2, 4-D	1.0 l/ha	Amacollamiento	Hoja ancha
Sulfonilureas	Amidosulfuron	60 g/ha	Postemergente a la maleza	Hoja ancha
Nitrilo o benzonitrilo	Bromoxinil	1.5 - 2.0 l/ha	Postemergente a la maleza	Hoja ancha
Ariltriazolinona	Carfentrazone etil	0.5 - 0.75 l/ha	Amacollamiento	Hoja ancha
Triazolinona y fenoxicarboxílicos	Carfentrazone etil + 2,4-D	1.0 - 1.25 l/ha	Amacollamiento	Hoja ancha
Benzoico	Dicamba	0.5 - 1.0 l/ha	Amacollamiento	Hoja ancha
Fenilurea	Linuron	1 kg/ha	Postemergente a la maleza	Hoja ancha
Sulfonilurea	Metsulfuron metil	60 - 70 g/ha	Postemergente	Hoja ancha
Sulfonilurea	Thifensulfuron-metil	0.02 - 0.03 kg/ha	Postemergente a la maleza	Hoja ancha
Sulfonilurea	Triasulfuron	0.02 kg/ha	Postemergente	Hoja ancha
<b>Ariloxifenoxipropionatos</b>	<b>Clodinafop-propargil</b>	<b>0.250 - 0.300 l/ha</b>	<b>Postemergente al cultivo</b>	<b>Poaceae</b>
<b>Ciclohexanodionas</b>	<b>Tralkoxidim</b>	<b>2 - 3 l/ha</b>	<b>Postemergente a la maleza</b>	<b>Poaceae</b>
<b>Ariloxifenoxipropionatos</b>	<b>Fenoxaprop-p-etil</b>	<b>2.5 l/ha</b>	<b>Postemergente a la maleza</b>	<b>Poaceae</b>
Sulfonilaminocarboniltriaolinonas	Flucarbazone-sodio	30 - 45 g/ha	Postemergente a la maleza	Poaceae
Benzoico	Clopiralid		Postemergente a la maleza	Poaceae
<b>Fenilpirazolinás</b>	<b>Pinoxadem</b>		<b>Postemergente a la maleza</b>	<b>Poaceae</b>
Sulfonilureas	Mesosulfuron + Iodo Sulfuron	500 g/ha	Postemergente a la maleza	Hoja ancha y poaceae

Fuente: CESAVEG, 2008

En cuanto al cultivo de tomate no se hace uso de un gran número de herbicidas, la Tabla 3, muestra los herbicidas que se usan comúnmente, además de la dosis época de aplicación y el tipo de maleza que controlan.

**Tabla 3.** Herbicidas autorizados para el cultivo de tomate de cáscara

Familia química	Herbicida	Dosis	Época de aplicación	Malezas
Triazina	Metribuzin	1.0 l/ha	Maleza con 4 y 5 hojas	Hoja ancha y poaceae
Isoxasoles	Isoxaflutole	37.5 g.i.a./ha	Preemergencia y postemergencia de la maleza	Hoja ancha y poaceae
Tricetonas	Tembotrione	63 g.i.a./ha	Postemergencia de maleza	Hoja ancha y poaceae
Organofosforado	Bensulide	4800 g.i.a./ha	Preemergencia	Poaceae

Fuente: Corpeño, 2004; Urzua *et al.*, 2009

### ○ **Clasificación de los herbicidas**

Los herbicidas se pueden clasificar de diferentes maneras, como son:

- Época de aplicación
- Selectividad
- Movilidad en la planta
- Familia química

#### **Época de aplicación**

Los herbicidas se clasifican como preemergentes y postemergentes y de presiembr. Herbicidas de presiembr foliares. Se aplican antes de la siembra para eliminar la vegetación que se encuentra dentro de la parcela.

Herbicidas de presiembr al suelo. Son incorporados al suelo entre 5 y 10 cm de profundidad (Rosales y Medina, 2008).

Herbicidas preemergentes. Son herbicidas que se aplican después de la siembra pero antes de que emerja la maleza y el cultivo. Es necesario que la dosis a aplicar vaya de acuerdo con el tipo de suelo ya que se necesita una dosis mayor en suelos arcillosos y con alto contenido de materia orgánica (Rosales y Esqueda, 2010).

Herbicidas postemergentes. Son aplicados después de que emergió el cultivo y la maleza. El herbicida se aplica cuando la maleza tiene sus primeras hojas (2-4) ya que son más susceptibles en ese momento. Para un adecuado control, los herbicidas post dependen de factores como la especie de maleza, condiciones de clima como velocidad del viento, temperatura del aire y presencia de lluvias. (Rosales y Medina, 2008; Rosales y Esqueda, 2010).

#### **Selectividad**

Se clasifican como selectivos, los herbicidas que eliminan a algunas plantas sin dañar a otras. Y los no selectivos, son herbicidas que al aplicarlos matan a toda la vegetación que se encuentra en el terreno, es recomendable que se apliquen cuando no se ha establecido algún cultivo dentro de la parcela (Labrada *et al.*, 1996).

### **Familia química**

Se basa en la estructura química de los compuestos usados como herbicidas, generalmente presentan propiedades químicas similares y el mismo modo de acción (Retzinger y Mallory-Smith, 1997). En Estados Unidos en la actualidad existen alrededor de 200 ingredientes activos utilizados en la fabricación de aproximadamente 800 herbicidas comerciales. En México, existen 65 ingredientes activos en alrededor de 300 herbicidas comerciales (Rosales y Medina, 2008; Rosales y Esqueda, 2010).

### **Movilidad en la planta.**

El modo de acción se refiere a los eventos secuenciados que suceden en la planta cuando el herbicida es absorbido y donde la respuesta de la planta es la muerte. El término modo de acción incluye la absorción, traslocación del sitio activo el cual es inhibido por el herbicida y una reacción bioquímica específica, la degradación del herbicida en la planta y el efecto del herbicida en la estructura y crecimiento de la planta (Murphy, 1999).

Los herbicidas con el mismo modo de acción tienen el mismo comportamiento de absorción y transporte y producen síntomas similares en las plantas. Algo que debemos tener claro es que es muy diferente el modo de acción y el mecanismo de acción debido a las confusiones que existen de estos términos podemos decir que el modo de acción son los eventos que provoca el herbicida en la planta y el mecanismo de acción es el proceso bioquímico que se ve afectado (Rosales y Esqueda, 2010; Gunsolus y Curran, 1998). De acuerdo al Herbicide Resistance Action Committee (HRAC), (2011) existen 15 modos de acción conocidos donde los herbicidas actúan dañando a las malezas (Tabla 4).

**Tabla 4.** Clasificación de modos de acción

<b>Modo de acción</b>
Auxinas sintéticas
Fotosistema I electrón diversión
Inhibe la síntesis de acetolactato sintasa
Inhibición de 4 hidroxipenil-piruvato-dioxigenasa (4-HPPD)
Inhibición de fotosíntesis del fotosistema II
Inhibición de la biosíntesis de carotenoides
Inhibición de la biosíntesis de carotenoides del fitoendosaturasa (PDS)
Inhibición de la división celular
Inhibición de la síntesis de EPSP
Inhibición de la síntesis de lípidos- no la inhibición de ACCasas
Inhibición del ensamble de microtubulos
Inhibición de mitosis/ inhibidor de polimerizacion de microtubulos
Inhibición de pared celular
Inhibición de PPO
Inhibición of acetil CoA carboxilasa (ACCasas)

**Fuente:** HRAC, 2011

En la actualidad, los modos de acción de los herbicidas que se ven más afectados por el problema de la resistencia o por número de casos, son los reguladores del crecimiento, inhibidores del crecimiento de plántulas, inhibidores de la fotosíntesis, inhibidores de la síntesis de pigmentos, inhibidores de la síntesis de lípidos, inhibidores de la síntesis de aminoácidos y los destructores de membranas celulares. Dentro de estos 7 modos de acción solo cuatro se han usado para que actúen sobre las malezas que se encuentran en el cultivo de trigo (Rosales y Esqueda, 2010).

## **1. REGULADORES DEL CRECIMIENTO**

El modo de acción de estos herbicidas provoca epinastia o retorcimiento de pecíolos y tallos, la formación de callosidades, la malformación de hojas y finalmente la necrosis y muerte de la planta. Debido a que la acción de este herbicida es lenta, se necesita entre una y dos semanas para eliminar a la maleza. Son herbicidas selectivos y se usan para controlar especies dicotiledóneas u “hojas anchas” anuales y perennes en gramíneas. Dichos herbicidas son absorbidos hojas y raíces y transportados por el floema y xilema. Presenta un mecanismo de acción múltiple, lo cual provoca la

alteración del balance hormonal normal de las plantas que regula procesos como la división y elongación celular, la síntesis de proteínas y la respiración.

## **2. INHIBIDORES DE LA FOTOSÍNTESIS**

Se dividen en dos grupos, el primero dentro de este pertenecen los herbicidas móviles o sistémicos, pertenecen a la familia de las triazinas, triazinonas, triazolinonas, fenilureas y uracilos. Su modo de acción provoca la clorosis intervenal, o amarillamiento entre las nervaduras, que se transforma en necrosis de las plantas tratadas, que empieza en los márgenes de las hojas. Son transportados por el xilema. Por lo tanto sus síntomas se manifiestan en las hojas adultas. Persiste en el suelo durante varias semanas.

El segundo grupo es el de los herbicidas no móviles o de contactos, las familias químicas a las que pertenecen son los nitrilos, benzotiadizoles y amidas (Markwell *et al.*, 2005). El modo de acción presenta clorosis que se transforma rápidamente en necrosis del tejido tratado. Se aplican en pos emergencia y tienen un transporte limitado dentro de la planta. Se debe de aplicar en malezas pequeñas para poder obtener un buen control, la residualidad en el suelo es limitada.

Controlan maleza de hoja ancha pero tienen efectos sobre gramíneas. El mecanismo de acción de los inhibidores de la fotosíntesis es la interrupción del flujo de electrones en el fotosistema II, que provoca la destrucción de la clorofila y los carotenoides, lo que causa la clorosis, y la formación de radicales libres que destruyen las membranas celulares provocando la necrosis (Rosales y Esqueda, 2010).

## **3. INHIBIDORES DE LA SÍNTESIS DE LÍPIDOS**

Los inhibidores de la síntesis de lípidos incluyen a las familias químicas: ariloxifenoxipropionatos y ciclohexanodionas (Rosales y Esqueda, 2010). Actúan sobre gramíneas, su modo de acción es mediante la cesión de crecimiento en hojas del cogollo, clorosis y enrojecimiento de hojas y tallos, posteriormente necrosis. El mecanismo de acción de estos herbicidas es la

inhibición de la enzima Acetil Coenzima-a carboxilasa (ACCase) en la síntesis de lípidos (Rosales y Esqueda, 2010). Pero los herbicidas diclofop, el clodanifop y el fenoxaprop y el tralkoxidim, se utilizan para el control de gramíneas en cereales principalmente el trigo es el que otorga la selectividad a estos herbicidas.

#### **4. INHIBIDORES DE LA SÍNTESIS DE AMINOÁCIDOS**

Los inhibidores de la síntesis de aminoácidos se dividen en inhibidores de aminoácidos ramificados e inhibidores de aminoácidos aromáticos (Nissen *et al.*, 2005). Los aminoácidos son esenciales para la formación de proteínas para el desarrollo y crecimiento de las plantas.

**Inhibidores de aminoácidos ramificados.** Estos herbicidas incluyen las familias químicas: sulfonilureas, imidazolinonas, triazolopirimidinas y pirimidiniltiobenzoatos (Rosales y Esqueda, 2010).

Controlan gramíneas y hojas anchas que los absorben por raíces y hojas, las cuales mueren entre tres y cuatro semanas. Sus síntomas son: clorosis y necrosis de los meristemas o puntos de crecimiento, pérdida de la dominancia apical, inhibición de raíces secundarias y achaparramiento. Las gramíneas emergen con arrugamiento del cogollo y clorosis, aunque también pueden desarrollar una coloración rojiza. En cambio las malezas de hoja ancha presentan nervaduras rojas y puntas necróticas, aunque las hojas basales permanezcan verdes. Su mecanismo de acción es la inhibición de la enzima Acetolactato sintasa (ALS).

**Inhibidores de aminoácidos aromáticos.**

Dentro de estos se usa el herbicida glifosato el cual es un herbicida postemergente y no selectivo. Además es sistémico, lo cual facilita su transporte en toda la planta. Los síntomas que se pueden observar en las plantas son clorosis, necrosis en una o dos semanas. Se usa para controlar maleza perenne. El mecanismo de acción del glifosato es la inhibición de la



enzima 5-enolpiruvilshikimato 3-fosfato sintetasa en el ciclo metabólico del ácido shikimico y bloquea la producción de los aminoácidos fenilalanina, tirosina y triptofano (Nissen *et al.*, 2005).

- **Resistencia a los herbicidas**

- **Definición**

El término de resistencia muchas veces se puede confundir con tolerancia. Para que esto no suceda es necesario explicar cada uno de ellos.

El término resistencia de acuerdo a la *Weed Science Society of America (WSSA)*, se define como “la capacidad hereditaria de una planta de sobrevivir y reproducirse después de ser expuesta a una dosis de herbicida que normalmente es letal para el tipo silvestre. En una planta, la resistencia puede ocurrir de forma natural o inducida por técnicas como la ingeniería genética o la selección de variantes producidas por cultivo de tejidos o mutagénesis” (WSSA, 1998; Inderjit, 2004). Esto se presenta en una población luego de un tiempo de exposiciones reiteradas al herbicida (Esqueda *et al.*, 2010).

El termino tolerancia lo define la *Weed Science Society of America* como la capacidad hereditaria de una especie de sobrevivir y reproducirse después del tratamiento con un herbicida. Sin que haya habido un periodo de exposición de las poblaciones al herbicida. Esto implica que no hubo selección o manipulación genética para hacer a la planta tolerante. La planta es naturalmente tolerante (WSSA, 1998; Valverde y Heap, 2009).

- **Origen de la resistencia**

La resistencia de una maleza se observa después de que se aplicó un herbicida y éste muestra un control deficiente o no satisfactorio. Aunque esta resistencia no es un problema que se presenta de un día para otro; ésta puede ocurrir en un área pequeña de la parcela en donde se han usado herbicidas con el mismo modo de acción durante varios años. El herbicida controla a las malezas susceptibles y selecciona plantas las cuales ya eran tolerantes a este herbicida y se fueron incrementando e infestaron la parcela.

Existen diversos factores que determinan la evolución de la resistencia a herbicidas en las malezas.

La presión de selección es una de ellas la cual es impuesta por el herbicida, ya que ejerce una fuerte presión sobre las poblaciones de malezas de tal forma que las plantas que soportan el efecto de los herbicidas sobreviven y se reproducen. Esto genera que conforme pase el tiempo el número de plantas resistentes aumente hasta que ya no puede ser controlado. Esto depende de la dosis del herbicida a utilizar, su eficacia y la frecuencia de aplicación (Beckie, 2006; Valverde y Heap, 2009). Además, mientras más susceptible es una especie a un herbicida (mayor control) mayor es la intensidad de la selección. Por lo tanto, el grado de selección puede ser bastante rápido. La resistencia en campo se observa cuando se presenta en un 30% de individuos de una población de malezas (Esqueda *et al.*, 2010).

Las características de las malezas también influyen en la evolución de la resistencia, ya que éstas presentan una variabilidad genética que puede ocasionar mutaciones, las cuales pueden conferir resistencia a herbicidas.

Esta variabilidad genética depende del número de genes, mecanismo de herencia, tipo de genes y naturaleza de la modificación del gen, (Warwick, 1991). Así como la heredabilidad de los genes que confieren resistencia y la característica de reproducción y diseminación de la maleza (Valverde y Heap, 2009).

La adaptabilidad del medio o *fitness* es la capacidad y rapidez de germinación o rebrote, vigor en el desarrollo, etc. Existe la teoría de que la resistencia a herbicidas ocasiona la reducción de *fitness*.

El carácter de resistencia puede suponer un *fitness* superior, inferior o igual a 1. Cuando es superior a 1, los individuos resistentes poseen una ventaja para la supervivencia que los individuos sensibles, ya que la maleza tiene la capacidad de establecerse, sobrevivir y reproducirse exitosamente en competencia con el biotipo normal o silvestre en un ambiente particular (Menchari *et al.*, 2007; Gressel, 2002; Valverde y Heap, 2009). Por el contrario, cuando es inferior a 1 los individuos resistentes se encuentran en desventaja. Una vez que se detecta la resistencia, si se deja de aplicar el herbicida que la causa, la población vuelve de nuevo a estar formada por individuos susceptibles.

La disminución de la presión de selección debe ser una estrategia para prevenir la evolución de la resistencia mediante mezcla de herbicidas, que sean eficaces contra el mismo espectro de las malezas. Deben usarse herbicidas con diferentes modos de acción, que se degraden de diversas maneras y preferentemente que ejerzan una resistencia cruzada negativa (Wrubel y Gressel, 1994).

- **Tipos de resistencia**

**Resistencia cruzada:** es aquella que se presenta cuando una población de malezas es resistente a dos o más herbicidas de las mismas o diferentes clases químicas, debido a la presencia de un mecanismo de resistencia único (De Prado *et al.*, 1992; Inderjit, 2004).

**Resistencia cruzada de sitio activo:** La resistencia se da por una modificación en el sitio de acople común (enzima o proteína específica) a varios herbicidas (Esqueda *et al.*, 2010; Valverde y Heap, 2009).

**Resistencia cruzada fuera del sitio activo.** El mecanismo confiere resistencia a diversos herbicidas con distintos modos de acción, estos mecanismos usualmente no tienen relación con el mecanismo de acción del herbicida y más bien dependen de la capacidad desarrollada de la maleza para metabolizar al herbicida (Valverde y Heap, 2009; Beckie, 2006).

**Resistencia múltiple:** se presenta cuando una planta o población posee más de un mecanismo de resistencia a uno o varios herbicidas con diferentes modos de acción (De Prado *et al.*, 1992; Inderjit, 2004; Valverde y Heap, 2009; Fisher y Valverde, 2006).

**Algunos indicadores claves de malezas con resistencia en campo son:**

- Plantas no afectadas entre grupos de plantas muertas de la misma especie, que fueron aplicadas al mismo tiempo
- Manchones de malezas no controladas que se están expandiendo

- Presencia de otras especies susceptibles de malezas que fueron controladas al mismo tiempo
- No hay evidencia de problemas en la aplicación
- Poco o ningún daño en las malezas
- El mismo herbicida se utiliza año tras año
- Se ha confirmado la resistencia en terrenos cercanos (Esqueda *et al.*, 2010).

De acuerdo a Zita, (2010) las características de las malezas que pueden ser resistentes son:

- a) Hábito de crecimiento anual
- b) Alta producción de semilla
- c) Poca dormancia en la semilla
- d) Varias generaciones reproductivas en cada ciclo de crecimiento
- e) Elevada susceptibilidad a un herbicida en particular

Las características de los herbicidas que pueden provocar resistencia incluyen:

- a) Herbicidas que actúan en un simple sitio de acción
- b) Alta eficiencia en una especie en particular
- c) Alta residualidad en el suelo
- d) Aplicación de dosis más altas que las necesarias para su control
- e) Alta frecuencia de uso
- f) Herbicidas utilizados sin alguna otra opción de control

Las prácticas culturales incluyen:

- a) Producción continúa del mismo cultivo
- b) Poca o nula labranza para el control de malezas o no eliminación de las malezas que escapan a los herbicidas
- c) Continuo o repetido uso de un solo herbicida o varios herbicidas que tienen el mismo tipo de acción.

De acuerdo con Mortimer, (2009) existen 6 factores que determinan la probabilidad de la evolución de la resistencia a herbicidas en malezas y la velocidad con la que la resistencia puede ocurrir.

1. Número de alelos involucrados en la expresión de la resistencia.
2. La frecuencia de los alelos resistentes en poblaciones naturales de especies de malezas
3. El modo de herencia de alelos resistentes
4. La reproducción y desarrollo de las características de las especies de malezas.
5. La intensidad de selección con genotipos resistentes
6. La adaptación al medio de resistencia y los genotipos susceptibles.

○ **Manejo de malezas resistentes**

Cuando se detecte resistencia de malezas es necesario que se implementen programas donde se consideren las características de la maleza, características de los herbicidas y prácticas culturales.

La mayoría de los agricultores comienzan a usar las prácticas de manejo integrado de malezas (MIM) después de que ya existe resistencia en sus parcelas (Beckie y Gill, 2006). Por lo tanto, el costo tan elevado que tienen lo evitarían si tomaran las medidas necesarias para evitar la resistencia, ya que existen casos donde no hay herbicidas alternativos que controlen estas malezas. (Beckie, 2006).

Para Esqueda *et al.*, 2010, algunas prácticas recomendables para evitar la aparición de malezas resistentes, se muestran a continuación:

- Revisar el campo y observar si los niveles de infestación de malezas son elevados o bajos, ya que de esto dependerá si se aplica herbicida o no.
- Usar otros métodos: control mecánico, siembras retrasadas y comprar semillas certificadas
- Rotar cultivos, con la finalidad de usar diversos herbicidas con diferentes sitios de acción.

- Limitar el número de aplicaciones de un solo herbicida con el mismo modo de acción en un mismo ciclo.
- Evitar que las posibles malezas resistentes o que no hayan sido controladas produzcan semilla y caigan al suelo.
- Limpiar la maquinaria con la que se va a trabajar en la parcela

- **Problemática de resistencia a nivel mundial**

El primer reporte de un biotipo de zanahoria silvestre (*Daucus carota*) con resistencia a 2,4-D se dio en 1957, en 1968 se presentó otro biotipo, *Senecio vulgaris* resistente al herbicida Atrazina, el cual se había aplicado durante 10 años en un vivero. En 1980 ya eran 26 especies de hoja ancha y 6 gramíneas resistentes a triazinas, (Valverde y Heap, 2009). En 1990 el Dr LeBaron importante investigador informó que las especies resistentes a triazinas aumentaron gradualmente a 40 dicotiledóneas y 15 gramíneas. Aunque ya también se sospechaba resistencia a otros herbicidas. Once especies resistentes a paraquat, cinco a clortolurón, cuatro a diclofop-metilo, y seis casos con resistencia a inhibidores de ALS, para un total de 99 especies resistentes (Valverde y Heap, 2009; Heap, 2011).

Actualmente existen 357 biotipos resistentes a herbicidas los cuales pertenecen a 197 especies, de las cuales 115 son dicotiledóneas y 82 monocotiledóneas, distribuidas en más de 430,000 campos de 60 países, (Heap, 2011). Los países como Estados Unidos, Australia, Canadá, Francia, España, Alemania, Israel, Reino Unido y Brasil en conjunto incluyen más del 50% de los casos de resistencia registrados (Tabla 5).

**Tabla 5.** Distribución de casos de biotipos resistentes a herbicidas por país.

No.	País	Biotipos	No.	País	Biotipos	No.	País	Biotipos
1	Alemania	26	21	España	32	41	México	5
2	Arabia Saudita	1	22	Estados Unidos	133	42	Nicaragua	1
3	Argentina	4	23	Etiopía	1	43	Noruega	5
4	Australia	57	24	Fiji	1	44	Nueva Zelanda	10
5	Austria	2	25	Filipinas	3	45	Panamá	1
6	Bélgica	18	26	Francia	33	46	Paraguay	2
7	Bolivia	7	27	Grecia	6	47	Polonia	10
8	Brasil	22	28	Guatemala	1	48	Portugal	2
9	Bulgaria	4	29	Holanda	7	49	Reino unido	24
10	Canadá	51	30	Honduras	1	50	República Checa	16
11	Chile	11	31	Hungría	1	51	Sri Lanka	2
12	China	13	32	India	3	52	Sudáfrica	14
13	Colombia	6	33	Indonesia	1	53	Suecia	2
14	Corea del Sur	12	34	Irán	8	54	Suiza	14
15	Costa Rica	5	35	Irlanda	1	55	Tailandia	5
16	Dinamarca	3	36	Israel	25	56	Taiwán	1
17	Ecuador	1	37	Italia	19	57	Túnez	1
18	Egipto	1	38	Japón	16	58	Turquía	14
19	El Salvador	1	39	Kenia	1	59	Venezuela	1
20	Eslovenia	1	40	Malasia	16	60	Yugoslavia	6
TOTAL								691

Fuente: HRAC, 2011

En todo el mundo se han registrado 691 casos de malezas resistentes, pero algunos biotipos pueden ser contados en más de un país, por lo cual esta tabla supera los 357 biotipos resistentes.

En la actualidad, las malezas resistentes a herbicidas representan un problema agronómico y económico para la producción agrícola en los Estados Unidos, Canadá, Israel, Sudáfrica y muchos países de Europa.

Las malezas presentan resistencia a 20 grupos químicos de herbicidas (Tabla 6). De los cuales el 30% son herbicidas inhibidores de la enzima acetolactato sintasa (ALS), 19% a herbicidas del grupo químico de las triazinas, 11% a los herbicidas inhibidores de la enzima Acetil CoA carboxilasa (ACCase), 7.8% a las auxinas sintéticas, 7% a los bipiridilos, 5.8% a las ureas y amidas, 5.8% a los inhibidores de la enzima EPSP sintasa y el resto, a otros modos de acción (Heap, 2011).

**Tabla 6.** Malezas resistentes de acuerdo al grupo de herbicidas.

Grupo de herbicidas	Sitio de acción	Grupo HRAC	Ejemplo de herbicidas	Total
Inhibidor de ALS	Inhíbe la síntesis de acetolactato sintasa	B	Clorsulfuron	109
Inhibidor del Fotosistema II	Inhíbe la fotosíntesis del fotosistema II	C1	Atrazina	69
Inhibidor de ACCasa	Inhibición of acetyl CoA carboxylasa (ACCase)	A	Diclofop-metil	40
Auxinas sintéticas	Auxinas sintéticas	O	2,4-D	28
Bipiridilos	fotosistema I electrón diversión	D	Paraquat	25
Ureas y amidas	Inhibición de fotosíntesis del fotosistema II	C2	Clorotoluron	21
Glicinas	Inhibición de la síntesis de EPSP	G	Glifosato	21
Dinitroanilinas y otros	Inhibición de microtubulos assembly	K1	Trifluralina	10
Tiocarbamatos y otros	Inhibición de la síntesis de lípidos- no la inhibición de ACCasas	N	Triallato	8
Cloroacetamidas y otros	Inhibición de la division celular	K3	Butaclor	5
Inhibidores de la PPO	Inhibición de PPO	E	Oxifluorfen	4
Triazoles, Ureas, Isoxazolidionas	Inhibición de la biosíntesis de carotenoides	F3	Amitrol	4
Nitrilos y otros	Inhíbe la fotosíntesis del fotosistema II	C3	Bromoxinil	3
Inhibidores de biosíntesis de carotenoides	Inhibición de la biosíntesis de carotenoides the phytoene desaturase step (PDS)	F1	Flurtamona	2
ácidos arilaminopropionicos	desconocido	Z	Flamprop-metil	2
				1
Inhibidores de 4-HPPD	Inhibición de 4 hidroxipenil-piruvato-dioxigenasa (4-HPPD)	F2	Isoxaflutole	1
Inhibidores mitoticos	Inhibición de mitosis/ inhibidor de polimerizacion de microtubulos	K2	Profam	1
inhibidores de síntesis de celulosa	Inhibición de pared celular	L	Dichlobenilo	1
desconocidos	Desconocido	Z	Clorofurenol	1
organicoarsenicales	desconocido	Z	MSMA	1
Total de biotipos resistentes				357

**Fuente:** HRAC, 2011b



En la Tabla 7 se muestran los primeros casos de resistencia a herbicidas en el mundo.

**Tabla 7.** Primeros casos de resistencia a herbicidas en el mundo

<b>Herbicida</b>	<b>Introducción</b>	<b>Resistencia</b>	<b>País</b>
2,4-D	1948	1957	Estados Unidos y Canadá
Triazinas	1959	1970	Estados Unidos y Canadá
Paraquat	1966	1980	Japón
Inhibidores EPSPs	1974	1996	Australia
Inhibidores ACCasa	1977	1982	Australia
Inhibidores ALS	1982	1984	Australia

**Fuente:** Heap, 2011

Los cultivos donde se presentan más casos de resistencia son trigo, maíz, arroz y soya. La Tabla 8, muestra el número de especies resistentes por cultivo en el cultivo de arroz el 60% de las especies resistentes son acuáticas. (Valverde y Heap, 2009).

**Tabla 8.** Especies resistentes en diferentes cultivos.

<b>Cultivo</b>	<b>No. de biotipos</b>	<b>No. de especies</b>
Trigo	96	53
Maíz	76	53
Soya	60	41
Arroz	51	35
Huertos	50	35
Pasturas	33	24
Hortalizas	30	21
No agrícolas	45	32

**Fuente:** Valverde y Heap, 2009

Existen algunas malezas con mayor capacidad de propensar resistencia. Esta lista se deriva de varios factores, incluido el número de países afectados, modos de acción a los que la especie ha desarrollado resistencia, área que infesta y sistemas de cultivo en que se encuentra. En la Tabla 9 se enumeran estas malezas (Valverde y Heap, 2009).

**Tabla 9.** Malezas con mayor capacidad de presentar resistencia.

Posición	Especie	Familia
1	<i>Lolium rigidum</i>	Poaceae
2	<i>Avena fatua</i>	Poaceae
3	<i>Echinochloa crus-galli</i>	Poaceae
4	<i>Amaranthus palmeri</i>	Amarantaceae
5	<i>Conyza canadensis</i>	Asteraceae
6	<i>Amaranthus rudis</i>	Amarantaceae
7	<i>Amaranthus retroflexus</i>	Amarantaceae
8	<i>Eleusine indica</i>	Poaceae
9	<i>Chenopodium album</i>	Chenopodiaceae
10	<i>Kochia scoparia</i>	Chenopodiaceae

Fuente: Valverde y Heap, 2009

○ **Problemática de resistencia a nivel nacional**

En México, en los arrozales de los estados de Veracruz y Campeche se ha identificado a *Echinochloa colona* tolerante al herbicida propanil (Bolaños *et al.*, 2001; Esqueda y Tosquy, 2009).

Otros casos importantes en México se reportaron en los estados de Guanajuato y Michoacán donde *Phalaris minor*, *Phalaris paradoxa* y *Avena fatua* desarrollaron resistencia a fenoxaprop-p-etil y a otros herbicidas inhibidores de ACCasa, estos herbicidas pertenecen a la familia de los ariloxifenoxipropionatos, ciclohexanodionas y fenilpirazolinas, fenoxaprop-p-etil pertenece a la primera (Derr, 2002). Además Tamayo y Martínez (2002), informaron de una población de *Phalaris minor* en el Valle del Yaqui, Sonora como resistente a fenoxaprop y con resistencia cruzada a tralcoxidim, pero no a clodinafop y diclofop.

Se cree que *Phalaris minor* puede adquirir múltiples mecanismos de resistencia, porque diferentes países como India, Israel, México, Sudáfrica y Estados Unidos, han mostrado variaciones en el desarrollo de la resistencia a herbicidas con diferentes modos de acción (Singh, 2007).

De 1996 a 2010 en nueve estados de la República Mexicana se han realizado 22 reportes de 6 especies con biotipos resistentes (*Phalaris minor*, *Phalaris paradoxa*, *Avena fatua*, *Echinochloa colona*, *Euphorbia heterophylla* y *Sorghum halepense*), resistentes a herbicidas inhibidores de la ACCasa, Inhibidores del fotosistema II,

Inhibidores de ALS, un caso con resistencia múltiple y tres casos en los que no se determinó a que herbicidas eran resistentes, datos basados en la información del HRAC, (2011) y algunos artículos de las memorias de la ASOMECIMA.

En el reporte de la WSSA, (2011)b , en México, *Phalaris minor* presenta resistencia a los herbicidas clodinafop-propargil, fenoxaprop-p-etil, fluazifop-p-butil, pinoxaden, sethoxidim y tralkoxidim, inhibidores de la síntesis de la ACCasa.

- **Síntesis de lípidos**

Los herbicidas Ariloxifenoxipropionatos (FOP's) y Ciclohexanodionas (DIM's), son fuertes inhibidores de la enzima acetil-CoA carboxilasa (ACCasa), son excelentes gramínicas postemergentes, usados en dicotiledóneas y cereales.

La ACCasa cumple un rol esencial en la síntesis y metabolismo de ácidos grasos y en la síntesis de importantes metabolitos secundarios (WSSA, 2011).

La acetil coenzima carboxilasa cataliza la carboxilación de acetil CoA a malonil CoA las cuales usan la energía del ATP. Esta reacción es el primer paso en la biosíntesis de *novo* ácidos grasos en las plantas (WSSA, 2011).

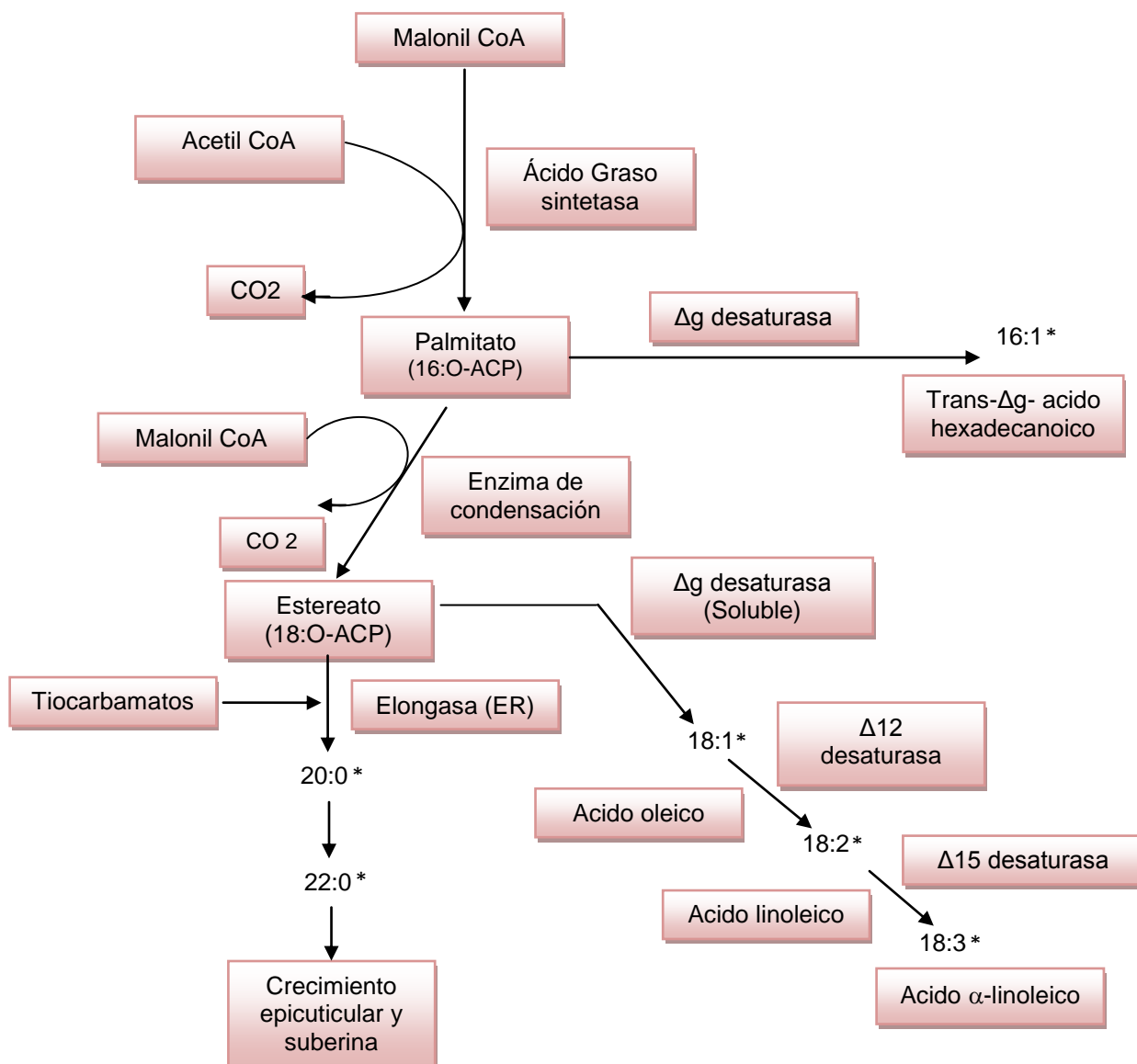
La inhibición de la síntesis de ácidos grasos es bloqueada, por lo tanto no se producen los fosfolípidos usados en la construcción de nuevas membranas requeridas para el crecimiento de la célula. La inhibición de esta actividad conduce eventualmente a la muerte de la planta (WSSA, 2011).

La actividad de la enzima en la planta, ocurre tanto en plástidos donde se realiza la síntesis primaria de ácidos grasos, así como en el citosol, donde se lleva a cabo la síntesis de cadenas largas de ácidos grasos y de flavonoides

La selectividad a estos herbicidas se debe a los diferentes tipos de ACCasa plastídicas. Las del tipo multidominio encontrada en el citosol de todas las plantas, y la del tipo multisubunidad encontrada en plástidos de dicotiledóneas, las cuales son resistentes a los herbicidas FOPs y DIMs (Tal *et al.*, 1996).

Por el contrario, la ACCasa plastídica de los pastos son sensibles a estos herbicidas. Algunas gramíneas como el trigo, son tolerantes a estos herbicidas debido a su capacidad de metabolizar estos herbicidas convirtiéndolos en compuestos inactivos (Figura 1), (Tal *et al.*, 1996).

En muchos casos el desarrollo de la resistencia en pastos a los FOP's y DIM's es debido a una reducción de insensibilidad al producto químico por parte de ACCasa, la cual varía entre los diferentes biotipos resistentes (Tal *et al.*, 1996).



**Figura 1.** Biosíntesis de ácidos grasos en plantas. **Fuente:** Modificado de Carmona, 2009.

\*aa:bb. aa, indica el número de carbonos que contiene la cadena. bb es el número de dobles o triples ligaduras.

- **Pruebas de detección de resistencia**

Para detectar el nivel de resistencia existen diversos métodos como: macollos, bioensayos con semillas, fluorescencia de la clorofila, germinación del polen, liberación de oxígeno por los cloroplastos, bioensayos con plantas enteras, y pruebas moleculares que de manera eficiente pueden diagnosticar si una maleza es resistente, además de facilitar la distribución o abundancia en una zona geográfica (Heap, 1997).

De los métodos anteriormente mencionados los que son principalmente usados para detectar resistencia a herbicidas inhibidores de la ACCasa son tres.

- Bioensayo con semillas. Caracterizados por la rapidez y bajo costo. Las semillas germinan normalmente en papel filtro saturado con agua destilada o agar sobre placas de Petri. Posteriormente se evalúa una amplia gama de concentraciones de herbicidas y se determina midiendo parámetros como longitud de coleoptilo, raíz, primordio foliar o de la hoja (Galdames *et al.*, 2009).
- Bioensayo con plantas enteras. Son los más usados para detectar poblaciones de malezas resistentes. Las mediciones más frecuentes son mortalidad de plantas y peso fresco o seco del follaje. Comprende el cultivo de plantas provenientes de las semillas colectadas en campos donde se sospecha resistencia y que son tratadas con herbicidas en una dosis única o un rango de dosis, se realiza en campo o en invernadero (Espinoza *et al.*, 2009). En el invernadero la densidad de siembra debe de ser de 2 – 10 plantas/dm<sup>2</sup> cuando se aplican herbicidas en posteemergencia, para esta aplicación las plantas deben de tener entre 2 y 3 hojas. Para herbicidas preemergentes se debe de tener una densidad de siembra de 10 – 30 plantas /dm<sup>2</sup> (Heap, 1994).
- Pruebas moleculares. Dado que un número importante de casos de resistencia son debidos a mutaciones o polimorfismos nucleotídicos, el empleo del ADN y la técnica de PCR (Reacción en cadena de la polimerasa) facilitan su detección (Galdames *et al.*, 2009).

- ***Phalaris minor***

La mayoría de las especies del genero *Phalaris* son originarias de Europa y Asia, pero *Ph. caroliniana* y *Ph. californica* pertenecen a Estados Unidos y *Ph. angusta* a América del sur (TROPICOS, 2011; Sing *et al.*, 1999). El alpiste (*Phalaris canariensis*) es una planta nativa de Europa que fue introducida a Estados Unidos en los años cincuenta y posteriormente a Canadá en los setenta del siglo pasado (Villaseñor y Espinosa, 1998).

- **Características de *Phalaris minor***

*Phalaris minor* Retz. (Alpistillo, pasto canario pequeño)

Clase: Liliopsida

Subclase: Comelinidae

Orden: Cyperales

Familia: Poaceae

Género: *Phalaris*

Especie: *Phalaris minor* Retz.

Es una planta anual cespitosa, vive en lugares abiertos, principalmente en zonas templadas, orillas de caminos, en canales de riego y campos barbechados (INIFAP, 2000).

Es una planta bisexual que florece de febrero a mayo y es polinizada por el viento estando la flor abierta, produce hasta 13000 semillas por planta. La germinación se lleva a cabo cuando existen condiciones de humedad favorables, especialmente cuando el suelo cultivado es poco profundo. Las semillas no presentan latencia pero requieren 4-5 meses después de madurar para presentar una germinación óptima. Tienen una viabilidad de entre 5 y 6 años en condiciones controladas de almacenaje (Chhokar, 1998). Esta maleza crece favorablemente en cultivos de invierno.

El tallo es erecto o geniculado de 20 a 100 cm de alto, con 4 a 6 nudos; el nudo es glabro, tiene hojas alternas con el limbo liso de 5 a 10 cm de longitud por 3 a 12 mm de ancho, con márgenes escabrosos y la vaina de la hoja basal pigmentada, rodeando completamente el tallo; la ligula de la hoja es hialina (DGSV, 2003).

La inflorescencia es una panícula compacta, en forma de espiga, oblonga u ovada de color verde pálido, poco ramificada de 1 a 6 cm de largo por 1 a 2 cm de ancho; espiguillas solitarias de color verde, dispuestas en espiral ligeramente pediceladas, ramificadas en la base. Cada espiguilla con dos glumas, gluma inferior elíptica de 4 a 6.5 mm de longitud, papirácea, quillada. Tres venas, y la gluma superior elíptica de 4 a 6.5 mm de longitud de 1.5 a 1.6 veces más larga que la lemma fértil adyacente, papirácea, quillada, con tres venas. Además posee dos flósculos basales estériles y un flósculo hermafrodita de color café cuando madura. Lemma del flósculo superior estéril tubulada; de 1 a 1.8 mm de largo. Lemma fértil elíptica; lateralmente comprimida; de 2.7 a 4 mm de largo; papirácea; brillante; quillada; con cinco venas. Superficie de la lemma pubescente. Ápice de la lemma agudo. Palea papirácea, con dos venas, sin quilla. Superficie de la palea pubescente. La flor tiene tres estambres, tres anteras de 1 a 1.5 mm de longitud ovarios glabros. El fruto es una cariósida de 2 a 3 mm de longitud de 1.2 a 1.4 mm de ancho. Con un hilum linear de 1 a 1.2 mm de largo.

Crece en un rango de temperaturas de 5 – 20 °C. Predominante en condiciones de riego. Se propaga por semilla (DGSV, 2003).

*Phalaris minor* se encuentra en India en el sistema trigo de riego, arroz-trigo y algodón; en EE.UU., Canadá, África, Australia, Francia, Pakistán, Irán, Irak es una maleza muy importante para el cultivo de cebada (Chhokar y Sharma, 2008).

De acuerdo a su distribución en el mundo se encuentra en: Europa: suroeste, sureste y este. África: norte, Macronesia, noreste y sur tropical, sur. Asia templada: lejano oriente y centro de Rusia, Cáucaso, Asia occidental, Arabia, China y este de Asia. Asia tropical: India y Malasia. Australia y Nueva Zelanda. Pacífico: suroeste y norte central. Norteamérica: zona subártica, Canadá, casi todo el territorio de Estados Unidos de América, México. Sudamérica: zona mesoamericana, oeste y sur de Sudamérica, Brasil. Antártico: islas subantárticas.

Dávila *et al.*, (2006), nos dice que *Phalaris minor* se encuentra en México en los estados de Baja California, Chiapas, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán Puebla y Sonora.

En herbarios del estado de Sinaloa se han encontrado ejemplares de esta maleza. (Vega, *et al.* 2007). En el bajío Guanajuatense se encuentra en los cultivos de trigo y cebada (Delgado *et al.*, 2007; Medina, 2007; Chhokar y Sharma 2008).

- **Métodos de control de *Phalaris minor***

*Phalaris minor* puede reducir el rendimiento de la producción hasta en un 95% (Chhokar y Malik 2002; Chhokar *et al.*, 2006; Chhokar y Sharma, 2008). En países como India la reducción del rendimiento es de entre un 15 y 50% (Bellinder *et al.*, 2002; Chhokar y Sharma, 2008). Si se tiene una densidad de 108-915 plantas de *Phalaris minor* por metro cuadrado se presenta una reducción en trigo de un 40-60%.

En México, además de reducir la producción, también es hospedera algunos hongos: Tizón de la hoja (*Helminthosporium*), Cenicilla vellosa (*Sclerophthora*), Carbones (*Tilletia*) y Roya (*Puccinia*), los cuales causan diversas enfermedades al cultivo de trigo (DGSV, 2003).

Actualmente en la región del bajío Guanajuatense para controlar a *Phalaris minor*, se está llevando a cabo un Manejo integrado de malezas (MIM), el cual consiste en la realización de prácticas culturales, uso de semilla certificada y control químico, con la finalidad de disminuir la densidad tan alta del banco de semillas de poblaciones tolerantes a herbicidas, que hace incosteable la producción del cultivo de trigo. (Delgado *et al.*, 2007; Delgado *et al.*, 2007b).

El control cultural, consiste en la eliminación mecánica en las primeras etapas de crecimiento del cultivo. El problema que se presenta con esto es la dificultad de distinguir la planta de *Phalaris minor* y el trigo. Además del elevado costo que se presenta en esta práctica por la maquinaria y el pago de mano de obra que se necesita.



Para controlar a *Phalaris minor* se han usado diversos herbicidas como, propanil, terbutrine, metazaclor, propaclor, trifluralin, clorotoluron, methabenzthiazuron, metoxuron, nitrofen, terbutrin, atrazina y pendimentalin, (Singh, *et al.* 1999) debido a la resistencia causada por herbicidas como diclofop-metil, clodinafop-propargil, fenoxaprop-etil, y tralkoxidim (Singh *et al.*, 1999; Heap, 2011), además de isoproturón, el cual era usado ampliamente en India, Pakistán y países mediterráneos (Bellinder *et al.*, 2002; Chhokar y Sharma, 2008).

En México se encontraban autorizados por la CICOPLAFEST para el control de *Phalaris minor*, los herbicidas diclofop-metil, fenoxaprop-etil, isoproturon y tralkoxidim (DGSV, 2003).

- **Resistencia de *Phalaris minor***

*Phalaris minor* esta reportada en más de 60 países (Singh *et al.*, 1999; Skumar y Dhiman, 2005). El uso de herbicidas para controlarla ha dado como resultado el desarrollo de poblaciones resistentes en diversas partes del mundo. *Phalaris minor* es la principal maleza en trigo en India donde se ha controlado con isoproturon, metoxuron y methibenzuron desde 1977. (Bellinder *et al.*, 2002; Chhokar y Sharma, 2008). En 1990 se detectó la resistencia a isoproturon, causado por la aplicación de este herbicida durante 10 – 15 años (Hari *et al.*, 2003). En los estados de Haryana, Punjab y Uttar Pradesh se han infestado aproximadamente un millón de hectáreas (Bellinder *et al.*, 2002; Franke *et al.*, 2007).

Por tal motivo en India, en los 90s se usaron herbicidas alternativos como clodinafop, fenoxaprop, tralkoxidim y sulfosulfuron, (Derr, 2002; Chhokar *et al.*, 2006; Chhokar y Sharma, 2008), para tratar de controlar la resistencia que se presentaba con el herbicida Isoproturon (Chhokar *et al.*, 2006). Lamentablemente la selección ejercida por estos herbicidas principalmente clodinafop, fenoxaprop y sulfosulfuron, trajeron consigo la resistencia múltiple de *Phalaris minor* en cultivos de trigo, a través de tres modos de acción: inhibición de la fotosíntesis en el fotosistema II, Inhibición de ACCasa y ALS, mediante cuatro grupos de herbicidas: fenilureas (isoproturón), sulfonilureas (sulfosulfurón), ariloxifenoxipropionatos (clodinafop, fenoxaprop), y fenilpirazolinás (pinoxaden), (Chhokar y Sharma, 2008).

En Israel además de la resistencia a Isoproturon, *Phalaris minor* también es resistente a algunos herbicidas ariloxifenoxipropionatos (Tal *et al.*, 1996), como fenoxaprop-p-etil (DGSV, 2003). En ese país para poder controlar a *Phalaris minor* es necesario usar 20 veces más la dosis que se usaría para una especie susceptible (Singh, 2007).

*Phalaris minor* fue reportada como resistente a herbicidas en 1991, en la India, en México se reportó 5 años después, al herbicida fenoxaprop-p-etil (Inhibidor de ACCasa) (Tabla 10).

**Tabla 10.** Resistencia mundial de *Phalaris minor* a herbicidas.

No.	País	Año	Sitio de acción	Herbicidas
1	India	1991	Ureas y amidas	Isoproturon
2	India. Resistencia múltiple	2006	Inhibidor de ACCasas , Inhibidor de ALS, Ureas y amidas	Clodinafop-propargil, fenoxaprop-P-etil, isoproturon y sulfosulfuron.
3	Irán	2004	Inhibidor de ACCasas	Diclofop-metil y fenoxaprop – p-etil.
4	Irán	2006	Inhibidor de ACCasas	Clodinafop-propargil, diclofop-metil, fenoxaprop-P-etil, pinoxaden y tralkoxidim
5	Israel	1993	Inhibidor de ACCasas	Fenoxaprop-P-etil
6	México	1996	Inhibidor de ACCasas	Fenoxaprop-P-etil
7	México	1996	Inhibidor de ACCasas	Clodinafop-propargil, fenoxaprop-P-etil, and tralkoxidim
8	México	2006	Inhibidor de ACCasas	Clodinafop-propargil, fenoxaprop-P-etil, fluazifop-P-butil, pinoxaden, sethoxidim y tralkoxidim
9	Sudáfrica. Resistencia múltiple	1999	Inhibidor de ACCasas , Inhibidor de ALS	Clodinafop-propargil, diclofop-metil, fenoxaprop-P-etil, haloxifop-P-metil, iodosulfuron-metil-sodium, mesosulfuron-metil, propaquizafop, quizalofop-P-tefuril, y sulfosulfuron
10	Estados Unidos (California)	2001	Inhibidor de ACCasas	Clethodim, fenoxaprop-P-etil, fluazifop-P-butil, y sethoxidim

**Fuente:** WSSA, 2011b

○ **Herbicidas inhibidores de ACCasa**

Estos herbicidas son graminicidas selectivos aplicados en postemergencia. De acuerdo al HRAC se clasifica dentro del grupo A o grupo 1 según la WSSA. Desde la introducción de los arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas en los 70s, los herbicidas inhibidores de ACCasa han sido ampliamente usados en todo el mundo para controlar malezas de hoja angosta en cultivos de hoja angosta (Delye, 2005).

Los graminicidas se dividen en 6 familias químicas:

- Tiocarbamatos
- Cloroacetamidas
- Alaninopropionatos
- Arilfenoxipropionatos
- Ciclohexanedionas
- Fenilpirazolinás

La Tabla 11 muestra los herbicidas que inhiben la síntesis de ACCasa.

**Tabla 11.** Herbicidas inhibidores de Acetil Coenzima A carboxilasa (ACCasa) – HRAC GRUPO A.

Ariloxifenoxipropionatos (FOPs)			
Nombre	Compañía	Ejemplo	Cultivos
Clodinafop-propargil	Syngenta (ex Nov.)	Topik	Trigo, arroz
Cihalofop-butil	Dow AgroSciences		Arroz
Diclofop-methil	BayerCropscience (ex Aventis)	Iloxan	Maleza de hoja angosta en pastos de golf y jardinería y profesional
Fenoxaprop-P-etil	BayerCropscience (ex Aventis)	Puma Super, Isomero, Starice, Cat, Puma Extra, Dopler, Gamo, Furore	Trigo, arroz, soya, girasol, cacahuete, algodón, papa, ajo
Fluazifop-P-butil	Syngenta (ex Zen.)	Fusilade Biw, Hache, Onecide	Soya, algodón, caña de azúcar
Propaquizafop	Syngenta (ex Nov.)	Prilan, Agil	Sorgo, remolacha azucarera, ajo, cebolla, cacahuete
Quizalofop-P-etil	DuPont	Sherif, Mostar, Herban LPU	Papa, lino, chícharo, remolacha azucarera, algodón y soya.
Quizalofop-P-tefuril	Uniroyal Chemical		Soya y Algodon

Ciclohexanodionas (DIMs)			
Nombre	Compañía	Ejemplo	Cultivos
Aloxidim	BASF	Fervin	Papa, remolacha y cereales
Clethodim	Valent	Select, Centurion, Arrow	Sorgo, algodón, papa, café, cebolla, tomate, alfalfa
Cicloxidim	BASF	Focus Ultra	Remolacha, lentejas, chícharo, coliflor, lechuga, haba, ejotes, zanahoria
Setoxidim	BASF	Poast, Splendor	Remolacha, lechuga, tomate, pimiento, zanahoria
Tralkoxidim	Syngenta (ex Zen.)	Grasp, Splendor	Remolacha, trigo y cebada
Fenilpirazolinás			
Nombre	Compañía	Ejemplo	Cultivos
Pinoxaden			Trigo, Cebada

Fuente: WSSA, 2011

#### ○ **Especies con resistencia a ACCasa**

En lo que respecta a los inhibidores de la ACCasa existen 40 gramíneas resistentes a estos herbicidas principalmente son malezas que se encuentran en cultivos de trigo y donde se usa el herbicida diclofop-metilo (Tabla 12).

Algunas especies resistentes son:

*Lolium* spp. la cual no solo presenta resistencia a diclofop-metilo sino a otros herbicidas inhibidores de la ACCasa, está reportada en 15 países: Alemania, Arabia Saudita, Australia, Canadá, Chile, EE.UU., España, Francia, Grecia, Irán, Israel, Italia, Reino Unido, Sudáfrica, y Túnez.

En países como Australia *Lolium* spp. presenta resistencia múltiple.

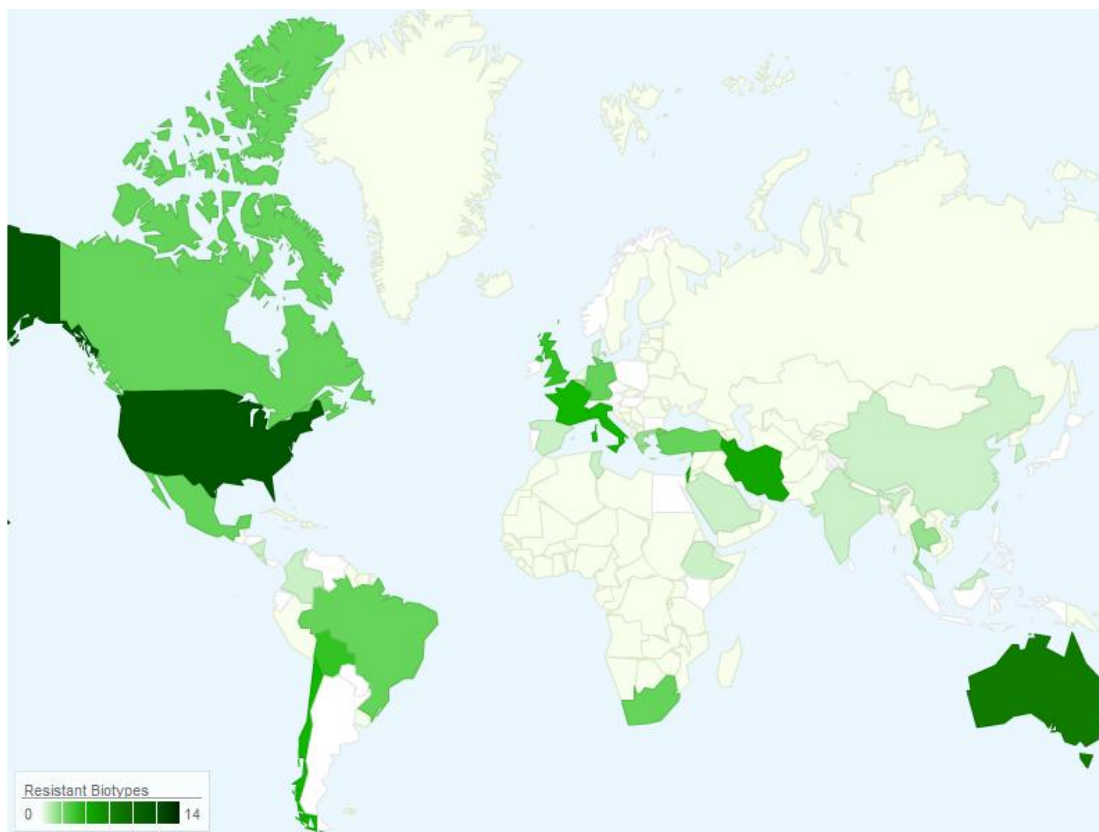
*Avena* spp. se ha reportado como resistente en trece países: Australia, Bélgica, Canadá, Chile, EE.UU., Francia, Irán, Israel, Italia, México, Reino Unido, Sudáfrica y Turquía. En Canadá esta maleza presenta resistencia múltiple (Figura 2).

**Tabla 12.** Malezas que han desarrollado resistencia a herbicidas inhibidores de ACCasa en el mundo.

No.	Especie	País
1	<i>Alopecurus aequalis</i>	China
2	<i>Alopecurus japonicus</i>	China
3	<i>Alopecurus myosuroides</i>	Reino Unido, Francia, Bélgica, Países bajos, Dinamarca, Turquía, Alemania
4	<i>Apera spica-venti</i>	Alemania
5	<i>Avena fatua</i>	Australia, Sudáfrica, Canadá, Estados Unidos, Reino unido, Bélgica, Francia, Chile, México, Irán.
6	<i>Avena sterilis</i>	Australia, Reino unido, Turquía, Israel, Irán.
7	<i>Avena sterilis ludoviciana</i>	Italia, Francia, Irán
8	<i>Brachiaria plantaginea</i>	Brasil
9	<i>Bromus diandrus</i>	Australia
10	<i>Bromus rigidus</i>	Australia
11	<i>Bromus tectorum</i>	Estados Unidos
12	<i>Cynosurus echinatus</i>	Chile
13	<i>Digitaria ciliaris</i>	Brasil
14	<i>Digitaria ischaemum</i>	Estados Unidos
15	<i>Digitaria sanguinalis</i>	Estados Unidos, Australia, Italia.
16	<i>Echinochloa colona</i>	Costa rica, Nicaragua, Bolivia, Venezuela
17	<i>Echinochloa crus-galli</i>	Estados Unidos, Tailandia, Corea del Sur, Turquía, China
18	<i>Echinochloa oryzoides</i>	Turquía
19	<i>Echinochloa phyllopogon</i>	Estados Unidos, Corea del Sur
20	<i>Eleusine indica</i>	Malasia, Brasil, Bolivia
21	<i>Eriochloa punctata</i>	Bolivia
22	<i>Hordeum glaucum</i>	Australia
23	<i>Hordeum leporinum</i>	Australia
24	<i>Ischaemum rugosum</i>	Colombia, Venezuela
25	<i>Leptochloa chinensis</i>	Tailandia
26	<i>Lolium multiflorum</i>	Estados Unidos, Chile, Reino Unido, Francia, Italia, Brasil
27	<i>Lolium perenne</i>	Chile, Alemania
28	<i>Lolium persicum</i>	Estados Unidos, Canadá
29	<i>Lolium rigidum</i>	Australia, Arabia Saudita, España, Francia, Sudáfrica, Túnez, Chile, Grecia, Israel, Irán.
30	<i>Phalaris brachystachys</i>	Turquía
31	<i>Phalaris minor</i>	Israel, México, Sudáfrica, Estados Unidos, Irán, India
32	<i>Phalaris paradoxa</i>	México, Australia, Italia, Israel, Irán.
33	<i>Rottboellia exalta</i>	Estados Unidos
34	<i>Setaria faberi</i>	Estados Unidos
35	<i>Setaria viridis</i>	Canadá
36	<i>Setaria viridis var. robusta-alba Schreiber</i>	Estados Unidos
37	<i>Setaria viridis var. robusta-purpurea</i>	Estados Unidos

No.	Especie	País
38	<i>Snowdenia polystachea</i>	Etiopia
39	<i>Sorghum halepense</i>	Estados Unidos, Grecia, Israel, Italia
40	<i>Sorghum sudanese</i>	Bolivia

Fuente: WSSA, 2011b



**Figura 2.** Número de biotipos resistentes a herbicidas inhibidores de ACCasa. **Fuente:** WSSA, 2011

En Latinoamérica 21 malezas han desarrollado resistencia a los herbicidas, de las cuales de acuerdo a la WSSA, (2011b) existen 14 malezas confirmadas como resistentes a los inhibidores de ACCasa, las cuales se enumeran a continuación.

1. *Avena fatua*. Chile y México
2. *Brachiaria plantaginea*. Brasil
3. *Cynosurus echinatus*. Chile
4. *Digitaria ciliaris*. Brasil
5. *Echinochloa colona*. Costa Rica, Nicaragua y Bolivia.

6. *Eleusine indica*. Brasil y Bolivia.
7. *Eriochloa punctata*. Bolivia.
8. *Ischaemum rugosum*. Colombia
9. *Lolium multiflorum*. Chile
10. *Lolium perenne*. Chile
11. *Lolium rigidum*. Chile
12. *Phalaris minor*. México.
13. *Phalaris paradoxa*. México.
14. *Sorghum sudanese*. Bolivia.

De acuerdo a Valverde, (2007) y Valverde y Heap, (2009) también se ha reportado resistencia a herbicidas en Bolivia a *Sorghum arundinaceum*, *S. bicolor*, *S. X drummondii* y *Rottboellia cochinchinensis*, pero no a *Lolium perenne* en Chile.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### a) Diagnóstico de la calidad de la semilla.

En el ciclo O-I 2007 - 2008 se realizaron 50 colectas en 9 municipios del estado de Guanajuato, colectando a *Phalaris minor* y *Phalaris paradoxa* en los cultivos de maíz, cebada, tomate de cáscara y trigo (Anexo1).

De estas 50 colectas se escogieron a las dos que tuvieron los mejores índices de germinación y mejor calidad fitosanitaria, correspondiendo a la colecta número 9 de *Phalaris minor* de “Purísima de Covarrubias”, del municipio de Irapuato, encontrándose en franjas dentro de la parcela de trigo y de tomate de cáscara y la colecta número 16 de *Phalaris minor* de “El Diezmo”, municipio de Cortázar, distribuida en todo el predio de trigo (Imagen 1 y 2)



**Imagen 1.** Inflorescencia de *Phalaris minor*  
(Purísima de Covarrubias)



**Imagen 2.** Inflorescencia de *Phalaris minor*  
(El Diezmo)

- Número de semillas por gramo. Con ayuda de una balanza analítica se tuvieron 5 repeticiones, para pesar un gramo de semillas de *Phalaris minor*, las semillas se contaron y se obtuvo el promedio. Este resultado se multiplicó por el total de gramos que se tenían de la colecta. Además de realizar los cálculos para conocer el peso promedio una semilla de *Phalaris*



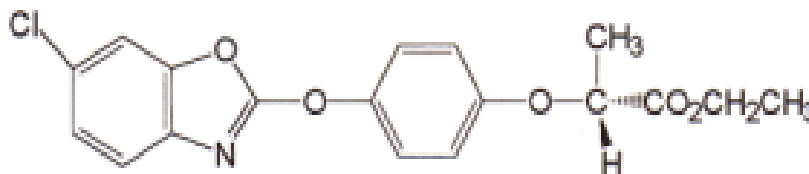
*minor*. El procedimiento se realizó en ambas colectas (*Phalaris minor* colecta 9 Irapuato, Guanajuato y *Phalaris minor* colecta 16 Cortázar, Guanajuato).

- Germinación. Se usaron 100 semillas de *Phalaris minor* de cada colecta, las semillas se imbibieron en agua destilada estéril durante 27 horas. Posteriormente se utilizaron 10 cajas de Petrí con papel filtro, 5 cajas para cada colecta, en cada caja se colocaron 20 semillas de *Phalaris minor*. Se agregaron 4 ml de agua destilada estéril y se sellaron con papel parafil. Las semillas se dejaron en las cajas durante 10 días. Se observaron todos los días, y se agregaba de 1 – 2 ml de agua destilada estéril a las cajas que les hiciera falta.

#### b) Bioensayos de fitotoxicidad.

Se utilizó semilla de *Phalaris minor* de la colecta 9 de Purísima de Covarrubias, del municipio de Irapuato y de la colecta 16 de El Diezmo, del municipio de Cortázar y el herbicida Fenoxaprop-p-etil (Figura 3), cuyas características son:

Nombre técnico	Fenoxaprop – p – etil
Nombre químico	®-2-[4-(6-cloro.1,3-benzoxazol-iloxi)fenoxi] ácido propionico
Formula	C <sub>18</sub> H <sub>16</sub> ClNO <sub>5</sub>
Familia	Ariloxifenoxipropionatos
Nombre comercial	Puma Super
Aspecto	Líquido de blanco a beige.
Concentración	69 g de fenoxaprop – p- etil/L
pH	6.3 – 8.3



**Figura 3.** Estructura química de Fenoxaprop- p- etil.

En plantas enteras para evaluación del efecto de la concentración de herbicida en el desarrollo y crecimiento de *Ph. minor*. Se imbibieron las semillas de las 2

colectas en 10 ml de agua destilada estéril durante 26 hrs. Posteriormente, se mezcló peat moss y agrolita en relación 2:1 debido a que en experimentos realizados con anterioridad, ha resultado ser esta relación la mejor para mantener humedad y soporte a la planta. Se necesitaron de 120 cartuchos, 60 cartuchos para cada colecta. En cada cartucho se sembraron 10 semillas de *Phalaris minor* con el sustrato previamente humedecido. De esta manera se tendría un experimento de 10 tratamientos con 6 repeticiones cada uno. La siembra de las semillas se realizó el 1 de diciembre de 2010, comenzando a emerger éstas al quinto día después de que se sembraron. Se regaba de lunes a viernes con 4-5 ml de agua destilada estéril, y los sábados con 10 ml de agua destilada estéril. Las plántulas a los 13 días comenzaban a tener su segunda hoja y a los 34 días su tercer hoja.

De las 600 semillas que se sembraron en la colecta 16, germinaron 561 semillas, se aclarearon a 400 semillas, para tener en cada cartucho 8 plantas en cada uno. Quedando el experimento de 10 tratamientos con 5 repeticiones cada una.

De las 600 semillas que se sembraron en la colecta 9 germinaron 528 semillas, se aclarearon a 400 semillas, para tener 8 plantas en cada cartucho. Quedando el experimento de 10 tratamientos con 5 repeticiones cada una.

Se midió la altura de las plantas de *Phalaris minor* antes de aplicar el herbicida.

En la Tabla 13 se muestran las dosis del herbicida que se utilizaron en el experimento.

**Tabla 13.** Dosis de herbicidas

Tratamientos	Dosis de herbicida en 5 litros de agua.
0 X	0
1/8 X	3.125 ml
1/4 X	6.25 ml
1/2 X	12.5 ml
1 X	25 ml
2 X	50 ml
4 X	100 ml
8 X	200 ml
16 X	400 ml
32 X	800 ml

Donde 1X = 1 litro de herbicida Fenoxaprop-p-etil en 200 litros de agua, en una hectárea.

A los 48 días después de la emergencia de las plántulas se aplicó el herbicida Fenoxaprop-p-etil. Con ayuda de una mochila Super agro 16L Matabi. Pulverizador de espalda, al momento de la aplicación las plantas presentaban entre 3-4 hojas.

A los 15 días después de la aplicación (DDA), se tomó la altura final de las plantas. Además, las plantas se cortaron desde la base y se procedió a tomar peso fresco con ayuda de una balanza granataria. Se guardaron en bolsas de papel y se metieron a una estufa durante 2 horas a una temperatura de 50 °C. Posteriormente se procedió a tomar el peso seco de las plantas, con ayuda de una balanza granataria.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### a) Diagnóstico de la calidad de la semilla de *Phalaris minor* colecta 9 de Purísima de Covarrubias.

- Numero de semillas por gramo. La colecta número 9 de Purísima de Covarrubias, municipio de Irapuato, Guanajuato tuvo un promedio de 501.8 semillas por gramo, en 13.286 gramos que se tenían de esta colecta se tiene un promedio de 6667.26 semillas. Una semilla pesa aproximadamente 1.99 mg. (Imagen 3).



**Imagen 3.** Pesado de semillas de *Phalaris minor* colecta 9 de Purísima de Covarrubias.

- Porcentaje de germinación. De las 100 semillas que se pusieron a germinar en 5 cajas de petri, las primeras semillas de *Phalaris minor* comenzaron a germinar al cuarto día. (Imagen 4 – 8) A los 12 días germinaron 93 semillas, dando un 93% de germinación (Figura 4).



**Imagen 4.** *Phalaris minor* colecta 9.

Repetición 1



**Imagen 5.** *Phalaris minor* colecta 9.

Repetición 2



Imagen 6. *Phalaris minor* colecta 9.  
Repetición 3



Imagen 7. *Phalaris minor* colecta 9.  
Repetición 4



Imagen 8. *Phalaris minor* colecta 9. Repetición 5

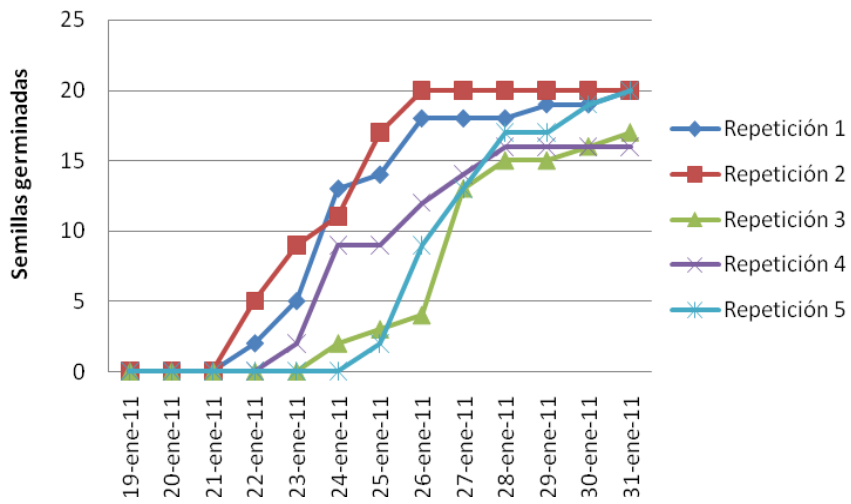
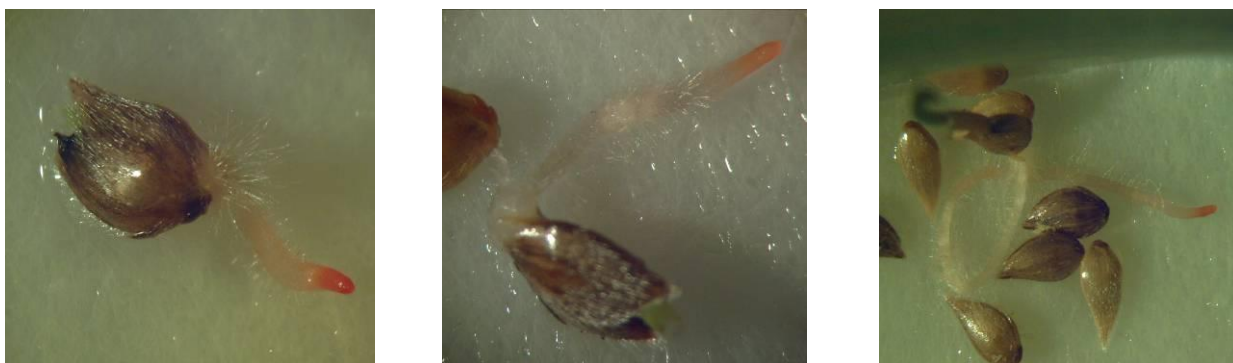


Figura 4. Velocidad de germinación de *Phalaris minor*, colecta 9.

La diferencia de las semillas de *Phalaris minor* de ambas colectas fue el color de la raíz, la semilla de Purisima de Covarrubias presenta una coloración rojiza (Imagen 9).



**Imagen 9.** Color de raíz de *Phalaris minor*, colecta 9.

#### **b) Bioensayo de plantas enteras**

Se realizó una de las pruebas de detección de resistencia (Heap, 1997), para evaluar el efecto de la concentración del herbicida fenoxaprop-p-etil en el desarrollo de *Phalaris minor*, el método usado fue bioensayo de plantas enteras propuesto por Kim *et al*, (2000), donde se obtuvieron los siguientes resultados:

Los daños causados por el herbicida no fueron muy notables, las plantas siguieron creciendo después de la aplicación del herbicida, aunque se podía observar clorosis y necrosis en las hojas. Desde el segundo día se observó que las plantas de los tratamientos 9 y 10 presentaban estrés. Además de que al tercer día después de la aplicación (DDA), las hojas presentaban una coloración más pálida, en estos mismos tratamientos. El cuarto DDA del herbicida en los tratamientos 8, 9 y 10 las hojas mostraban puntas necróticas y cloróticas, además de un mayor estrés y coloración pálida. A partir del sexto DDA se observaba claramente que los tratamientos más afectados eran el 9 y el 10, aunque sin ninguna muerte de las plantas. En ninguno de los tratamientos las plantas murieron por completo, pero sí aumentó notablemente la necrosis desde que se aplicó el herbicida hasta que se tomó la altura final, en el caso del tratamiento 10, donde la mayoría de las hojas estaban necróticas. Sin embargo la parte basal seguía verde (Imagen 10 - 19).



**Imagen 10.** *Phalaris minor*,  
colecta 9, T1 (0X)



**Imagen 11.** *Phalaris minor*,  
colecta 9, T2 (1/8X)



**Imagen 12.** *Phalaris minor*,  
colecta 9, T3 (1/4X)



**Imagen 13.** *Phalaris minor*,  
colecta 9, T4 (1/2X)



**Imagen 14.** *Phalaris minor*,  
colecta 9, T5 (1X)



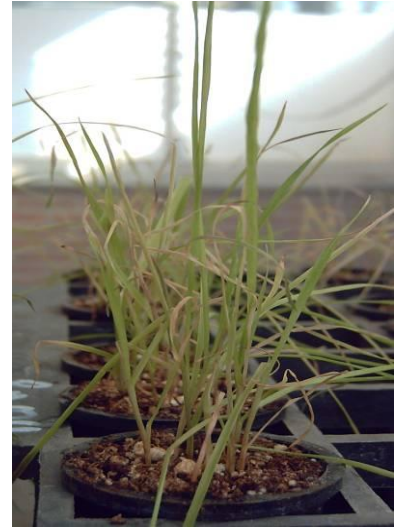
**Imagen 15.** *Phalaris minor*,  
colecta 9, T6 (2X)



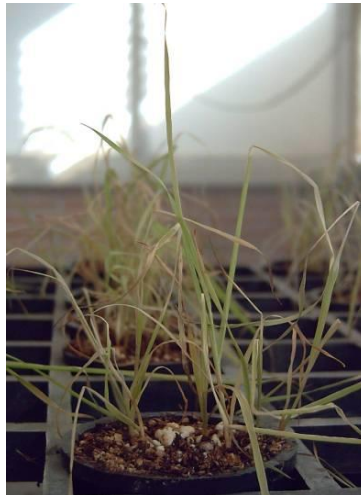
**Imagen 16.** *Phalaris minor*, colecta 9, T7 (4X)



**Imagen 17.** *Phalaris minor*, colecta 9, T8 (8X)



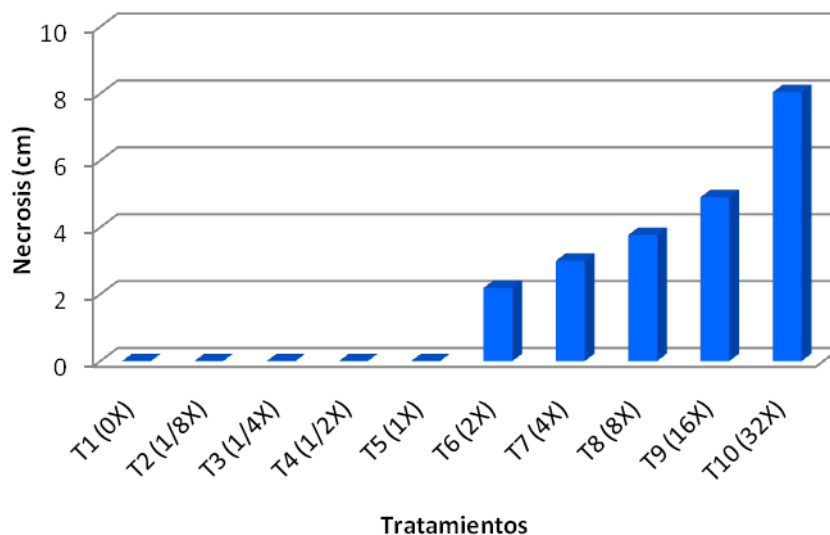
**Imagen 18.** *Phalaris minor*, colecta 9, T9 (16X)



**Imagen 19.** *Phalaris minor*, colecta 9, T10 (32X)

En la Figura 5 se puede observar el área de la necrosis que presentaron las plantas de *Phalaris minor*, a dosis bajas (1/8x, 1/4X, 1/2X, 1X y 2X), no presentaron daños por el herbicida, a comparación de las dosis (4X, 8X, 16X y 32X), donde se nota el incremento necrótico gradual causado por las dosis crecientes que se usaron.





**Figura 5.** Necrosis de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

**Tabla 14.** Comparación de altura inicial y altura final de *Phalaris minor* colecta 9.

	Altura inicial (cm)	Altura final (cm)
T1 (0X)	11.31	13.85
T2 (1/8X)	11.77	15.05
T3 (1/4X)	12.82	15.94
T4 (1/2X)	11.13	14.56
T5 (1X)	12.4	14.98
T6 (2X)	11.54	14.21
T7 (4X)	11.81	14.57
T8 (8X)	12.33	14.51
T9 (16X)	11.51	13.74
T10 (32X)	13.02	13.71

El tratamiento que fue el testigo al no tener aplicación de herbicida tuvo un crecimiento normal, del tratamiento 2 al tratamiento 8 (1/8X, 1/4X, 1/2X, 1X, 2X, 4X, 8X) a pesar de haber sufrido daños fitotóxicos por el herbicida, las se desarrollaron más que el Tratamiento 1 (Tabla 14), (Imagen 20 – 28) ocasionado por la aplicación de dosis subletales, a esto se le conoce como hormesis (Seefeldt *et al.*, 1995). El tratamiento 9 y tratamiento 10 (16X y 32X), fueron afectados con la concentración del herbicida, manifestandose en una reducción de crecimiento.

Imágenes de altura de *Phalaris minor*. El testigo (T1) en relación con todos los tratamientos.



**Imagen 20.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T2



**Imagen 21.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T3



**Imagen 22.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T4



**Imagen 23.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T5



**Imagen 24.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T6



**Imagen 25.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T7



**Imagen 26.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T8

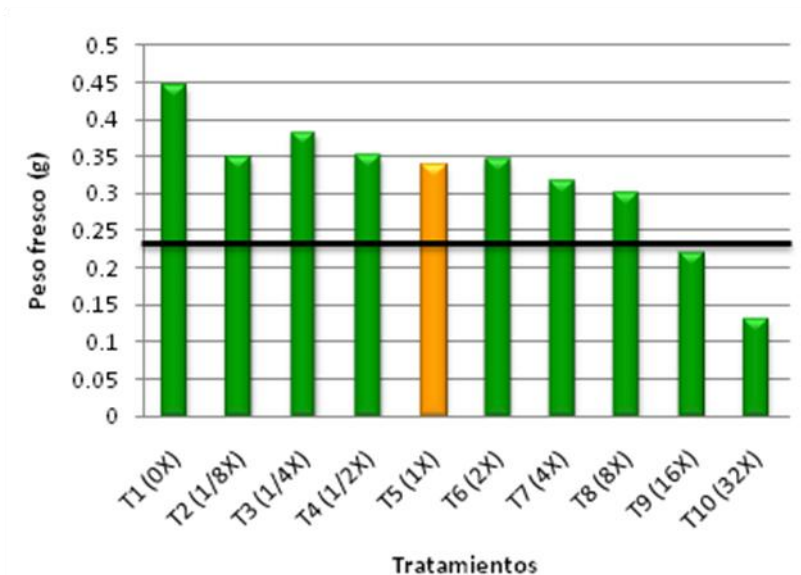


**Imagen 27.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T9

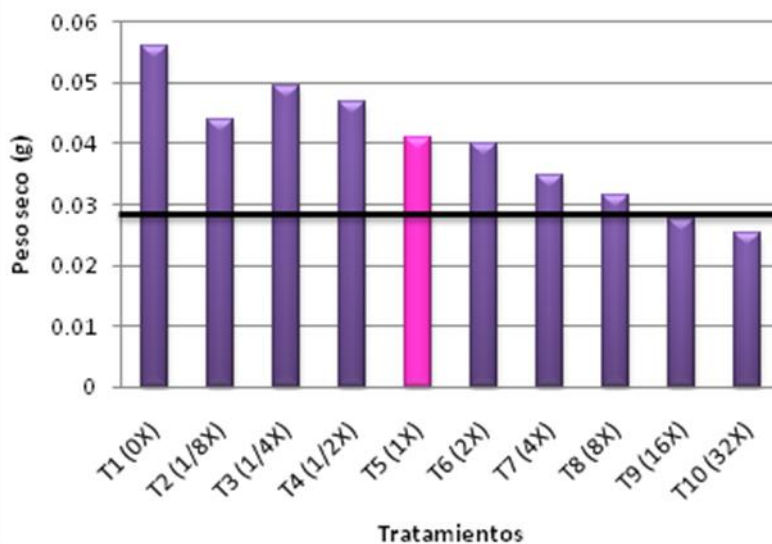


**Imagen 28.** *Phalaris minor*, colecta 9. Altura del T1 y T10

En cuanto al peso fresco y peso seco de las plantas de *Phalaris minor* y de acuerdo al análisis de varianza (Anexo 2) se encontró diferencia significativa entre los tratamientos. Esto indica que existen diversos grados de fitotoxicidad (Figura 6 y 7); los tratamiento 9 y 10 son los únicos que se encuentran por debajo del 50 % con respecto al testigo y la dosis comercial. Esto confirma que para reducir el peso fresco es necesario utilizar dosis mayores de 8X, para tener un 50% de control lo cual es inaceptable desde el punto de vista comercial y ambiental.



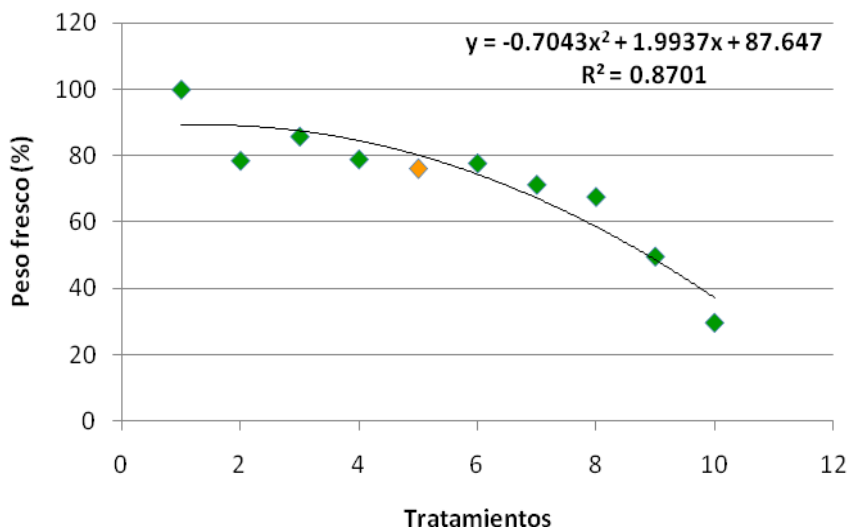
**Figura 6.** Peso fresco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil



**Figura 7.** Peso seco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

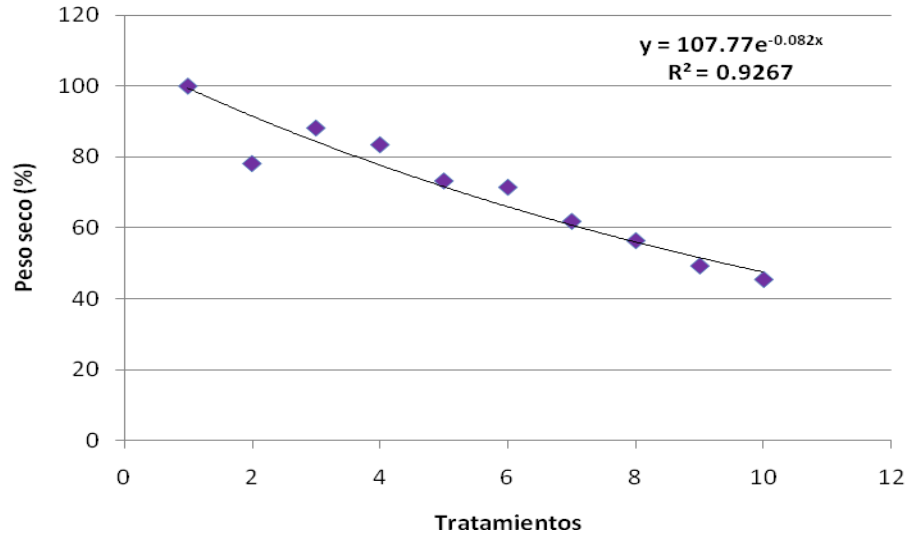
En la Figura 6 y 7, el peso del tratamiento 5 donde se usó la dosis comercial con respecto al testigo muestra que las plantas fueron afectadas por el herbicida Sin embargo el peso se encuentra por encima del 50%, lo que indica que aún existe resistencia al usar estas dosis.

En la Figura 8, la línea de tendencia del peso fresco de *Phalaris minor*, se observa la ecuación que define la disminución del peso fresco conforme aumenta la dosis del herbicida con una  $R^2$  de 0.8701. Si bien las variables exhiben una relación inversamente proporcional, la pendiente no es tan acusada como se podría esperar en una población susceptible. Es decir, si la población fuera susceptible esperaríamos un 90% o más de la reducción del peso fresco a la dosis comercial. Por el contrario, a una dosis de 32 veces la dosis comercial tenemos menos del 80% de daño.



**Figura 8.**  $R^2$  del peso fresco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

En la Figura 9, la línea de tendencia nos muestra una  $R^2$  de 0.9267, donde los puntos se observan de forma homogénea alrededor de la ecuación. Esto indica que el modelo que se utilizó es adecuado para describir la relación entre las variables de peso seco, observando una disminución del peso seco conforme aumentan las dosis del herbicida. Como en el caso anterior, aún a las dosis más elevadas se tiene un control de un 54%.



**Figura 9.** Peso seco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

**a) Diagnóstico de la calidad de la semilla de *Phalaris minor* colecta 16 de El Diezmo.**

La colecta número 16 de El Diezmo, municipio de Cortázar, Guanajuato.

- Número de semillas por gramo. El número promedio de semillas por gramo fue de 419.2. En 18.3038 gramos que se tenían de esta colecta se tiene un promedio de 7672.95 semillas. Una semilla pesa aproximadamente 2.38 mg (Imagen 29).



**Imagen 29.** Pesado de semillas de *Phalaris minor* colecta 9 de Purisima de Covarrubias.

- Porcentaje de germinación. De las 100 semillas puestas a germinar en cajas de petri, germinaron 89 a los 12 días (Figura 10), esto nos da un 89 % de germinación. Cabe destacar que al cuarto día se podía observar la germinación de algunas semillas (Imagen 30 – 34).



**Imagen 30.** *Phalaris minor* colecta 16  
Repetición 1



**Imagen 31.** *Phalaris minor* colecta 16  
Repetición 2



Imagen 32. *Phalaris minor* colecta 16  
Repetición 3



Imagen 33. *Phalaris minor* colecta 16  
Repetición 4



Imagen 34. *Phalaris minor* colecta 16 Repetición 5

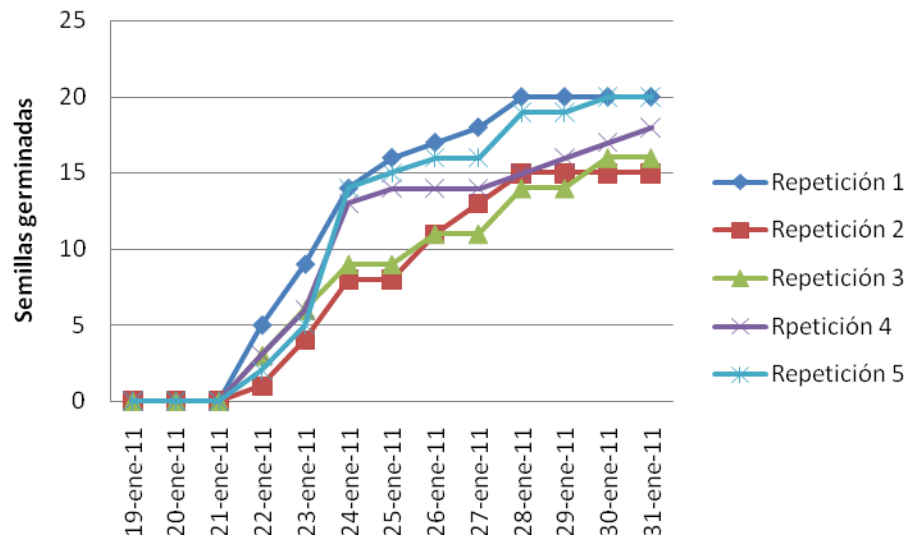


Figura 10. Velocidad de germinación de *Phalaris minor*, colecta 16.

Las semillas de *Phalaris minor* de la colecta 16 de “El Diezmo”, presentan una raíz con coloración blanco – crema (Imagen 35).



**Imagen 35.** Color de la raíz de *Phalaris minor*, colecta 16.

#### **b) Bioensayos de plantas enteras**

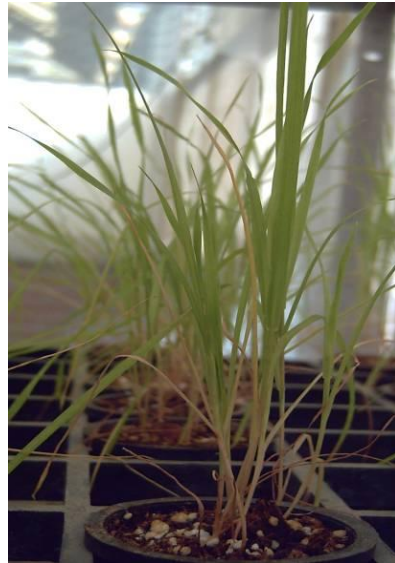
El herbicida no causó grandes daños a las plantas de *Phalaris minor*. Se observó una necrosis y clorosis en las hojas. A partir del segundo DDA los tratamientos 9 y 10 presentaban estrés. En los tratamientos 9 y 10 a partir del quinto día se observó necrosis y clorosis en las hojas de las plantas, además se observó una diferencia de color y de turgencia en comparación con el testigo, ya que este mostro un cambio de color entre verde pálido y amarillo.

En ninguno de los tratamientos las plantas murieron por completo, pero sí aumentó notablemente la necrosis desde que se aplicó el herbicida hasta que se tomó la altura final, como es el caso del tratamiento 9 y 10, donde la mayoría de las hojas estaban necróticas, pero la parte basal seguía verde (Imágenes 36 - 45).





**Imagen 36.** *Phalaris minor*,  
colecta 16. T1 (0X)



**Imagen 37.** *Phalaris minor*,  
colecta 16. T2 (1/8X)



**Imagen 38.** *Phalaris minor*,  
colecta 16. T3 (1/4X)



**Imagen 39.** *Phalaris minor*,  
colecta 16. T4 (1/2X)



**Imagen 40.** *Phalaris minor*,  
colecta 16. T5 (1X)



**Imagen 41.** *Phalaris minor*,  
colecta 16. T6 (2X)



**Imagen 42.** *Phalaris minor*, colecta 16. T7 (4X)



**Imagen 43.** *Phalaris minor*, colecta 16. T8 (8X)

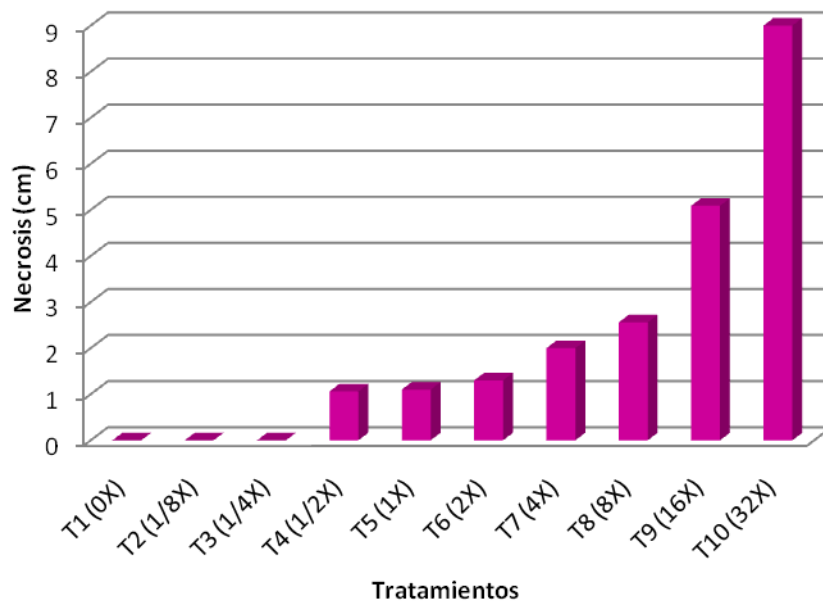


**Imagen 44.** *Phalaris minor*, colecta 16. T9 (16X)



**Imagen 45.** *Phalaris minor*, colecta 16. T10 (32X)

En la Figura 11 se puede observar el área necrótica de las plantas de *Phalaris minor* de la colecta 16, en las dosis (0X, 1/8X y 1/4X) no se presentaron daños causados por el herbicida, a comparación de las dosis (1/2X, 1X, 2X, 4X, 8X, 16X y 32X), donde se nota el incremento necrótico gradual causado por las dosis crecientes que se usaron.



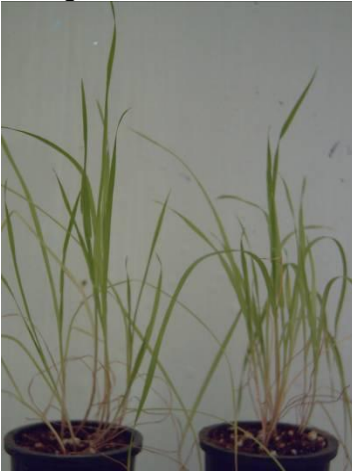
**Figura 11.** Necrosis *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

**Tabla 15.** Comparación de altura inicial y altura final de *Phalaris minor*, colecta 16

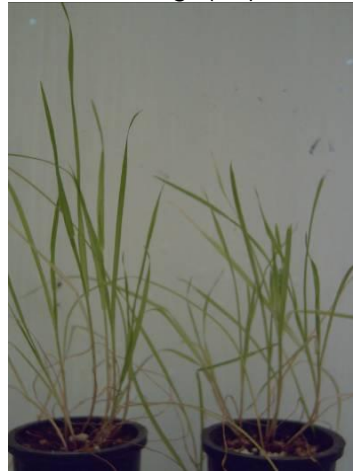
	Altura inicial (cm)	Altura final (cm)
T1 (0X)	13.21	14.85
T2 (1/8X)	13.6	15.31
T3 (1/4X)	13.21	14.86
T4 (1/2X)	13.92	14.64
T5 (1X)	13.37	14.87
T6 (2X)	13.92	14.95
T7 (4X)	14.56	15.59
T8 (8X)	14.62	14.91
T9 (16X)	14.22	16.04
T10 (32X)	13.12	13.7

El herbicida causa severos daños en algunas plantas de *Phalaris minor*, pero no afecta su crecimiento, (Tabla 15), los tratamientos 2, 5,6,7,8 y 9 (1/8X, 1/2X, 1X, 2X, 4X, 8X, 16X), mostraron un efecto de hormesis, creciendo sustancialmente con respecto al tratamiento 1 (Imagen 46 – 54).

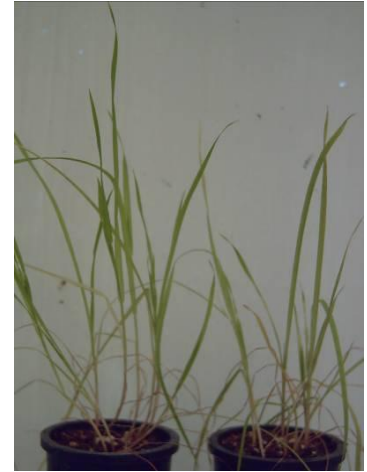
Imágenes de altura de *Phalaris minor*, el testigo(T1) en relación con todos los tratamientos.



**Imagen 46.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T2



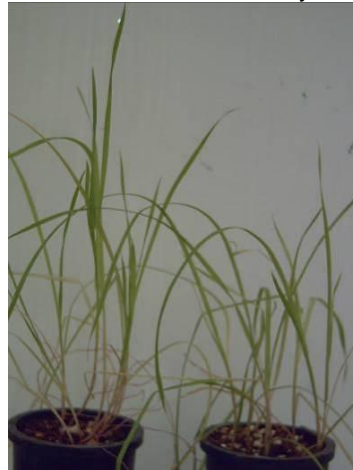
**Imagen 47.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T3



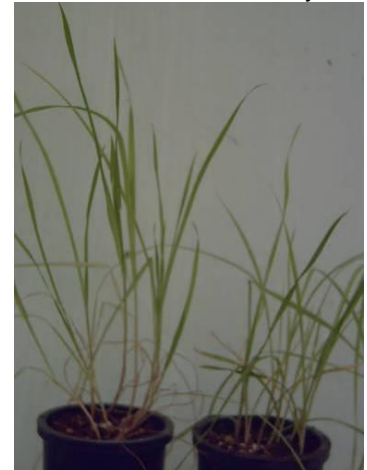
**Imagen 48.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T4



**Imagen 49.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T5



**Imagen 50.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T6



**Imagen 51.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T7



**Imagen 52.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T8

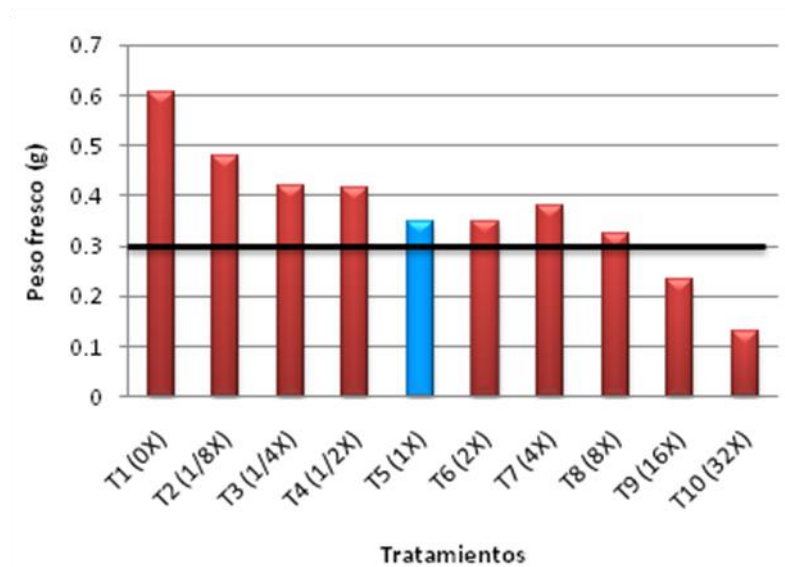


**Imagen 53.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T9



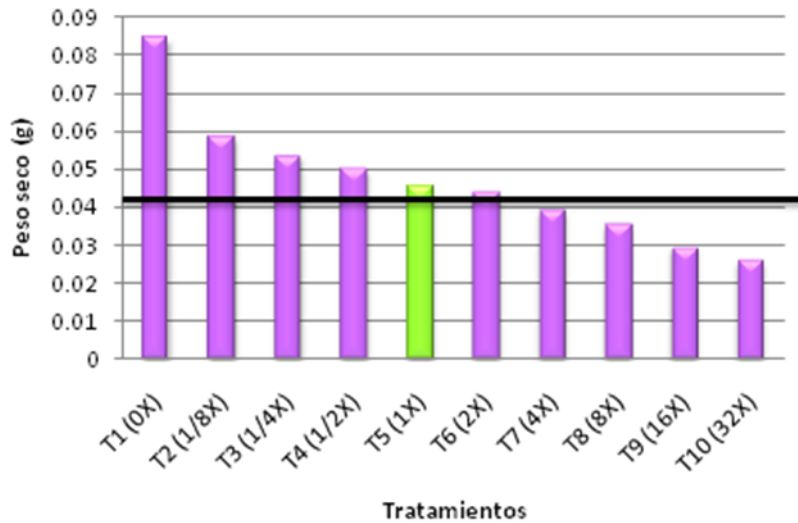
**Imagen 54.** *Phalaris minor*, colecta 16. Altura de T1 y T10

En cuanto al peso fresco de las plantas de *Phalaris minor* de esta colecta y de acuerdo al análisis de varianza (Anexo 2) se encontró diferencia significativa entre los tratamientos, indicando que no existe resistencia en todos los tratamientos, (Figura 12). Los tratamientos 9 y 10 son los únicos que se encuentran por debajo del 50% con respecto al testigo, por lo tanto se observa que no existe resistencia en estos tratamientos. La causa de esto probablemente haya sido la dosis tan elevada que se aplicó (16X y 32X) provocando daños tóxicos a las plantas de *Ph. minor* expresándose en necrosis y clorosis, pero no la muerte.



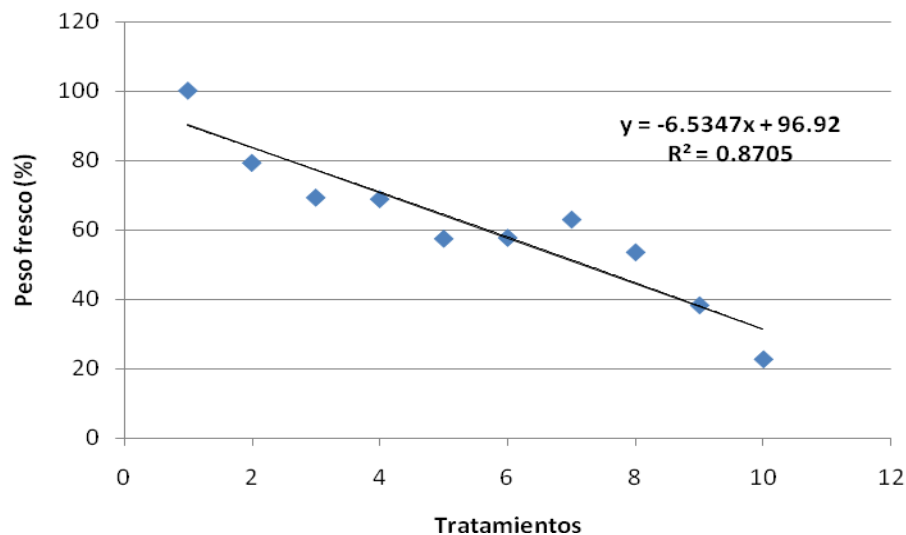
**Figura 12.** Peso fresco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

La Figura 13 muestra que el peso seco de los últimos 4 tratamientos se encuentran por debajo del 50% con respecto al testigo.



**Figura 13.** Peso seco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

De acuerdo a la ecuación en la Figura 14 los puntos son homogéneos, lo que da un valor de  $R^2$  de 0.8705. Si bien las variables exhiben una relación inversamente proporcional, la pendiente no es tan acusada como se podría esperar en una población susceptible. Si la población fuera susceptible esperaríamos un 90% o más de la reducción del peso fresco a la dosis comercial. Por el contrario, a una dosis de 32 veces la dosis comercial tenemos menos del 80% de daño.

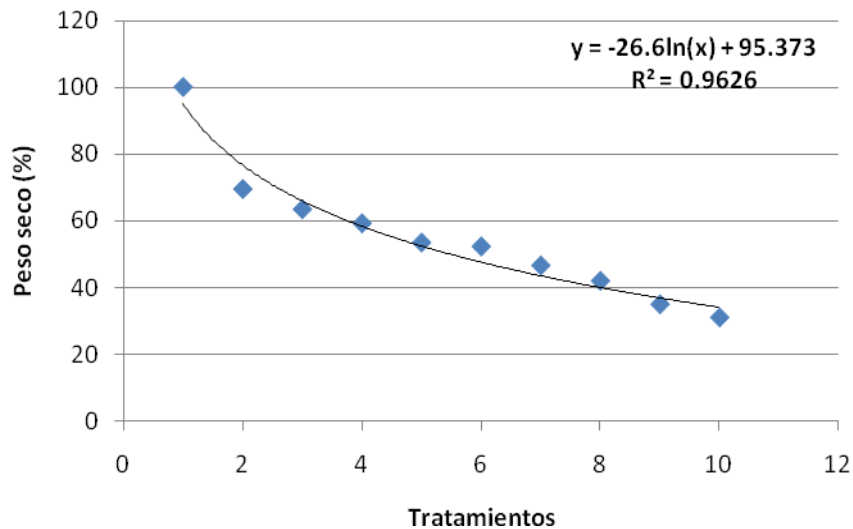


**Figura 14.**  $R^2$  del peso fresco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

Esto indica que el modelo que se utilizó es adecuado para describir la relación entre las variables de peso seco, observando una disminución del peso seco conforme

aumentan las dosis del herbicida. Como en el caso anterior, aún a las dosis mas elevadas se tiene un control de un 30%.

En la Figura 15 se observa los puntos alrededor de la ecuación de una forma homogénea. La  $R^2$  que se obtuvo fue de un 0.9626.



**Figura 15.** R2 del peso seco de *Phalaris minor* 15 DDA de fenoxaprop-p-etil

Chhokar y Sharma, (2008) y Tal *et al.*, (1996) dicen que *Ph. minor* presenta resistencia múltiple, pero en este experimento sólo se puede decir que presenta resistencia, ya que se trabajó con un herbicida.

De acuerdo a Heap, (2005) se usaron dosis letales y subletales para conocer la resistencia de una población, y así mismo conocer la dosis necesaria para disminuir el peso de las plantas en más de un 50%.

Los resultados muestran una disminución del peso fresco, conforme aumentan las dosis, pero también se observó un efecto de hormesis en el tratamiento 3 de la colecta 9. En cuanto al peso seco de esta colecta, los únicos tratamientos donde se observó un aumento de peso seco en lugar de una disminución fueron el tratamiento 3 y 4.

En cuanto a la colecta 16 de *Phalaris minor*, se observa una tendencia a la disminución del peso seco y fresco en cuanto aumentan las dosis del herbicida.

Por lo tanto estamos de acuerdo con Kuk *et al.*, (1999) que dice que el herbicida fenoxaprop-p-etil causa una mayor reducción del peso seco de las plantas susceptibles a comparación con las plantas resistentes.

El “screening” que se realizó muestra que sigue existiendo resistencia en ambas colectas de *Phalaris minor*, por lo tanto coincidimos con Warwick (1991), quien dice que la resistencia puede seguir apareciendo después de 10 años dependiendo de la maleza y el herbicida.

Conforme a Derr, (2002) en cuanto aumentan las dosis del herbicida, aumentan las lesiones y disminuye drásticamente el peso fresco de las plantas susceptibles. En nuestros resultados se observó que en efecto las lesiones aumentan, en la colecta 9 después del tratamiento 6 y en la colecta 16 después del tratamiento 4.

Otro indicador clave para decidir que se presentó resistencia es el nulo o poco daño en las muestras de los tratamientos con dosis bajas (1/8X, 1/4X, 1/2X y 1X) además de tener la certeza de que se estuvieron aplicando herbicidas de esta familia química año tras año en el estado de Guanajuato (Esqueda *et al.*, 2010), hasta que se detectó resistencia en 1996.

Para poder obtener daños fitotóxicos como necrosis, clorosis y disminución de peso fresco y seco en *Ph. minor* es necesario usar dosis mayores a las que se usarían para controlar una especie susceptible. En las Figuras 10 y 16 se observa que para tener estos resultados se necesitan más de 8 veces la dosis comercial, (como la dosis del tratamiento 9 y tratamiento 10), (16X y 32X) lo que es incosteable para los agricultores. Además, en la actualidad no se tienen las alternativas necesarias de herbicidas efectivos y selectivos para cultivos que presentan malezas resistentes. En este caso se recomienda evitar el uso de herbicidas pertenecientes a los grupos de los ariloxifenoxipropionatos, ciclohexanodionas y fenilpirazolininas.

Los resultados que se obtuvieron coinciden con los de Tamayo y Martínez, (2002), en la colecta 9 de *Phalaris minor* la dosis comercial no afectó a las plantas y con la dosis 2X el control fue de 15%. En cuanto a la colecta número 16 los datos de control son muy parecidos a los que obtuvieron estos investigadores.

A pesar de haber sido colectadas desde el 2008, estas semillas siguen presentando un alto grado de viabilidad, lo que se observó por el alto porcentaje de germinación



que se obtuvo en el experimento. Si estas plantas se siguen reproduciendo pueden incrementar el banco de semillas en el suelo (Rosales y Medina, 2008).

Es preciso que en lugar de dejar 15 días actuando al herbicida en las plantas, se les dé un poco más de tiempo para tener en cuenta dos situaciones. Primero, si la planta muere por completo causado por las dosis (16X y 32X), o segundo, si se recuperan con el paso del tiempo, como nos dice Valverde y Heap, (2009).

## CONCLUSIONES

- El peso fresco de los tratamientos de las colectas de “El Diezmo” y de “Purísima de Covarrubias” estuvo por debajo del tratamiento 1, el cual fungió como el testigo.
- El peso seco de los tratamientos de las colectas de “El Diezmo” y de “Purísima de Covarrubias” estuvo por debajo del tratamiento 1, el cual fungió como el testigo.
- Se observaron efectos de hormesis en las dos colectas de *Ph. minor*.
- Las plantas de *Phalaris minor* de los tratamientos 9 y 10 donde se usaron las dosis (16X y 32X) de ambas colectas disminuyeron su peso en un 50%.
- En las colectas de “El Diezmo” y de “Purísima de Covarrubias” los daños más graves causados por el herbicida se pueden observar en los últimos tratamientos donde se usaron las dosis de 16X y 32X.
- Se sigue presentando resistencia en ambas colectas de *Ph. minor*.

## BIBLIOGRAFÍA

1. Baker, H.G. 1974. The evolution of weeds. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 5:1 -24.
2. Beckie, H. J. 2006. Herbicide-Resistant Weeds: Management Tactics and Practices *Weed Technology*, 20(3): 793-814.
3. Beckie, H. J. y G. S. Gill. 2006. Strategies for managing herbicide-resistant weeds. In H. P. Singh, D. R. Batish, and R. K. Kohli, eds. *Handbook of Sustainable Weed Management*. Binghamton, NY: The Haworth Press, Inc. In press.
4. Bellinder, R. R., Miller, A. J., Malik, R. K., Ranjit, J. D., Hobbs, P. R., Brar, L. S., Singh, G., Singh, S. y Yadev, A. 2002. Improving Herbicide Application Accuracy in South Asia. *Weed Technology*, 16(4): 845-850.
5. Bolaños, E. A., Villa J. T., Valverde, B. E. 2001. Respuesta de *Echinochloa colona* (L.) Link a propanil en áreas arro-ceras selectas de México. *Rev. Mex. Ciencia Maleza* 1(2): 21-26.
6. Carmona, M. M. A. 2009. Detección de resistencia a fenoxaprop – p – etil de *Phalaris minor* mediante bioensayos con semillas y plantas enteras. UNAM – FES Cuautitlán. 65 p.
7. Castro, C. J. M., Cruz, O. J. E., Caro, M. P. H., Gastélum, L. R., García, Q. J. R., Ruíz, Q. F., Valenzuela, B. V. V., Portillo, M. J., Bojorquez, B. G. y Plata, N. F. 2007. Evaluación de herbicidas preemergentes y postemergentes en tomate y efectos residuales en rotación con cultivos básicos. Memoria del XXVIII Curso Precongreso de la Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. 12 – 13 de noviembre, Mazatlan Sinaloa: 357 – 362.
8. CESAPEG. (Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato). 2007. Campaña de manejo fitosanitario de Trigo. Manejo Integrado de Malezas. 24 p.
9. CESAPEG. (Comité Estatal de Sanidad Vegetal Guanajuato). 2008. Campaña de manejo fitosanitario de trigo. 20 p.
10. Chhokar R. S. 1998. Studies on the biology and control of isoproturon resistant *Phalaris minor* Retz. PhD thesis, Haryana Agricultural University, Hisar, India.
11. Chhokar, R. S. y Malik, R. K. 2002. Isoproturon resistant littleseed canarygrass (*Phalaris minor*) and its response to alternate herbicides. *Weed Technology*, 16(1): 116-123.
12. Chhokar, R. S., Sharma, R. K., Chauhan, D. S. y Mongia, A. D. 2006. Evaluation of herbicides against *Phalaris minor* in wheat in north wester India plains. *Weed Research* 46: 40-49.
13. Chhokar, R. S. y Sharma, R. K. 2008. Multiple herbicide resistance in littleseed canarygrass (*Phalaris minor*): A threat to wheat production in India. *Weed Biology and Management* 8: 112–123.
14. Cobb, A. 1992. *Herbicides and plant physiology*. Chapman & Hall. London. England.
15. Corpeño, B. 2004. Manual del cultivo de tomate. El Salvador. Fintrac IDEA. 38 p.
16. Coteró G., M.A. 1997. Situación de la resistencia de las Malezas a los Herbicidas en México. En: Resistencia de Malezas a Herbicidas. Reunión Regional de la División de Producción y Protección Vegetal. Organización de

- la Alimentación y la Agricultura de las Naciones Unidas, FAO, 27 de Octubre de 1997. Jaboticabal, UNESP, Brasil. Citado por Zita, P. G. A., 2010.
17. Dávila, P. Mejía, S. M. T., Gómez, S. M., Valdes, R. J., Ortiz, J. J., Morin, C. Castrejon, J. y Ocampo A. 2006. Catalogo de las gramíneas de México. UNAM-CONABIO. México. 682 p.
  18. Delye, C. 2005. Weed resistance to acetyl coenzyme A carboxylase inhibitors: an up date. *Weed Science*, 53: 728 - 746
  19. Delye, C., Zhang, X., Michel, S. Matějček, A. y Powles, S. B. 2005. Molecular Bases for Sensitivity to Acetyl-Coenzyme A Carboxylase Inhibitors in Black-Grass. *Plant Physiology*, Vol. 137, pp. 794–806
  20. De Prado, R., Sánchez, M., Jorrín, J. y Domínguez, C. 1992. Negative cross-resistance to bentazone and pyridate in atrazine-resistant *Amaranthus cruentus* and *Amaranthus hybridus* biotypes. *Pest. Sci.* 35: 131-136
  21. Delgado, C. J. C., Hernández, A. J., Velázquez, V. C., Sandoval M. A. y Morales G. R. 2007. Determinación de la distribución y abundancia de especies de malezas en trigo y cebada en Guanajuato. Memoria del XXVIII Congreso de la Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. Mazatlán, Sinaloa. 94-103 p.
  22. Delgado, C. J. C., Urzua, S. F., Morales, G. R., Ramos, A. C. A. y Oliveros, E. C. 2007b. Estrategia para el manejo integrado de malezas en trigo en el Bajío de Guanajuato. Memoria del XXVIII Congreso de la Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. Mazatlán, Sinaloa. 42-46 p.
  23. Delgado, C. J. C., Velázquez, V. C. y Velázquez R. L. 2010. Semillas de malezas cuarentenadas asociadas a grano de trigo (*Triticum aestivum*) importado a Guanajuato, Mex. Memoria de trabajos en extenso del XXXI Congreso Mexicano de la Ciencia de la Maleza. Cancún, Quintana Roo.
  24. Derr, J. 2002. Detection of Fenoxaprop Resistant Smooth Crabgrass (*Digitaria schaeumum*) in Turf. *Weed Technology*, 16(2): 396-400.
  25. DGSV, (Dirección General de Sanidad Vegetal). 2003 Programa de Sanidad Vegetal SAGARPA-GTO. Ficha técnica A-01. 2p.
  26. Espinosa G., F. J. Y Sarukhán, J. 1997. Manual de Malezas del Valle de México. Universidad Nacional Autónoma de México y Fondo de Cultura Económica. México, D.F. 407 p.
  27. Espinoza, N., Rodríguez, C., Díaz, J. y Galdames, R. 2009. Técnicas sencillas para detectar y evaluar resistencia a herbicidas. Seminario Internacional: “Diagnostico y manejo de la resistencia a herbicidas. Centro regional de investigaciones INIA. Chile. 130 p.
  28. Esqueda, E. V. A. y Tosquy, V. O. H. 2009. Alternativas al propanil para controlar *Echinochloa colona* (L.) Link en arroz de temporal. *Agronomía Mesoamericana* 20 (1):111-119
  29. Esqueda, E. V. A., Zita, P. G. A. y Rosales, R. E. 2010. Resistencia a herbicidas. Memoria Curso Precongreso de la Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. Cancún, Quintana Roo. 17 p.
  30. FAOSTAT – FAO 2008. (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación) Estadísticas. Disponible en: <http://faostat.fao.org/site/567/default.aspx#ancor> (Consultado el 22 de marzo de 2011)

31. Fisher, A. y Valverde, B. E. 2006. Evolución de resistencia a herbicidas diagnóstico y manejo de malezas del arroz. Disponible en: [http://www.inia.org.uy/estaciones/la\\_estanzuela/webseminariomalezas/articulos/fisherAlbert.pdf](http://www.inia.org.uy/estaciones/la_estanzuela/webseminariomalezas/articulos/fisherAlbert.pdf) Consultado el 21 de marzo de 2011.
32. Franke, A. C., Singh, S. McRoberts, N., Nehra, A. S., Godara, S. Malik, R. K., y Marshall, G. 2007. *Phalaris minor* seedbank studies: longevity, seedling emergence and seed production as affected by tillage regime. *Weed Research* 47; 73-83.
33. Galdames, R., Díaz, J. y Espinoza, N. 2009 Bases moleculares de la resistencia a herbicidas y test molecular para detectar resistencia a herbicidas en ballicas (*Lolium multiflorum* y *L. rigidum*). Seminario Internacional: "Diagnóstico y manejo de la resistencia a herbicidas. Centro regional de investigaciones INIA. Chile. 130 p.
34. Gressel, J. 2002. *Molecular Biology of Weed Control*. New York: Taylor & Francis. 504 p.
35. Gunsolus, J. L. y W. S. Curran. 1998. Herbicide mode of action and injury symptoms. North Central Extension Publication 377. 14 p.
36. Inderjit (ed). 2004. *Weed biology and Management*. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. 560 p.
37. Hari, O. M., Dhiman, S. D., Hemant, K. y Sajjan, K. 2003. Biology and management of *Phalaris minor* wheat system. *Weed Research*, 43; 59-67.
38. Heap, I. M. 1994. Identification and documentation of herbicide resistance. *Phytoprotection* 75(Suppl.):85-90. Citado por Beckie y Derr.
39. Heap, I. M. 1997. The occurrence of herbicide-resistant weeds worldwide. *Pest. Sci.* 51: 235-243.
40. Heap, I. 2005. Criteria for confirmation of Herbicide-Resistant weeds-with specific emphasis on confirming low level resistance. 4 p.
41. Heap, I. 2011. International Survey of Herbicide Resistant Weeds Disponible en: <http://www.weedscience.org/In.asp> (Consultado el 21 de marzo de 2011)
42. HRAC (Herbicide Resistance Action Committee). 2011. Biotipos resistentes a herbicidas por país. Disponible en: <http://www.weedscience.org/Summary/UniqueCountry.asp?lstCountryID=29&FmCountry=o> Consultado el 21 de marzo de 2011).
43. HRAC (Herbicide Resistance Action Committee). 2011. Clasificación de los herbicidas. Disponible en: [www.hracglobal.com/publications/classificationofHerbicideModeofAction/tabid/222/Default.aspx](http://www.hracglobal.com/publications/classificationofHerbicideModeofAction/tabid/222/Default.aspx). (Consultado el 20 de febrero de 2011)
44. INIFAP. 2000. Folleto científico: Maleza en el cultivo de cebada maltera. Estrategias de control y manejo en el Bajío. CEBAJ-INIFAP, SAGARPA. México. 56 p.
45. ITIS (Integrated Taxonomic Information System) on-line database. Disponible en <http://www.itis.gov>. (Consultado el 5 de abril de 2011).
46. Kim, D. S., Caseley, J. C., Brain, P., Riches, C. R. y Valverde, B. E. 2000. Rapid detection of propanil and fenoxaprop resistance in *Echinochloa colona*. *Weed Science*, 48: 695-700.

47. Kuk, Y., Wu, J. Derr, J. F. y Hatzios, K. K. 1999. Mechanism of fenoxaprop resistance in an accession of smooth crabgrass (*Digitaria ischaemum*). Pesticide Biochemistry and Physiology 64: 112 – 123.
48. Labrada, R., Caseley, J. C. y Parker, C. 1996. Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO Producción y Protección Vegetal 120. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia. 403 P.
49. Liebman M., Moler, C. I., Staver, C.P. 2001. Ecological Management of Agricultural Weeds. Cambridge. 525 p.
50. Llewellyn, R. S., R. K. Lindner, D. J. Pannell, and S. B. Powles. 2004. Grain grower perceptions and use of integrated weed management. Aust. J. Exp. Agric. 44: 993–1001.
51. Markwell, J., D. Namuth, e I. Hernández-Ríos. 2005. Introducción a los herbicidas que actúan a través de la fotosíntesis. Library of Crop Technology Lessons Modules. University of Nebraska, Lincoln. Disponible en: [http://plantandsoil.unl.edu/croptechology2005/weed\\_science/?what=topicsD&informationModuleId=1024932941&topicOrder=1&max=8&min=0](http://plantandsoil.unl.edu/croptechology2005/weed_science/?what=topicsD&informationModuleId=1024932941&topicOrder=1&max=8&min=0) Consultado el 27 de marzo de 2011.
52. McRoberts, N., Sinclair, W., McPherson, A., Franke, A. C., Saharan, R. P., Malik, R. K., Singh, S. y Marshall, G. 2005. An assessment of genetic diversity within and between populations of *Phalaris minor* using ISSR markers. Weed Research 45: 431 – 439.
53. Medina C., T., Vuelvas C., M.A., Aguilar A., L., Grageda C., O.A., Gámez V., J., Arreola T., J.M. 2007. Resultados preliminares de los bioensayos realizados sobre alpiste silvestre (*Phalaris minor* L.) resistente a herbicidas colectado en la región del Bajío. Memoria del XXVIII Congreso Mexicano de la Ciencia de la Maleza. 12-16 noviembre. Mazatlán, Sinaloa: 33-41
54. Menchari, Y. Délye, C. y Le Corre, V. 2007. Genetic variation and population structure in black-grass (*Alopecurus myosuroides* Huds.), a successful, herbicideresistant, annual grass weed of winter cereal fields. Molecular Ecology 16: 3161-3172.
55. Montes, H. S. y Aguirre, R. J. R. 1992. La agricultura en Mesoamérica Tomate de cáscara (*Physalis philadelphica*) Disponible en: [http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/produ/cdrom/contenido/libro09/Cap2\\_9.htm](http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/produ/cdrom/contenido/libro09/Cap2_9.htm) Consultado el 5 de abril de 2011.
56. Morales, R. J., Yáñez, J. P., Kohashi, S. J. y Bravo, M. H. 2007. Estudio anatómico del tallo de tomate de cascara con daño por el barrenador (*Melanagromyza tomaterae* Steyskal). Agricultura Técnica en México 33(3): 281-283 p.
57. Mortimer, A. M. 2009. A review of graminicide resistance. Disponible en: <http://www.hracglobal.com/Publications/AReviewofGraminicideResistance/tabid/223/Default.aspx> Consultado el: 20 de febrero de 2011.
58. Murphy, T. R. 1999. Turfgrass herbicide mode of action and environmental fate. The University of Georgia. College of Agriculture and Environmental Sciences. 21 p.
59. Nissen, S., D. Namuth, e I. Hernández-Ríos. 2005. Introducción a los Inhibidores de la Síntesis de Aminoácidos Aromáticos. Library of Crop

- Technology Lessons. University of Nebraska, Lincoln. Disponible en: [http://plantandsoil.unl.edu/croptechology2005/weed\\_science/?what=topicsD&topicOrder=1&informationModuleId=1008088419](http://plantandsoil.unl.edu/croptechology2005/weed_science/?what=topicsD&topicOrder=1&informationModuleId=1008088419) Consultado el 27 de marzo de 2011.
- 60.OEIDRUS. (Oficina Estatal de Información para el Desarrollo Rural Sustentable) Disponible en: <http://www.oeidrus-bc.gob.mx/sispro/trigobc/Descargas/EICultivoTrigo.pdf> (Consultado el 13 de enero de 2011)
  - 61.Peña, L. A. 2001. Situación actual y perspectivas de la producción y mejoramiento genético de Tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) en México.
  - 62.Radosevich, S., Holt, J. y Ghera, C. 1997. Weed Ecology. Implications for Management, (Ed. John Wiley and Sons), New York, 589 pp.
  - 63.Retzinger, E. J. y Mallory-Smith, C. 1997. Classification of herbicides by site of action for weed resistance management strategies. *Weed Technology* 11:384-393.
  - 64.Rosales, R. E. y Medina C. T. 2008. Manejo de maleza en cultivos básicos. Memoria del XXXI Curso Pre congreso de la Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. Tapachula, Chiapas. 26 p.
  - 65.Rosales, R. E. y Esqueda E. V. 2010. Clasificación y uso de los herbicidas por su modo de acción. Memoria del XXXI Curso Pre congreso de la Asociación Mexicana de la ciencia de la maleza, Cancún, Quintana Roo.
  - 66.Seefeld, S. S., Jensen, J. E. y Fuerst, E. P. 1995. Log-Logistic Analysis of Herbicide Dose-Response Relationships. *Weed Technology* 9: 218-227.
  - 67.SIAP. (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). Monografías. Detalles del cultivo trigo de grano. Disponible en: [http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com\\_content&view=article&id=269&Itemid=103](http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_content&view=article&id=269&Itemid=103) (Consultado el 17 de marzo de 2011)
  - 68.SIAP. (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera)b. Cierre de la producción agrícola por estado. Disponible en: [http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com\\_wrapper&view=wrapper&Itemid=351](http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=351)(Consultado el 17 de marzo de 2011).
  - 69.Singh, S., Kirkwood, R.C. y Marshall, G.1999. Biology and control of *Phalaris minor* Retz. (littleseed canarygrass) in wheat. *Crop protection* 18: 1-16.
  - 70.Singh, S. 2007. Role of management practices on control of Isoproturon-resistant Littleseed Canarygrass (*Phalaris minor*) in India. *Weed Technology*, 21(2): 339-346
  - 71.Skumar, H. O. y Dhiman, S. D. 2005. Dormancy and viability of *Phalaris minor* seed in a rice-wheat cropping system. *Weed Research* 45: 140-148.
  - 72.Tal, A., Zarka, S. y Rubin, B. 1996. Fenoxaprop-p resistance in *Phalaris minor* conferred by an insensitive Acetyl-Coenzyme A Carboxylase. *Pesticide biochemistry and physiology* 56: 134-140.
  - 73.Tamayo, E. L. M. y Martínez, C. J. L. 2002. Resistance Of Little seed canary-grass *Phalaris minor* Retz. And Hood canary grass *Phalaris paradoxa* L. to comercial herbicides in the Yaqui Valley of Sonora, Mexico. *Resistant Pest. Manag. Newsl* 12: 37 -39

74. TROPICOS. Catalogue of new world grasses (*Poaceae*) Disponible en: <http://www.tropicos.org/Home.aspx> (Consultado el 5 de abril de 2011).
75. Urzua, S. F., Medina, P. J. L., De la Rosa, G. E. y Fernández, G. M. A. 2009. Control químico de malezas en el cultivo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) en Chapingo, México. Memoria del XXX Congreso de la Asociación Mexicana de la ciencia de la maleza. Culiacán, Sinaloa.
76. Valverde, B. E. 2007. Status and management of grass-weed herbicide resistance in Latin America. *Weed Technology*, 21(2): 310-323
77. Valverde, B. E. y Heap, I. 2009. El estado actual de la resistencia a herbicidas en el mundo. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Seminario Internacional: "Diagnostico y manejo de la resistencia a herbicidas". Temuco, Chile. Serie Actas INIA 44. 27 p.
78. Vega, A. R., Bojorquez, B.G. A., Hernández, V. J. A., Aguilar, H. H., Aguilar, P. J. M. y Gutiérrez, G. J. A. 2007. Flora de Sinaloa: Malezas exóticas. Memoria del XXVIII Congreso de la Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. Mazatlán, Sinaloa.
79. Vibrans, H. (ed.). 2009. Malezas de México, *Physalis Phyladelphuca* Lam. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/solanaceae/physalis-philadelphica/fichas/ficha.htm> Consultado el 5 de abril de 2011.
80. Villaseñor, J. L. y Espinosa, G. F.J. 1998. Catalogo de malezas de México. Ediciones Científicas Universitarias. UNAM, CONACOFI, Fondo de cultura economía, México.
81. Warwick, S. I. 1991. Herbicide Resistance in Weedy Plants: Physiology and Population Biology. *Annual Review of Ecology and Systematics*, Vol. 22: 95-114
82. Wrubel, R. P. y J. Gressel. 1994. Are herbicide mixtures useful for delaying the rapid evolution of resistance? A case study. *Weed Technology* 8: 635-648.
83. WSSA, (Weed Science Society of America) 1998. Disponible en: <http://www.wssa.net/Weeds/Resistance/definitions.htm> (Consultado el 17 de febrero de 2011).
84. WSSA (Weed Science Society of America) Herbicidas inhibidores de ACCasa. Disponible en: <http://www.weedscience.org/summary/ChemFamilySum.asp?lstActive=&lstHRAC=2&btnSub2=Go> (Consultado el 21 de marzo de 2011).
85. WSSA. (Weed Science Society of America)b. Malezas que han desarrollado resistencia a herbicidas inhibidores de ACCasa. Disponible en: <http://www.weedscience.org/Summary/UspeciesMOA.asp?lstMOAID=2&FmHRACGroup=Go> (Consultado el 21 de marzo de 2011).
86. Zita, P. G. A. 2010. Biología y ecología de la maleza. Curso Pre-congreso XXX Congreso mexicano de la ciencia de la maleza. Culiacán, Sinaloa.



## ANEXO 1.

### Colectas de alpiste (*Phalaris* spp.) del Bajío de Guanajuato

No	Especie	Localidad	Municipio	Cultivo	Distribución en la parcela	Colector
1	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Manchones en la orilla del predio	JCDC
2	<i>Phalaris minor</i>	Maritas	Huanímaro	Trigo	Manchones en la orilla del predio	JCDC
3	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Uniforme en todo el predio	JCDC
4	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Uniforme en todo el predio	JCDC
5	<i>Phalaris minor</i>	Ejido de Horta	Abasolo	Trigo	Uniforme en todo el predio	JCDC
6	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Manchones dentro de la parcela	JCDC
7	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo y tomate cáscara	Franjas dentro de la parcela	JCDC
8	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Manchones en la orilla del cultivo	JCDC
9	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Manchon en la orilla del cultivo	JCDC
10	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Abundante en todo el predio	JCDC
11	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Aislado en todo el predio	JCDC
12	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo y tomate cáscara	Manchones en la orilla del cultivo	JCDC
13	<i>Phalaris minor</i>	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Manchones en la orilla del cultivo	JCDC
14	<i>Phalaris minor</i>	El Diezmo	Cortazar	Trigo	Distribuido en todo el predio	JCDC
15	<i>Phalaris minor</i>	El Diezmo	Cortazar	Trigo	Manchon dentro del cultivo	JCDC
16	<i>Phalaris minor</i>	Cerrito de Camargo	Jaral del Progreso	Trigo	Manchon en la orilla del cultivo	JCDC
17	<i>Phalaris minor</i>	Cerrito de Camargo	Jaral del Progreso	Maíz y Trigo	Manchones dentro de la parcela	JCDC
18	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Trigo	Abundante en todo el predio	JCDC
19	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Cebada	Manchones en todo el predio	JCDC
20	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Cebada	Abundante en todo el predio	JCDC
21	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Trigo	Abundante en todo el predio	JCDC
22	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Cebada	Manchon en la orilla norte	JCDC
23	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Cebada	Manchones en todo el predio	JCDC
24	<i>Phalaris minor</i>	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Trigo	Manchones en todo el predio	JCDC
25	<i>Phalaris minor</i>	El Sabino	Valle de Santiago	Cebada	Manchones aislados en el predio	JCDC

No	Especie	Localidad	Municipio	Cultivo	Distribución en la parcela	Colector
26	Phalaris minor	El Sabino	Valle de Santiago	Cebada	Manchones aislados en el predio	JCDC
27	Phalaris minor	El Sabino	Valle de Santiago	Cebada	Abundante en todo el predio	JCDC
28	Phalaris minor	El Sabino	Valle de Santiago	Trigo	Infestacion media en todo el predio	JCDC
29	Phalaris minor	Salamanca	Salamanca	Cebada	Abundante en todo el predio	JCDC
30	Phalaris minor	Providencia de Negrete	Pénjamo	Trigo	Muy escaso en la orilla del cultivo	JCDC
31	Phalaris minor	El Presidio	Pénjamo	Trigo	Manchones aislados en la orilla del cultivo	JCDC
32	Phalaris minor	El Presidio	Pénjamo	Trigo	Manchones aislados en la orilla del cultivo	JCDC
33	Phalaris minor	El Presidio	Pénjamo	Trigo	Manchones en la orilla del cultivo	JCDC
34	Phalaris minor	Palo Alto	Pénjamo	Trigo	Muy escaso en la orilla del cultivo	JCDC
35	Phalaris minor	Palo Alto	Pénjamo	Trigo	Manchones en la orilla del cultivo	JCDC
36	Phalaris minor	Col. Morelos	Pénjamo	Trigo	Aislado en la orilla del cultivo	JCDC
37	Phalaris minor	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Muy aislado por una orilla del predio	JCDC
38	Phalaris minor	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Abundante en todo el predio	JCDC
39	Phalaris minor	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Abundante por una orilla del predio	JCDC
40	Phalaris minor	Carr. Irapuato-Salamanca	Irapuato	Trigo	Manchones aislados dentro del predio	JCDC
41	Phalaris minor	Carr. Irapuato-Salamanca	Salamanca	Trigo	Manchones aislados dentro del predio	JCDC
42	Phalaris paradoxa	Ejido de Horta	Irapuato	Trigo	Manchones dentro de la parcela	JCDC
43	Phalaris paradoxa	Purísima de Covarrubias	Irapuato	Trigo	Uniforme en todo el predio	JCDC
44	Phalaris paradoxa	Jaral del Progreso	Jaral del Progreso	Trigo	Abundante en todo el predio	JCDC
45	Phalaris paradoxa	Merino	Villagran	Trigo	Muy aislado por la orilla del predio	JCDC
46	Phalaris paradoxa	La Gavilana	Pénjamo	Trigo	Muy escaso en la orilla del cultivo	JCDC
47	Phalaris paradoxa	Palo Alto	Pénjamo	Trigo	Aislados en el callejon del predio	JCDC
48	Phalaris paradoxa	La Maraña	Pénjamo	Trigo	Manchones en la orilla del cultivo	JCDC
49	Phalaris paradoxa	Col. Morelos	Pénjamo	Trigo	Aislado en la orilla del cultivo	JCDC
50	Phalaris paradoxa	Carr. Irapuato-Salamanca	Irapuato	Trigo	Manchones dentro de la parcela	JCDC

## ANEXO 2.

### Análisis de varianza de peso fresco de *Phalaris minor* colecta 9

Repeticiones	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10
R1	0.3364	0.278	0.3281	0.2606	0.3104	0.308	0.3188	0.4133	0.2536	0.1188
R2	0.3243	0.3377	0.3273	0.2444	0.3714	0.3503	0.2969	0.3611	0.1909	0.1449
R3	0.4277	0.392	0.3886	0.2668	0.3913	0.377	0.3445	0.1951	0.167	0.1331
R4	0.278	0.3928	0.363	0.4434	0.3129	0.2687	0.3086	0.3212	0.2482	0.1223
R5	0.3111	0.4074	0.4233	0.3852	0.3977	0.3436	0.4457	0.3275	0.1905	0.1261
$\Sigma$	1.6775	1.8079	1.8303	1.6004	1.7837	1.6476	1.7145	1.6182	1.0502	0.6452
X	0.3355	0.36158	0.36606	0.32008	0.35674	0.32952	0.3429	0.32364	0.21004	0.12904

## ANOVA

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.265329	9	0.029481	9.56	0.0000*
Intra grupos	0.123387	40	0.00308468		
Total (Corr.)	0.388716	49			

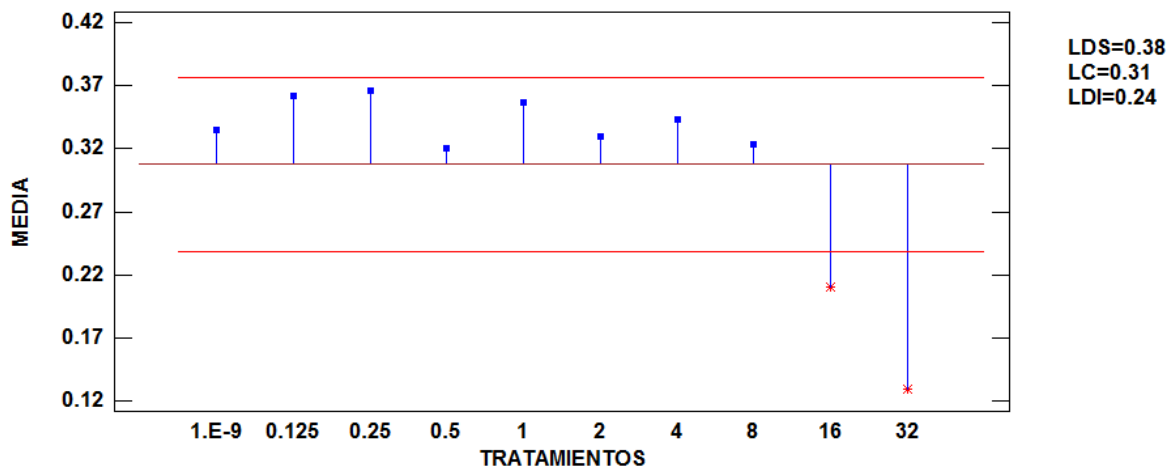
\*Diferencia significativa

Para determinar cuáles son las medias con diferencia significativas se realizó la Prueba de múltiples rangos.

En la siguiente tabla se muestran 3 grupos homogéneos, no existe diferencia estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna.

Método: 95.0 porcentaje LSD de Fisher				
Tratamientos	Casos	Media	Grupos Homogéneos	
32	5	0.12904	X	
16	5	0.21004		X
0.5	5	0.32008		X
8	5	0.32364		X
2	5	0.32952		X
1.E-9	5	0.3355		X
4	5	0.3429		X
1	5	0.35674		X
0.125	5	0.36158		X
0.25	5	0.36606		X

Gráfico ANOM para Col\_1  
Con 95% Límites de Decisión



Análisis de varianza de peso seco *Phalaris minor* colecta 9

Repeticiones	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10
R1	0.0454	0.0361	0.0475	0.0325	0.0366	0.04	0.0387	0.0427	0.0308	0.0203
R2	0.041	0.045	0.0421	0.0276	0.0491	0.0434	0.0233	0.037	0.0296	0.0227
R3	0.0501	0.0501	0.0467	0.0337	0.0428	0.0428	0.0219	0.0237	0.0136	0.0278
R4	0.0385	0.0508	0.0444	0.056	0.0394	0.0343	0.0448	0.0336	0.0308	0.0262
R5	0.0411	0.0516	0.0537	0.043	0.0452	0.0423	0.0443	0.0319	0.019	0.0249
Σ	0.2161	0.2336	0.2344	0.1928	0.2131	0.2028	0.173	0.1689	0.1238	0.1219
X	0.04322	0.04672	0.04688	0.03856	0.04262	0.04056	0.0346	0.03378	0.02476	0.02438

**ANOVA**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.00299493	9	0.00033277	6.76	0.0000*
Intra grupos	0.00197046	40	0.0000492616		
Total (Corr.)	0.0049654	49			

\*Diferencia significativa

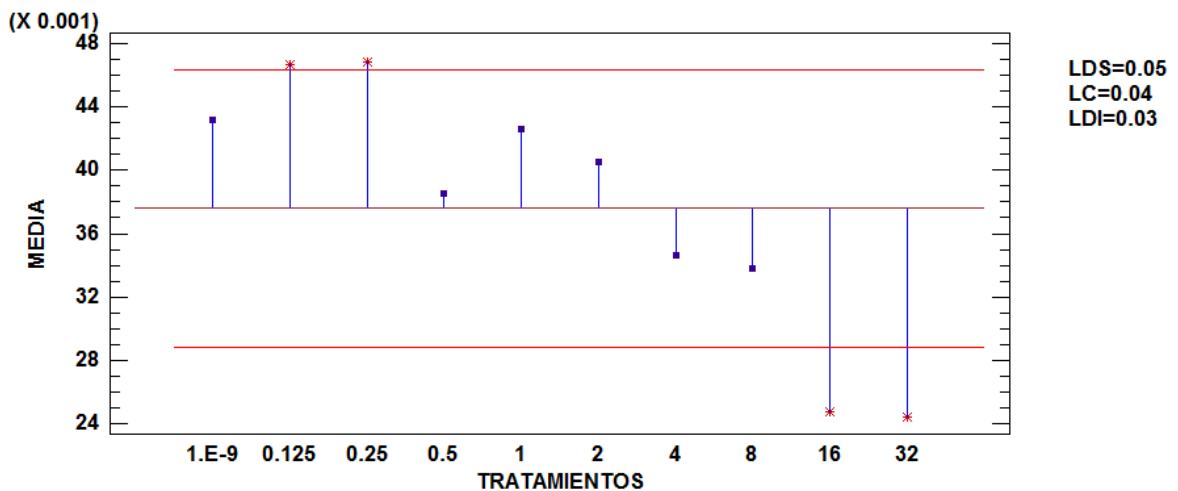
Para determinar cuáles son las medias con diferencia significativas se realizó la Prueba de múltiples rangos.

En la siguiente tabla se muestran 4 grupos homogéneos. No existe diferencia estadísticamente significativa entre aquellos niveles que compartan una misma columna.

Método: 95.0 porcentaje LSD de Fisher

Tratamientos	Casos	Media	Grupos Homogéneos
32	5	0.02438	X
16	5	0.02476	X
8	5	0.03378	X
4	5	0.0346	X X
0.5	5	0.03856	X X X
2	5	0.04056	X X X
1	5	0.04262	X X X
1.E-9	5	0.04322	X X
0.125	5	0.04672	X
0.25	5	0.04688	X

Gráfico ANOM para Col\_1  
Con 95% Límites de Decisión



Análisis de varianza de peso fresco de *Phalaris minor* colecta 16

Repeticiones	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10
R1	0.5009	0.3158	0.386	0.4188	0.3407	0.2815	0.4942	0.3655	0.2488	0.1259
R2	0.4034	0.4015	0.4049	0.3949	0.3605	0.3116	0.2666	0.3344	0.2151	0.1352
R3	0.5793	0.6052	0.4682	0.4018	0.2803	0.4168	0.4531	0.2776	0.1971	0.1443
R4	0.3704	0.3191	0.3766	0.4499	0.3357	0.366	0.4141	0.3179	0.2677	0.1042
R5	0.4345	0.4498	0.4172	0.2691	0.353	0.4371	0.3894	0.4125	0.2126	0.145
Σ	2.2885	2.0914	2.0529	1.9345	1.6702	1.813	2.0174	1.7079	1.1413	0.6546
X	0.4577	0.41828	0.41058	0.3869	0.33404	0.3626	0.40348	0.34158	0.22826	0.13092

ANOVA					
Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.436942	9	0.0485491	11.11	0.0000*
Intra grupos	0.174839	40	0.00437098		
Total (Corr.)	0.611781	49			

\* Diferencia significativa

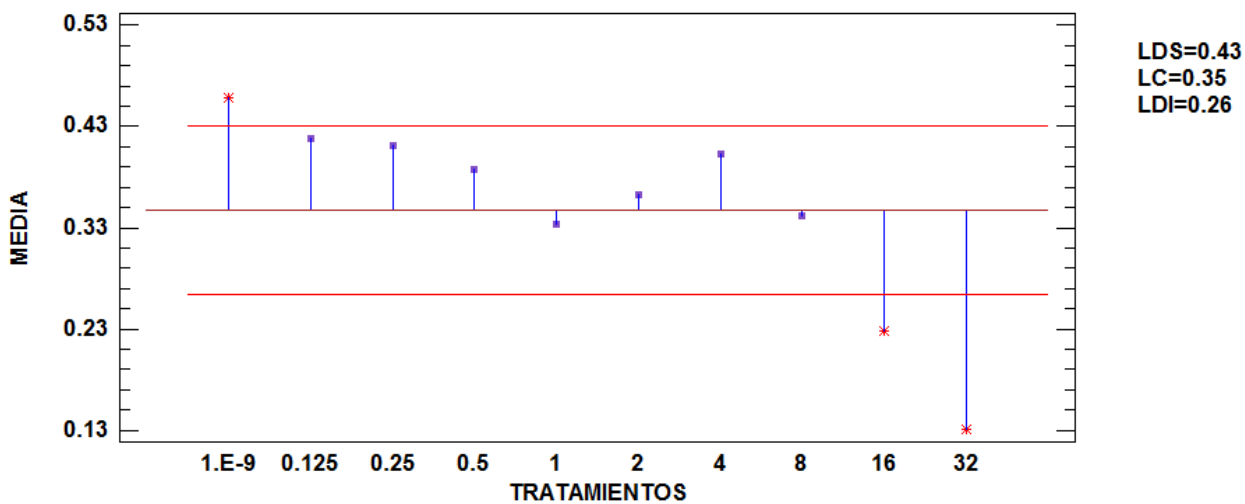
Para determinar cuáles son las medias con diferencia significativas se realizó la Prueba de múltiples rangos.

En la siguiente tabla se muestran 4 grupos homogéneos, no existe diferencia estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna.

Método: 95.0 porcentaje LSD de Fisher

Tratamientos	Casos	Media	Grupos Homogéneos	
32	5	0.13092	X	
16	5	0.22826	X	
1	5	0.33404		X
8	5	0.34158		X
2	5	0.3626		X
0.5	5	0.3869	X	X
4	5	0.40348	X	X
0.25	5	0.41058	X	X
0.125	5	0.41828	X	X
1.E-9	5	0.4577		X

Gráfico ANOM para Col\_1  
Con 95% Límites de Decisión



Análisis de varianza de peso seco *Phalaris minor* 16

Repeticiones	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10
R1	0.0729	0.043	0.050 5	0.0552	0.0491	0.0325	0.0498	0.0377	0.0325	0.0294
R2	0.0574	0.0543	0.043 5	0.0507	0.047	0.0369	0.0244	0.0337	0.0303	0.0266
R3	0.0846	0.0779	0.060 3	0.0461	0.0382	0.0561	0.0463	0.0296	0.0272	0.0243
R4	0.0431	0.0449	0.05 0.053	0.0482	0.036	0.0513	0.0439	0.0337	0.0334	0.0259
R5	0.0629	0.0579	7	0.0419	0.0464	0.062	0.0394	0.0449	0.0282	0.028
Σ	0.3209	0.278	0.258	0.2421	0.2167	0.2388	0.2038	0.1796	0.1516	0.1342
X	0.0641 8	0.0556	0.051 6	0.0484 2	0.0433 4	0.0477 6	0.0407 6	0.0359 2	0.0303 2	0.0268 4

ANOVA

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.00594404	9	0.000660448	7.88	0.0000*
Intra grupos	0.00335214	40	0.0000838035		
Total (Corr.)	0.00929618	49			

\* Diferencia significativa

Para determinar cuáles son las medias con diferencia significativas se realizó la Prueba de múltiples rangos.

En la siguiente tabla se muestran 6 grupos homogéneos, no existe diferencia estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna.

Método: 95.0 porcentaje LSD de Fisher

Tratamientos	Casos	Media	Grupos Homogéneos
32	5	0.02684	X
16	5	0.03032	X X
8	5	0.03592	X X X
4	5	0.04076	X X X
1	5	0.04334	X X
2	5	0.04776	X X
0.5	5	0.04842	X X
0.25	5	0.0516	X X
0.125	5	0.0556	X X
1.E-9	5	0.06418	X

Gráfico ANOM para Col\_1  
Con 95% Límites de Decisión

