



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO

---

---

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
CUAUTITLAN

“DETECCIÓN DE RESISTENCIA A FENOXAPROP –  
P – ETIL DE *Phalaris minor* MEDIANTE BIOENSAYOS  
CON SEMILLAS Y PLANTAS ENTERAS”

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
INGENIERO AGRICOLA

P R E S E N T A:

MARIA DE LOS ANGELES CARMONA  
MONTES DE OCA

ASESORA: M. C. GLORIA DE LOS ANGELES ZITA PADILLA

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO DE MEX.

2009



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 DIOS**

Por darme lo que tengo y no dejarme caer nunca

### **A MIS PADRES**

Que han sabido compartir todos sus consejos y amor en cada esfuerzo que realizaron para que hoy tuviera la mejor herencia "Mi educación". Son mi ejemplo de fortaleza, sabiduría y amor, a ellos les debo todo lo que soy.

### **A MIS HERMANOS**

Jesús y Marlene, que han compartido conmigo todos esos secretos y aventuras que se pueden vivir entre hermanos y que siempre estuvieron alerta ante cualquier problema que se pudo presentar.

### **A MI NOVIO**

Jesús Z. por haber aparecido y cambiado mi vida, por apoyarme a lo largo de mi carrera y ser un compañero incondicional en la vida, te amo, gracias.

## **AGRADECIMIENTOS**

### **A DIOS**

Por darme la oportunidad de existir y estar siempre a mi lado guiando mis pasos para concluir esta etapa de mi vida.

### **A LA UNAM Y A LA FES CUAUTITLÁN**

Por permitirme ser privilegiada de haber estudiado en ella y me enorgullezco ser egresada de la máxima casa de estudios de este país y a la FES Cuautitlán, que fue como una segunda casa en la cual obtuve un tesoro muy valioso "el conocimiento".

### **AL PAPIIT**

Al Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica derivado de la UNAM que apoyo con recursos económicos para el proyecto por medio de la M. C. Gloria de los Ángeles Zita Padilla.

### **A MI ASESORA**

Mi más sincero agradecimiento a la M. C. Gloria de los Ángeles Zita Padilla por su gran apoyo, asesoría, interés y tiempo tan valioso para que concluyera este trabajo. Gracias

### **A MIS MAESTROS**

Porque a lo largo de la carrera me brindaron valiosos conocimientos que he de aplicar en mi vida profesional. En especial gracias al Dr. Marcos Espadas Reséndiz por su apoyo e interés para el desarrollo de este trabajo.

### **AL HONORABLE JURADO**

Porque gracias a sus conocimientos y opiniones enriquecieron esta tesis.

### **A MIS AMIGOS Y COMPAÑEROS**

Por los gratos momentos que compartimos a lo largo de nuestro camino profesional, por su apoyo y sincera amistad que me brindaron.

### **A LA SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA**

A través de la subsecretaría de Educación Superior por el apoyo monetario brindado para la realización de este trabajo.

## INDICE

|  |                                |
|--|--------------------------------|
| 1. RESUMEN .....   | ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED.   |
| 2. INTRODUCCIÓN.....   | ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED.7  |
| 3. OBJETIVO .....  | <a href="#">10</a>             |
| 4. HIPÓTESIS .....   | <a href="#">10</a>             |
| 5. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....   | <a href="#">11</a>             |
| 5.1. GENERALIDADES DEL TRIGO .....   | <a href="#">11</a>             |
| 5.1.1. PRODUCCIÓN MUNDIAL .....  | <a href="#">12</a>             |
| 5.1.1.1. Principales países productores.....   | <a href="#">13</a>             |
| 5.1.2. PRINCIPALES MALEZAS Y SU CONTROL QUÍMICO.....   | ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED.16 |
| 5.1.2.1. Control químico post-emergente de malezas en trigo. ....  | <a href="#">20</a>             |
| 5.2. DESCRIPCIÓN DE <i>PHALARIS MINOR</i> .....  | ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED.24 |
| 5.2.1. PROBLEMÁTICA POR RESISTENCIA DE <i>Phalaris minor</i> EN CULTIVO DE TRIGO...  | <a href="#">25</a>             |
| 5.3. HERBICIDAS INHIBIDORES DE SÍNTESIS DE LÍPIDOS.....  | ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED    |
| 5.3.1. ESTRUCTURA Y USO DE GRAMINICIDAS.....   | ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED.27 |
| 5.3.2. MODO DE ACCIÓN DE HERBICIDAS INHIBIDORES DE SÍNTESIS DE LÍPIDOS .....   | <a href="#">29</a>             |
| 5.4 PROBLEMÁTICA DE RESISTENCIA.....   | <a href="#">30</a>             |
| 5.4.1. PROBLEMÁTICA DE RESISTENCIA A NIVEL MUNDIAL .....   | <a href="#">30</a>             |
| 5.4.2. PROBLEMÁTICA DE RESISTENCIA A NIVEL NACIONAL .....  | <a href="#">32</a>             |
| 5.4.3. GENERALIDADES DE RESISTENCIA.....   | <a href="#">33</a>             |
| 5.4.4. ORIGEN DE LA RESISTENCIA.....   | <a href="#">33</a>             |
| 5.4.5. TIPOS DE RESISTENCIA.....   | <a href="#">34</a>             |
| 5.4.6. FACTORES QUE FAVORECEN LA RESISTENCIA. ....   | <a href="#">34</a>             |
| 5.4.7. MECANISMOS DE RESISTENCIA.....  | <a href="#">35</a>             |
| 5.4.8. PRUEBAS DE DETECCIÓN DE RESISTENCIA.....  | <a href="#">39</a>             |
| 6. MATERIALES Y MÉTODOS.....   | <a href="#">41</a>             |
| 6.1. METODOLOGÍA DE DIAGNÓSTICO DE LA CALIDAD DE SEMILLA.....  | <a href="#">41</a>             |
| 6.1.1. Número de semillas por gramo.....   | <a href="#">41</a>             |
| 6.1.2. Índice de Viabilidad.....   | <a href="#">41</a>             |
| 6.1.3. Porcentaje de germinación .....   | <a href="#">42</a>             |
| 6.1.4. Desinfección de semillas .....  | <a href="#">42</a>             |
| 6.1.5. Detección de la presencia de patógenos en semilla.....  | <a href="#">43</a>             |
| 6.1.6. Efecto de la imbibición en la velocidad de germinación.....   | <a href="#">43</a>             |
| 6.2. METODOLOGÍA DE LA FASE PREVIA DE DESINFECCIÓN PARA EL BIOENSAYO DE GERMINACIÓN A DIFERENTES CONCENTRACIONES DE HERBICIDA..... | <a href="#">43</a>             |
| 6.3. METODOLOGÍA PARA LA PREPARACIÓN DE LAS DIFERENTES CONCENTRACIONES DE HERBICIDA .....  | <a href="#">44</a>             |
| 6.4. METODOLOGÍA PARA INHIBICIÓN DE LA GERMINACIÓN A DIFERENTES CONCENTRACIONES DE HERBICIDA. ....                                 | <a href="#">45</a>             |
| 6.5. METODOLOGÍA DEL BIOENSAYO EN PLANTAS ENTERAS .....  | <a href="#">46</a>             |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....  | <a href="#">48</a>             |
| DIAGNÓSTICO DE LA CALIDAD DE SEMILLA. ....   | <a href="#">48</a>             |

|   |                                  |
|---|----------------------------------|
| EXPERIMENTO DE INHIBICIÓN DE LA GEMINACIÓN A DIFERENTES DOSIS DE HERBICIDA. | <a href="#"><u>50</u></a>        |
| BIOENSAYO EN PLANTAS ENTERAS .....  | <a href="#"><u>55</u></a>        |
| <b>CONCLUSIONES</b> .....   | <a href="#"><b><u>59</u></b></a> |
| <b>ANEXO</b> .....  | <a href="#"><b><u>60</u></b></a> |
| <b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....                                     | <a href="#"><b><u>62</u></b></a> |

# 1. RESUMEN

*Phalaris minor* es una maleza importante encontrada en el cultivo de trigo, se presenta en el noroeste de México y esta reportada por Sayre (1996) como resistente a Fenoxaprop – p – etil. Con el objetivo de determinar si se presenta resistencia en semillas de alpistillo (*P. minor*) se realizaron una serie de experimentos en la FES Cuautitlán UNAM en los años 2007 y 2008. Se utilizaron técnicas reportadas por Hashem *et al.* (1999), Kuk *et al.* (2003) y Derr (2002).

Con el fin de evitar el enmascaramiento en las respuestas de los tratamientos de herbicidas se realizaron pruebas de viabilidad, porcentaje y velocidad de germinación, tratamientos de desinfección, imbibición, detección de patógenos así como de peso de semilla.

Con base en los resultados obtenidos una desinfección con hipoclorito al 20% por 2 minutos e imbibición de semilla por 24 horas ayudan a evitar un enmascaramiento de resultados y acelerar la emergencia de las semillas. En cuanto al bioensayo de germinación en cajas la mayoría de las plántulas tuvieron un comportamiento similar en cuanto a la germinación, es reducida a la dosis de 16X.

Cabe destacar que hubo una disminución en la velocidad inicial de geminación en todos los tratamientos pero posteriormente hay una recuperación de esta y sigue su desarrollo normal.

En cuanto al experimento de aspersión sobre plantas completas, visualmente hubo una disminución en el crecimiento en comparación con el testigo, se presentaron leves daños como clorosis en las puntas de las hojas pero no murieron las plantas en ninguno de los tratamientos.

En cuanto al peso y la altura se calculó el GR<sub>50</sub> obteniendo que ninguno de los tratamientos estuvieron por debajo del 50%, hubo una reducción de altura en 8x aunque estaba un poco arriba del 50%.

Esta especie posee resistencia a fenoxaprop p etil a una dosis máxima de 16x por el comportamiento que tiene en plantas enteras.

## 2. INTRODUCCIÓN

Hay que mencionar que el trigo es el principal grano para la alimentación y, junto con el maíz y arroz es uno de los granos más importantes que se producen en un buen número de países. Teniendo esto en consideración es el cultivo que registra mayores volúmenes de comercialización. Se cuenta con una gran producción y área total dedicada al mismo, además de ser el grano más consumido por los humanos. Algunos ejemplos de su producción en los principales continentes son por ejemplo: En África donde se produjeron 17.9 millones de toneladas en 9.9 millones de hectáreas de tierra en 1998, en China 100 ton., Oceanía 22.1 ton, Europa 183 ton, USA 69.4 y México 3.2 ton (Stephen *et al.*, 2001).

Para México en 2007 de acuerdo con cifras del SIAP se sembraron 705,678.64 ha, de las cuales se cosecharon 691,679.14 ha y se produjeron 3,515,392.01 ton. Teniendo así un rendimiento de 5.08 ton ha<sup>-1</sup> (SIAP, 2007)

El manejo de malezas es el punto central de coordinación de muchas operaciones agrícolas. De aquí que sea importante mencionar las malezas que están presentes en trigo, algunos ejemplos de estas son: *Brassica kaber*, *Setaria spp.*, *Avena fatua*, *Poligonum convolvulus*, *Lolium multiflorum*, *Phalaris minor*. Entre las malezas más importantes del cultivo de trigo se encuentra *P. minor* Retz. (alpistillo) que es una poaceae, maleza de cereales distribuida en gran parte del mundo (Tal, 1996), además de que se ha detectado resistencia a ciertos herbicidas en países como India, Irán, Israel, México, Sudáfrica y California.

<[www.weedscience.org/Summary/USpeciesCountry.asp?lstWeedID=127&FmCommonName=Go](http://www.weedscience.org/Summary/USpeciesCountry.asp?lstWeedID=127&FmCommonName=Go)> [Consultado: 19 junio 2009]

El herbicida más utilizado en México para el control de malezas de hoja angosta es el Fenoxaprop – p – etil el cual es un herbicida que pertenece al grupo de los arilfenoxipropionatos, los cuales actúan sobre gramíneas deteniendo su crecimiento. El principal daño se da en los tejidos meristemáticos. Es un herbicida sistémico postemergente, selectivo a canola, trigo, cebada, arroz y soya recomendado para el control de *Phalaris spp.*,

*Alopecurus spp.*, *Avena spp.*, *Bhacchiaria spp.*, *Digitaria spp.*, *Ischaemum spp.*, *Setaria spp.*, *Echinochloa spp.* y *Panicum spp.*

<[http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/files/brochures/\\$file/puma\\_final.pdf](http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/files/brochures/$file/puma_final.pdf)> [Consultado: 18 marzo 2009]

La resistencia a herbicidas es causa de grandes pérdidas en diferentes cultivos alrededor del mundo, además de que se incrementa los costos de producción, se tiene un control deficiente aun después de una aplicación de herbicida. (Stephen & Shaner, 2001). Para detectar o medir el nivel de resistencia se han desarrollado varios métodos como son: estudios con plantas completas (Boerboom, 2000), uso de macollos (Letouzé *et al.*, 1997), ensayos en cajas Petri (Moss, 1990), bioensayo de germinación (Hashem *et al.*, 1999 y Kuk *et al.*, 2003), fluorescencia de la clorofila (Van Oorschot & Van Leewen, 1992; Norsworthy *et al.*, 1998), flotación de discos foliares (Hensley, 1981), germinación de polen (Richter & Powles, 1993), liberación de oxígeno por cloroplastos (Esqueda & Weller, 1996) y la exposición a herbicidas de las enzimas que son inhibidas por ellos, como es el caso de acetolactato sintasa (ALS) (Gerwick *et al.*, 1993) o acetil coenzima A carboxilasa (ACCase) (Tardif *et al.*, 1993).

Debido a que en México no se tiene mucha investigación al respecto solo existen sospechas de la presencia de biotipos de malezas resistentes a algunos herbicidas, principalmente en las zonas productoras de maíz, trigo, arroz, cebada, sorgo y caña de azúcar. (Zita *et al.*, 2006). Aunque existen reportes de resistencia de alpijillo a herbicidas del grupo de inhibidores de ACCase (arilfenoxipropionatos) en triguales de Michoacán y Guanajuato. (Sayre, 1996).

Este trabajo se realizó con el fin de determinar si se presenta resistencia en semillas de alpijillo (*P. minor*), el cual es una de las principales malezas que infesta campos de trigo en todo el mundo. Además, dada la aplicación continua del mismo herbicida (Fenoxaprop – p – etil) la presión de selección que se ejerció sobre esta planta posiblemente da como resultado el desarrollo de resistencia.

Al determinar si existe resistencia a un herbicida se pueden dar otras alternativas de manejo, anteriormente se tenía que aumentar la dosis para que

se ejerciera un daño a la planta, ahora, determinando la existencia de resistencia podemos reducir los gastos de producción y evitamos hacer un daño innecesario al ambiente. De aquí que sea importante tener un seguimiento de todas las actividades en campo a fin de evaluar posibles fallas en el manejo del cultivo y así se eviten problemas de desarrollo de resistencia en las malezas presentes.

### **3. Objetivo**

Determinar la resistencia de *Phalaris minor* a Fenoxaprop -p- etil mediante bioensayos de germinación y plantas enteras.

### **4. Hipótesis**

- La dosis del herbicida es directamente proporcional a la inhibición de la germinación de la semilla de *Phalaris minor* tratada y a la disminución de crecimiento y peso fresco en plantas enteras.

## 5. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 5.1. Generalidades del trigo

El trigo como los demás cereales es una planta monocotiledonea perteneciente a la familia Poaceae. Actualmente los trigos duros o cristalinos se clasifican botánicamente como *Triticum turgidum*, sub – especie *durum* y los *harineros* como *T. aestivum* sub – especie *vulgaris*. (Guerrero, 1999)

El trigo de invierno se produce de forma más extensiva que el de primavera. Se cuenta con una mayor producción de este en Estado Unidos, Oeste de Europa, Los Balcanes, Sur de Rusia y China. El trigo de primavera crece en climas frescos y secos que no son favorables para el trigo de invierno, como el norte de Estados Unidos, planicies de Canadá, Argentina, norte y centro de Rusia. El trigo de primavera es también sembrado en otoño en clima templado, como en México, Brasil, India, Australia y el suroeste de Estados Unidos. (Allen, 1987. citado por Stephen & Shaner, 2001).

En México después del maíz, el trigo se utiliza para consumo humano y en la industria de la panificación, pastas y galletas. Hay 5 grupos: cuatro panificables y uno es cristalino.

<<http://www.siap.gob.mx/ventanaIM.php?idCat=209&url=w4.siap.gob.mx/AppEstado/Monografias/Monografias2/TrigoG.html>> [Consultado: 19 agosto 2009]

En menor proporción que otros granos, se utiliza como forraje, especialmente, porcícola, avícola y bovino.

<<http://www.sagarpa.gob.mx/cgcs/boletines/2001/Octubre/B222.htm>>  
[Consultado: 18 marzo 2009]

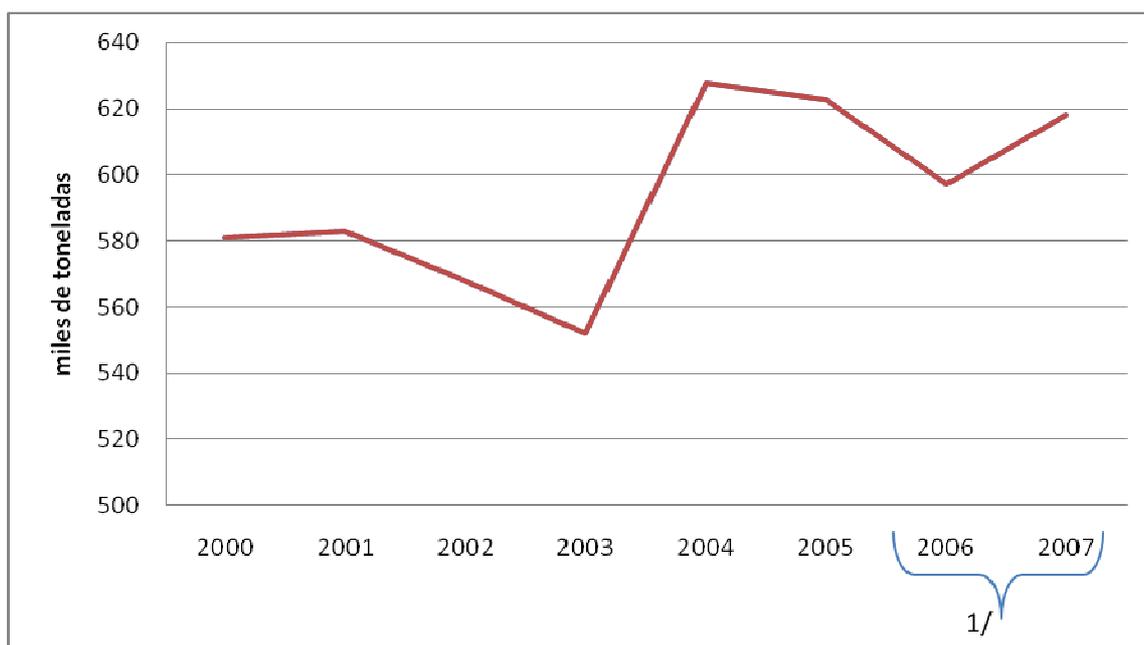
El mejor cultivo de trigo se consigue en terreno cargado de marga y arcilla, aunque el rendimiento es satisfactorio en terrenos mas ligeros. Prospera en climas sub-tropicales, moderadamente templados y moderadamente fríos; lo más apropiado es una pluviosidad anual de 229 a 762 mm, más abundante en primavera que en verano, la temperatura media en verano debe ser de 13 °C o más.

<<http://www.siap.gob.mx/ventanaIM.php?idCat=209&url=w4.siap.gob.mx/AppEstado/Monografias/Monografias2/TrigoG.html>> [Consultado: 19 agosto 2009]

De forma general crece en rotación con diferentes cultivos como son: maíz (*Zea mays* L.), avena (*Avena sativa* L.), arroz (*Oryza sativa*), cebada (*Hordeum vulgare* L.), sorgo (*Sorghum vulgare* Pers.), canola (*Brassica napus* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.) y betabel (*Beta vulgaris* L.). (Stephen & Shaner, 2001)

### 5.1.1. Producción mundial

En el periodo 2000 – 2005, de acuerdo con datos de la FAO, la producción promedio de trigo a nivel mundial fue de 509.4 millones de toneladas, en el 2004 con 627.6 millones de toneladas. En la Figura 1 se muestra la producción mundial de trigo de 2000 – 2007



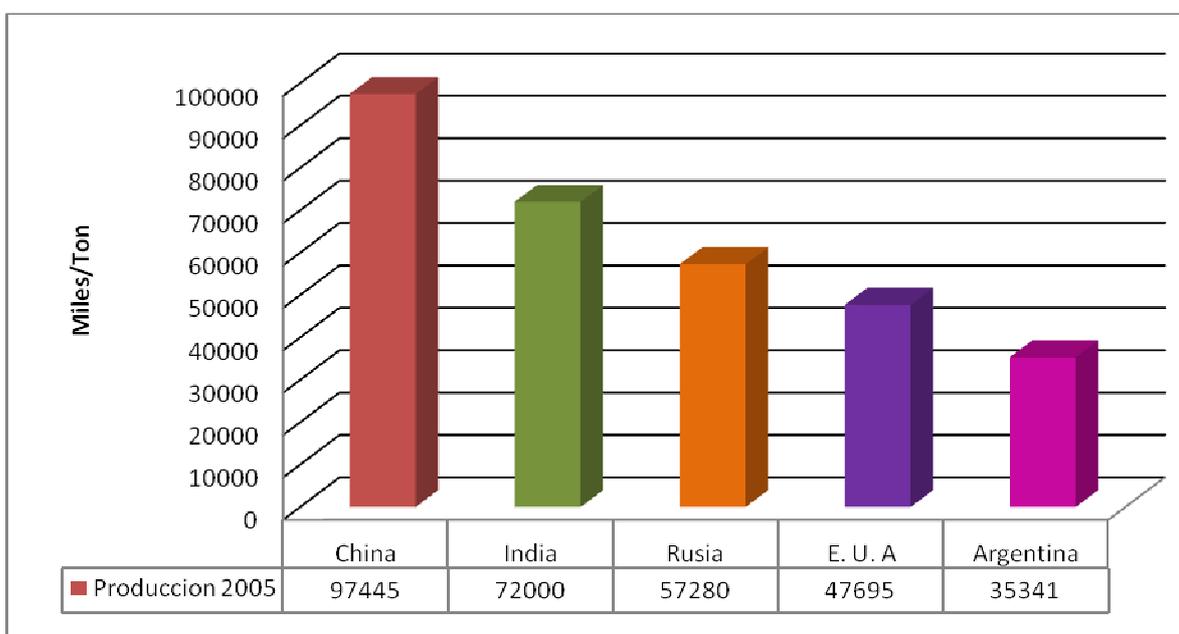
1/ la cifra de 2006 es una estimación y la de 2007 es pronóstico. Cifras elaboradas por la FAO.

**Figura 1.** Producción mundial de trigo 2000-2007. FUENTE: SIAP, 2006, FAO, 2007

### 5.1.1.1. Principales países productores

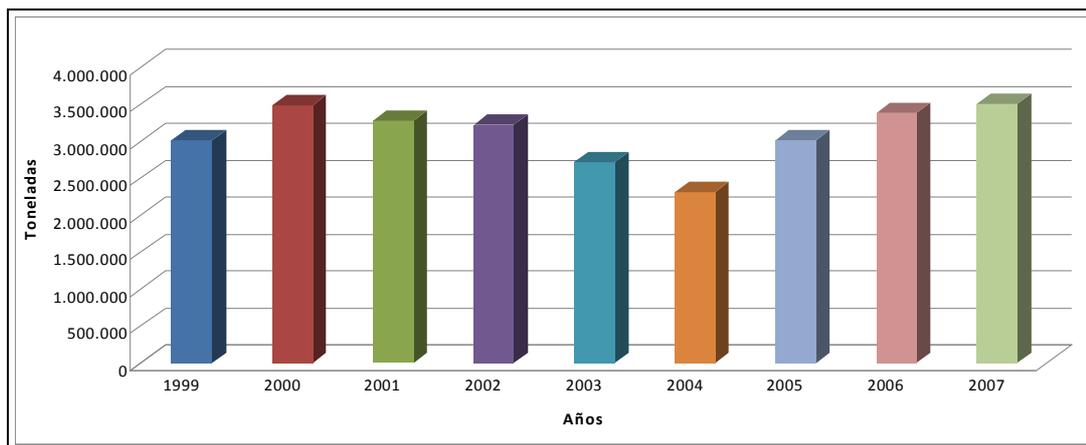
El trigo puede crecer en diversidad de latitudes, climas y suelos, aunque se desarrolla mejor en zonas templadas. Debido a esto, es posible encontrar cosechas de trigo en todos los continentes.

En el periodo 2000 - 2005, los principales países productores fueron China que participó con el 16% de la producción mundial mientras que India con el 12%, seguido por Rusia (9%), Estados Unidos (8%) y Argentina (6%). Esta información se presenta en la figura 2.



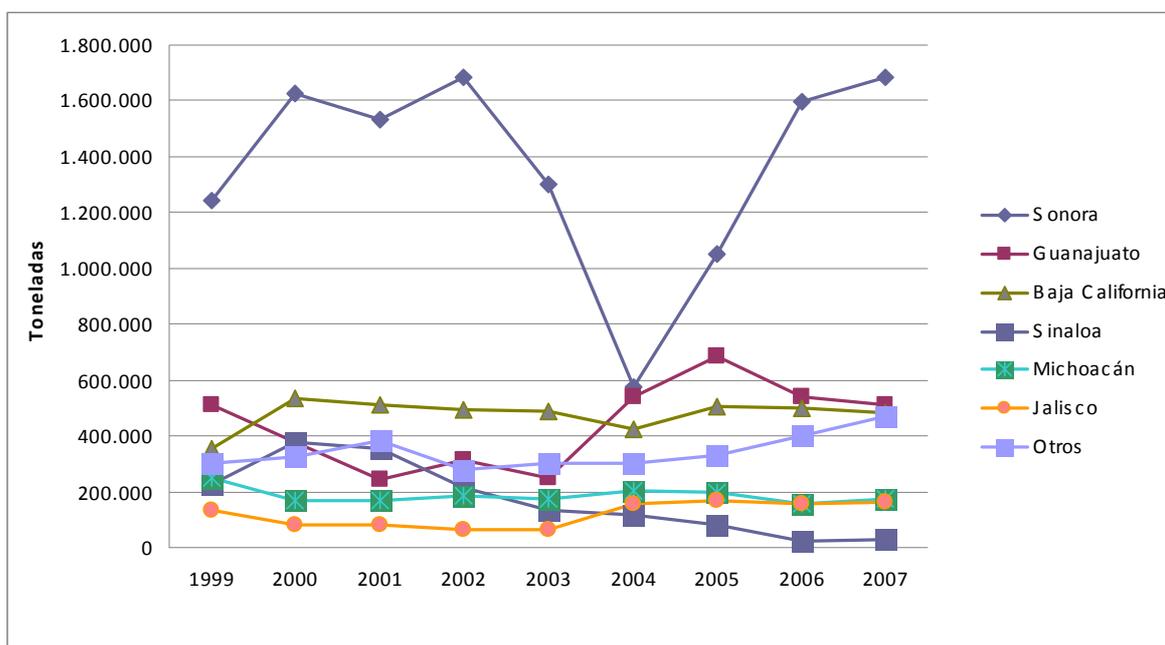
**Figura 2.** Principales países productores de trigo en 2005. FUENTE: FAOSTAT – FAO, 2007.

Según cifras del Servicio de Información Estadística Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), el promedio de la producción total mexicana de trigo durante los años 1999 – 2007 fue de 3,107,935.72 toneladas (Figura 3).

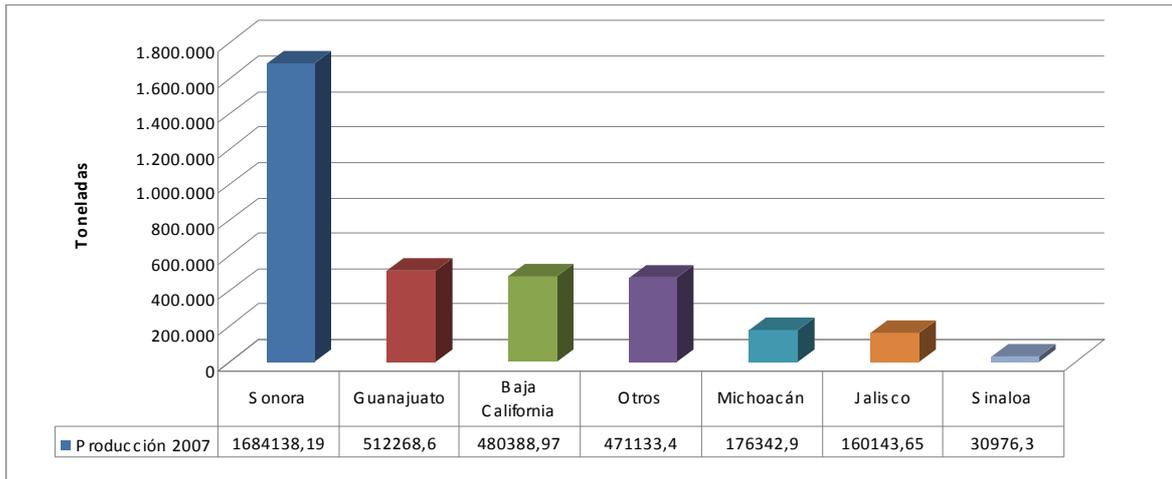


**Figura 3.** Producción total de trigo en México de 1999 – 2007. FUENTE: con base a datos de SIAP, 2007

En la figura 4 y 5 se ilustra la producción de los principales estados productores de México del periodo de 1999 – 2007 así como los principales estados productores en el 2007.



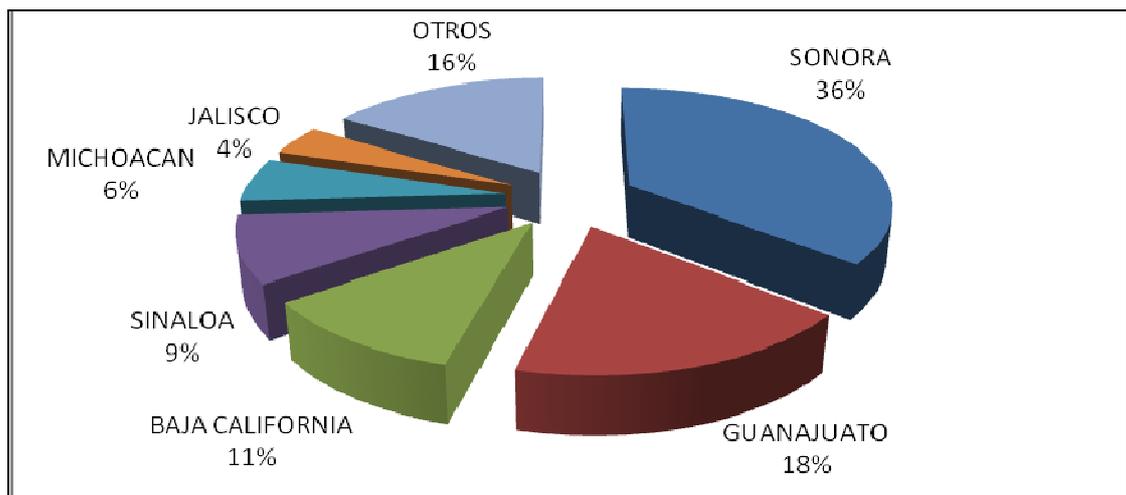
**Figura 4.** Producción de trigo en México de 1999 – 2007 (TON). FUENTE: A partir de datos del SIAP, 2007



**Figura 5.** Principales estados productores de trigo en 2007. A partir de datos del SIAP, 2007

En el territorio nacional se distinguen las regiones Noroeste y Bajío por su preponderancia en la producción de trigo, siendo los principales estados productores Sonora (36%), Sinaloa (9%), Baja California (11%), Guanajuato (18%), Michoacán (6%), Jalisco (4 %) y otros (16%).

La Región Noroeste aporta en promedio el 55% de la producción nacional del cereal y el Bajío el 28%, lo que conjuntamente representa más de las tres cuartas partes del total nacional. En la figura 6 se muestra una grafica que proporciona información de la participación porcentual por estados productores.



**Figura 6.** Participación porcentual por estados productores. FUENTE: SIAP, 2006

La superficie cultivada promedio de trigo en México en la década de los noventa ascendía a 898 mil hectáreas. El área sembrada disminuyó a un ritmo anual de 3.6% debido a los comportamientos negativos de los ciclos.

De la superficie promedio de 898 mil hectáreas, el 73% corresponde a la cultivada con sistemas de riego. La superficie sembrada en temporal disminuyó en más de 51 mil hectáreas durante ese periodo, lo que se tradujo en un decremento promedio anual de 2.8% debido a problemas climáticos.

<[http://www.cimmyt.org/spanish/docs/eco\\_wpaper/EWP03\\_05.pdf](http://www.cimmyt.org/spanish/docs/eco_wpaper/EWP03_05.pdf)>

[Consultado: 18 marzo 2009]

### 5.1.2. Principales malezas y su control químico

En México se reportan más de 400 especies de malas hierbas, pertenecientes a más de 50 familias botánicas, asociadas a diferentes cultivos (Villaseñor & Espinosa, 1998; Tamayo, 1991). Las principales especies de maleza en trigo se presentan en el Cuadro 1.

**Cuadro 1.** Principales malas hierbas en trigo en México.

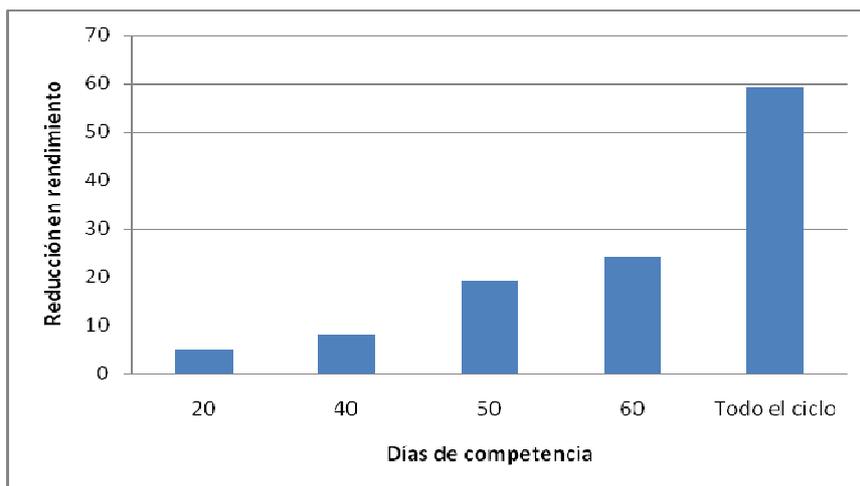
| Familia        | Nombre científico                                      | Familia       | Nombre científico              |
|----------------|--|---------------|--------------------------------|
| Asteraceae     | <i>Ageratum conyzoides</i><br>Subsp. <i>Conyzoides</i> | Poaceae       | <i>Leptochloa mucronata</i>    |
| Amaranthaceae  | <i>Amaranthus blitoides</i>                            | Poaceae       | <i>Leptocloa uninervia</i>     |
| Amaranthaceae  | <i>Amaranthus dubius</i>                               | Verbenaceae   | <i>Lippia nodiflora</i>        |
| Amaranthaceae  | <i>Amaranthus hybridus</i>                             | Onagraceae    | <i>Lopezia racemosa</i>        |
| Amaranthaceae  | <i>Amaranthus palmeri</i>                              | Malvaceae     | <i>Malva neglecta</i>          |
| Amaranthaceae  | <i>Amaranthus retroflexus</i>                          | Malvaceae     | <i>Malva parviflora</i>        |
| Amaranthaceae  | <i>Amaranthus spinosus</i>                             | Malvaceae     | <i>Malva rotundifolia</i>      |
| Asteraceae     | <i>Ambrosia artemisiifolia</i>                         | Malvaceae     | <i>Malvella leprosa</i>        |
| Lythaceae      | <i>Ammannia coccinea</i>                               | Fabaceae      | <i>Medicago hispida</i>        |
| Primulaceae    | <i>Anagallis arvensis</i>                              | Fabaceae      | <i>Medicago polymorpha</i>     |
| Malvaceae      | <i>Anoda cristata</i>                                  | Asteraceae    | <i>Melampodium perfoliatum</i> |
| Malvaceae      | <i>Anoda pentaschista</i>                              | Fabaceae      | <i>Melilotus indica</i>        |
| Asteraceae     | <i>Artemisa ludoviciana</i>                            | Sterculiaceae | <i>Melochia pyramidata</i>     |
| Chenopodiaceae | <i>Atriplex canescens</i>                              | Oxalidaceae   | <i>Oxalis corniculata</i>      |
| Chenopodiaceae | <i>Atriplex elegans</i>                                | Oxalidaceae   | <i>Oxalis latifolia</i>        |

|                  |                                  |                 |  |
|------------------|----------------------------------|-----------------|--|
| Chenopodiaceae   | <i>Atriplex patula</i>           | Poaceae         | <i>Panicum reptans</i>                     |
| Poaceae          | <i>Avena fatua</i>               | Papaveraceae    | <i>Papaver rhoeas</i>                      |
| Asteraceae       | <i>Baileya multiradiata</i>      | Asteraceae      | <i>Parthenium hysterophorus</i>            |
| Chenopodiaceae   | <i>Bassia hyssopifolia</i>       | Poaceae         | <i>Paspalum conjugatum</i>                 |
| Asteraceae       | <i>Bidens odorata</i>            | Asteraceae      | <i>Perimenium berlandieri</i>              |
| Poaceae          | <i>Brachiaria plantaginea</i>    | Poaceae         | <i>Phalaris angusta</i>                    |
| Brassicaceae     | <i>Brassica kaber</i>            | Poaceae         | <i>Phalaris canariensis</i>                |
| Brassicaceae     | <i>Brassica juncea</i>           | Poaceae         | <i>Phalaris minor</i>                      |
| Brassicaceae     | <i>Brassica napus</i>            | Poaceae         | <i>Phalaris paradoxa</i>                   |
| Brassicaceae     | <i>Brassica nigra</i>            | Euphorbiaceae   | <i>Phyllanthus niruri</i>                  |
| Brassicaceae     | <i>Brassica rapa</i>             | Solanaceae      | <i>Physalis acutifolia</i>                 |
| Portulacaceae    | <i>Calandrinia ciliata</i>       | Solanaceae      | <i>Physalis angulata</i>                   |
| Euphorbiaceae    | <i>Caperonia palustris</i>       | Solanaceae      | <i>Physalis ixocarpa</i>                   |
| Brassicaceae     | <i>Capsella bursa – pastoris</i> | Solanaceae      | <i>Physalis philadelphica</i>              |
| Brassicaceae     | <i>Cardamine hirsuta</i>         | Poaceae         | <i>Poa annua</i>                           |
| Euphorbiaceae    | <i>Chamaesyce hyssopifolia</i>   | Polygonaceae    | <i>Polygonum argyrocoleon</i>              |
| Euphorbiaceae    | <i>Chamaesyce postrata</i>       | Polygonaceae    | <i>Polygonum aviculare</i>                 |
| Asteraceae       | <i>Chamomilla recutita</i>       | Polygonaceae    | <i>Polygonum</i><br><i>hydropiperoides</i> |
| Chenopodiaceae   | <i>Chenopodium album</i>         | Polygonaceae    | <i>Polygonum persicaria</i>                |
| Chenopodiaceae   | <i>Chenopodium ambrosioides</i>  | Polygonaceae    | <i>Polygon monospeliensis</i>              |
| Chenopodiaceae   | <i>Chenopodium murale</i>        | Portulacaceae   | <i>Portulaca oleraceae</i>                 |
| Scrophulariaceae | <i>Castilleja arvensis</i>       | Brassicaceae    | <i>Raphanus raphanistrum</i>               |
| Asteraceae       | <i>Centaurea cyaneus</i>         | Brassicaceae    | <i>Rapistrum rugosum</i>                   |
| Commelinaceae    | <i>Commelina coelestis</i>       | Resedaceae      | <i>Reseda luteola</i>                      |
| Convolvulaceae   | <i>Convolvulus arvensis</i>      | Fabaceae        | <i>Rhynchosia minima</i>                   |
| Asteraceae       | <i>Conyza canadensis</i>         | Polygonaceae    | <i>Rumex crispus</i>                       |
| Asteraceae       | <i>Cosmos bipinnatus</i>         | Polygonaceae    | <i>Rumex pulcher</i>                       |
| Cucurbitaceae    | <i>Cucurbita foetidissima</i>    | Chenopodiaceae  | <i>Salsola tragus</i>                      |
| Poaceae          | <i>Cynodon dactylon</i>          | Asteraceae      | <i>Schkuhria pinnata</i>                   |
| Cyperaceae       | <i>Cyperus esculentus</i>        | Caryophyllaceae | <i>Scleranthus annuus</i>                  |
| Cyperaceae       | <i>Cyperus rotundus</i>          | Asteraceae      | <i>Senecio vulgaris</i>                    |
| Solanaceae       | <i>Datura stramonium</i>         | Poaceae         | <i>Setaria parviflora</i>                  |
| Brassicaceae     | <i>Descurainia pinnata</i>       | Cucurbitaceae   | <i>Sicyos angulatus</i>                    |
| Brassicaceae     | <i>Descurainia sophia</i>        | Cucurbitaceae   | <i>Sicyos deppei</i>                       |
| Crassulaceae     | <i>Echeveria gibbiflora</i>      | Cucurbitaceae   | <i>Sicyos laciniatus</i>                   |

|                |                                  |                 |                              |
|----------------|----------------------------------|-----------------|------------------------------|
| Poaceae        | <i>Echinochloa colonum</i>       | Cucurbitaceae   | <i>Sicyos microphyllus</i>   |
| Poaceae        | <i>Echinochloa crus – gallii</i> | Malvaceae       | <i>Sida acuta</i>            |
| Cucurbitaceae  | <i>Echinopepon milleflorus</i>   | Asteraceae      | <i>Simsia amplexicaulis</i>  |
| Poaceae        | <i>Eleusine indica</i>           | Brassicaceae    | <i>Sisymbrium irio</i>       |
| Poaceae        | <i>Eleusine multiflora</i>       | Brassicaceae    | <i>Sisymbrium sophia</i>     |
| Poaceae        | <i>Eragrostis cilianensis</i>    | Solanaceae      | <i>Solanum eleagnifolium</i> |
| Poaceae        | <i>Eragrostis mexicana</i>       | Solanaceae      | <i>Solanum nigrum</i>        |
| Geraniaceae    | <i>Erodium cicutarium</i>        | Solanaceae      | <i>Solanum rostratum</i>     |
| Brassicaceae   | <i>Eruca sativa</i>              | Asteraceae      | <i>Sonchus asper</i>         |
| Polygonaceae   | <i>Fagopyrum esculentum</i>      | Asteraceae      | <i>Sonchus oleraceus</i>     |
| Asteraceae     | <i>Flaveria trinervia</i>        | Poaceae         | <i>Sorghum bicolor</i>       |
| Asteraceae     | <i>Galinsoga parviflora</i>      | Poaceae         | <i>Sorghum halepense</i>     |
| Rubiaceae      | <i>Galium aparine</i>            | Caryophyllaceae | <i>Spergula arvensis</i>     |
| Verbenaceae    | <i>Glandularia bipinnatifida</i> | Caryophyllaceae | <i>Stellaria media</i>       |
| Asteraceae     | <i>Helianthus annus</i>          | Asteraceae      | <i>Taraxacum officinale</i>  |
| Convolvulaceae | <i>Ipomoea hederacea</i>         | Asteraceae      | <i>Tithonia rotundifolia</i> |
| Convolvulaceae | <i>Ipomoea purpurea</i>          | Asteraceae      | <i>Tithonia tubiformis</i>   |
| Chenopodiaceae | <i>Kochia scoparia</i>           | Zygophyllaceae  | <i>Tribulus terrestris</i>   |
| Asteraceae     | <i>Lactuca serriola</i>          | Poaceae         | <i>Urochloa fasciculata</i>  |
| Lamiaceae      | <i>Lamium amplexicaule</i>       | Asteraceae      | <i>Verbesina encelioides</i> |
| Lamiaceae      | <i>Lamium purpureum</i>          | Violaceae       | <i>Viola tricolor</i>        |
| Asteraceae     | <i>Lapsana communis</i>          | Asteraceae      | <i>Xanthium strumarium</i>   |
| Brassicaceae   | <i>Lepidium virginicum</i>       |                 |                              |

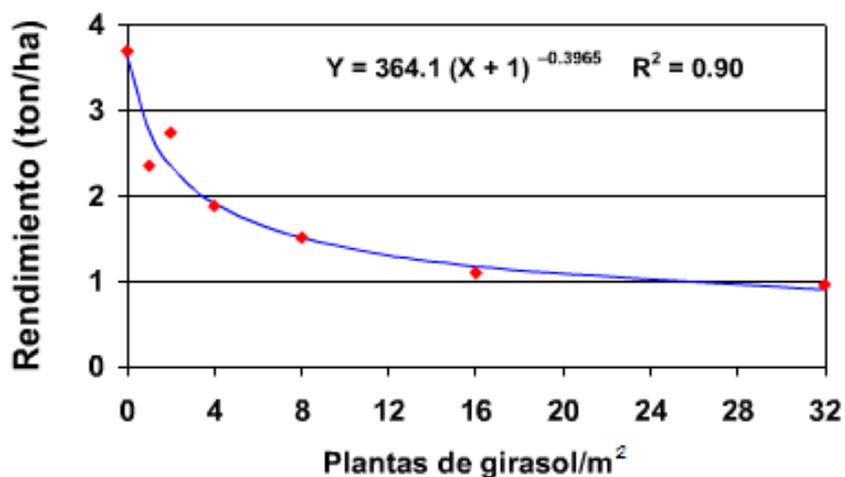
FUENTE: (Villaseñor & Espinosa, 1998) Catalogo de Malezas en México

En trigo la competencia de maleza ocasiona pérdidas de rendimiento de 19% si no se ejerce algún tipo de control en los primeros 50 días de su desarrollo y 59% si se permite la libre competencia de maleza durante todo el ciclo (Figura 7). Cuando las especies que se asocian al trigo son altamente competitivas los daños son mayores.



**Figura 7.** Efecto del periodo de competencia con maleza en la reducción de rendimiento de trigo en México. FUENTE: Rosales & Medina, 2007

En el Noreste de México poblaciones de sólo dos plantas de girasol silvestre por metro cuadrado reducen el rendimiento de trigo en 27 % (Figura 8) al permitir su competencia todo el ciclo (Rosales *et al.* 2002).



**Figura 8.** Efecto de la densidad de girasol silvestre *Helianthus annuus L.* sobre el rendimiento de trigo. Con permiso de: Rosales *et al.* 2002

Por otra parte, la avena silvestre es también una especie altamente competitiva comúnmente asociada al trigo. Una densidad de población de 50 plantas de avena silvestre por metro cuadrado disminuye 55% el rendimiento

de trigo al permitir su competencia durante los primeros 60 días de desarrollo del cultivo (Figura 9). Cuando la población de avena silvestre es de 300 plantas por metro cuadrado, el rendimiento de trigo se reduce en 85% al competir con el cultivo por 60 días (Tamayo, 1991).

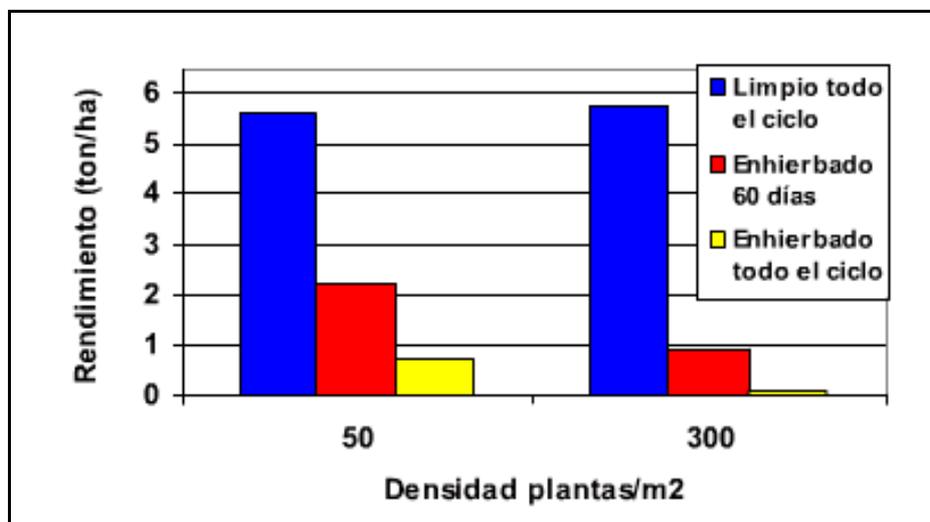


Figura 9. Efecto de la densidad de avena silvestre *Avena fatua* L. en el rendimiento de trigo. FUENTE: Tamayo, 1991

#### 5.1.2.1. Control químico post-emergente de malezas en trigo.

El control químico se basa en el combate de malezas mediante el empleo de herbicidas. Se puede definir al herbicida como un producto químico fitotóxico, utilizado para destruir plantas indeseables (maleza), inhibir o alterar su crecimiento e interferir y malograr la germinación de sus semillas. Existen varias formas de clasificar a los herbicidas incluyendo su uso, propiedades químicas y su modo de acción. (Gómez, 2006)

Método de uso. Los herbicidas se pueden aplicar al follaje o al suelo. Los que se aplican al follaje y afectan solamente la parte tratada se describe como herbicida de contacto, mientras que aquellos que se trasladan fuera del follaje hacia un punto de acción en otro lugar de la planta se denominan herbicidas sistémicos. Los herbicidas de aplicación al suelo que general afectan la germinación de las malezas, tienen que persistir algún tiempo para ser efectivos y se denominan herbicidas residuales. Algunos herbicidas residuales tienen acción de contacto y afectan las raíces y los tallos en la medida en que

emerge de la semilla, mientras que otros entran en la raíz y parte subterránea de la planta y se trastoca a un punto de acción. (Labrada *et al.* 1996).

Tanto el tratamiento foliar como el aplicado en el suelo se describen en función del momento de aplicación y desarrollo del cultivo.

Los herbicidas de pre – siembra se aplican antes del establecimiento del cultivo y los de pre – siembra incorporada que son aquellos que se aplican antes de la plantación del cultivo y emergencia de la maleza y se incorporan mediante labranza poco profunda, (Labrada *et al.* 1996). Los pre - emergentes ejercen su acción en el suelo, hay una variación de este que los post - emergentes que se aplican después de la emergencia del cultivo y la maleza, debe realizarse sobre la maleza en sus primeros estados de desarrollo cuando la maleza es mas susceptible al herbicida y la competencia con el cultivo es mínima. (Rosales, 2006). La aspersion post – dirigida se aplica después de la emergencia de las malezas y los cultivos, pero debe evitarse el contacto del asperjado con el cultivo. (Labrada *et al.* 1996).

A continuación se muestran distintos productos químicos utilizados con sus respectivas indicaciones de dosis y forma de aplicación que deben tomarse.

### **Cuadro 2.** Productos químicos para malezas de hoja ancha en trigo

|  |   |
|--|---|
| Producto químico: 2,4-D amina              | Aplicación: Cuando el trigo se encuentre en |
| Nombre comercial: Agramina,                | amacollamiento o encañe.                    |
| Arrasador, Damine, DMA-6,                  |   |
| Diamont, Hierbamina, etc.                  |   |
| Dosis: 480 a 720 g de i.a ha <sup>-1</sup> |   |
| Producto químico: Dicamba.                 |   |
| Nombre comercial: Furtone, Herbamba        |   |
| Dosis: 190 g de i.a ha <sup>-1</sup>       |   |
| Producto químico: Fluoroxipir              |   |
| Nombre comercial: Starane 2M,              |   |
| Tomahak 200 CE                             |   |
| Dosis: 150 g de i.a ha <sup>-1</sup>       |   |
| Producto químico: Thifensulfuron-metil     |   |

---

Nombre comercial: Harmony.

Dosis: 15 a 21 g de i.a ha<sup>-1</sup>

---

|  |  |
|--|--|
| Producto químico: Metsulfuron-metil<br>Nombre comercial: Achúrate 60 WP,<br>Ally<br>Dosis: 3.6 a 4.8 g de i.a ha <sup>-1</sup> | Aplicación: Cuando la maleza tenga de 5 a 10 cm de altura durante la etapa de crecimiento activo y a partir de que el cultivo tenga 2 hojas y hasta antes de la etapa del embuche, ya que después podrá ocasionar fitotoxicidad. |
|--|--|

---

|  |  |
|--|--|
| Producto químico: Thifensulfuron-metil + metsulfuron-metil<br>Nombre comercial: Situi XL<br>Dosis: 15 + 6 g i.a ha <sup>-1</sup> | Aplicación: Cuando el trigo tenga desde 2 hojas hasta antes de emerger la espiga y la maleza no debe exceder los 10 cm de altura, a excepción de la correhuela perenne, la cual debe estar del 60 a 70% emergida para su aplicación porque si ésta se efectúa más temprano habrán rebrotes y/o nuevas nacencias. El crecimiento activo de la maleza favorece la acción de este producto. |
|--|--|

---

|  |  |
|--|--|
| Producto químico: Triasulfuron<br>Nombre comercial: Amber 75 GS<br>Dosis: 11.3 g i.a. ha <sup>-1</sup> | Aplicación: Antes de que la maleza tenga cuatro hojas o 5 cm de altura |
|--|--|

---

FUENTE: (Rosales & Medina. 2007)

Como en el inciso anterior, aquí se muestra el control químico que se aplica en algunas especies de gramíneas (avena silvestre (*Avena fatua*), **alpistillo (*Phalaris sp*)**, zacate de agua (*Echinochloa crus - galli*) y zacate cangrejo (*Digitaria bicronis*).

### Cuadro 3. Productos químicos para gramíneas en trigo

---

|  |  |
|--|--|
| Producto químico: Tralkoxidim<br>Nombre comercial: Grasp 25 SC<br>Dosis: 250 a 370 g i.a. ha <sup>-1</sup> | Aplicación: Entre 25 y 35 días después de la emergencia del trigo. Hay que aplicar sobre maleza de dos a seis hojas y una altura menor de 15 cm. Utilizar la dosis baja para el control de avena silvestre y la dosis alta para alpistillo. Es necesario que la maleza tratada se encuentre creciendo activamente y en suelo con buena humedad. Hay que añadir un surfactante a razón de 500 ml por cada 100 l |
|--|--|

---

|   |  |
|---|--|
|   | de solución a asperjar. Se puede mezclar con 2,4-D, bromoxinil y dicamba.  |
| <p>Producto químico: <b>Fenoxafrop-p-etil</b></p> <p>Nombre comercial: Puma Super</p> <p>Dosis: 69 g i.a./ha</p>    | <p>Aplicación: El mejor momento de aplicación es temprana, antes de que la maleza inicie su etapa de amacollamiento. Es necesario contar con buena humedad en el suelo al momento de aplicar. En caso de aplicar sin humedad en el suelo se requiere del riego inmediatamente después de la aplicación o dentro de un periodo máximo de 3 días. Aplicar sobre maleza pequeña sin amacollar, creciendo activamente y en suelo con buena humedad.</p>  |
| <p>Producto químico: Clodinafop</p> <p>Nombre comercial: Topik Gold</p> <p>Dosis: 60 g i.a./ha</p>                  | <p>Aplicación: En postemergencia después de que el trigo tenga tres hojas y cuando el tamaño de la maleza sea el óptimo, en cuanto mas temprano el momento de aplicación a la maleza esta es más susceptible, es importante asperjar cuando la mayoría de la maleza haya germinado y se encuentre en desarrollo activo con suficiente humedad en el suelo. No debe mezclarse con herbicidas con ingrediente activo sea el 2,4-D o dicamba.</p>   |
| <p>Producto químico: Flucarbazone-sodio</p> <p>Nombre comercial: Everest 70 WDG</p> <p>Dosis: 21 a 31 g i.a./ha</p> | <p>Aplicación: En postemergencia al cultivo cuando éste tenga un mínimo de 1 hasta 4 hojas en su tallo principal y solo 2 macollos y la maleza en esté en etapa temprana de 2 a 4 hojas. Utilizar un mínimo de 200 L de agua por hectárea en aplicaciones terrestres. Siempre hay que agregar a la dosis recomendada del herbicida y mezclar hasta que los gránulos se diluyan por completo. Agregar agua a la mitad de la capacidad total del tanque de aspersion, verter la premezcla del producto y comenzar la agitación, posteriormente se continúa llenando con agua</p> |

|   |  |
|---|--|
|   | <p>hasta su límite. Continuar con la agitación durante la operación.</p>   |
| <p>Producto químico: Mesosulfurón metil + Iodosulfuron metil<br/> Nombre comercial: Sigma S<br/> Dosis: 15 g + 3 g i.a/ha</p> | <p>Aplicación: En postemergencia al cultivo y cuando la maleza se encuentre en etapa de activo crecimiento; puede aplicarse desde antes del amacollamiento y hasta la etapa de alargamiento de entrenudos. Este herbicida controla además de avena loca y alpistillo algunas malezas de hoja ancha como girasol silvestre, quelite y mostacilla. Es indispensable contar con buena humedad en el suelo, preferentemente a capacidad de campo. En caso de no existir humedad suficiente en el suelo se requiere del riego de auxilio en un periodo máximo de 3 días antes o de 3 a 5 días después de la aplicación, este periodo puede extenderse siempre y cuando las condiciones de humedad y desarrollo no se pierdan.</p> |

FUENTE: (Rosales & Medina. 2007)

## **5.2. Descripción de *Phalaris minor***

Entre las malezas más importantes en el cultivo de trigo se encuentra *P. minor* Retz. alpistillo (Tal *et al.* 1996). Es una de las más predominantes y problemáticas malezas en campos de trigo en Pakistán e India, además de áreas del trópico, en Latinoamérica también es una de las malezas más importantes. (Rao, 2000)

Esta maleza es originaria del Mediterráneo. Es una hierba anual y amacollada de 20 – 100 cm de alto, sus hojas miden entre 3.5 y 9 cm de largo, con vaina más corta que el entrenudo, cuando la hoja es joven se superponen, lígula laminar de 4 a 9 mm de alto. Morfológicamente es muy parecida a la planta de trigo y por lo tanto es difícil identificarla en estado de plántula (Espinosa & Sarukhán, 1997). Es una maleza C3 (García *et al.*, 2006). Florece entre 78 y 105 días y madura en 113 y 155 días dependiendo de la fecha en que se haya sembrado. Produce entre 300 y 460 semillas por panícula. Si es sembrada en diciembre se retrasa ya que hay más caña y problemas de humedad, la producción temprana se muestra en el mes de octubre. Es importante mencionar que algunos estudios reportan que la semilla cosechada fresca no germina en 6 meses pero responde a pre-enfriamiento y escarificación. También se ha encontrado que la temperatura óptima de germinación para *Phalaris* es entre 10 y 15 °C. La población es mayor en sistemas de rotación arroz – trigo en comparación con el sistema algodón – trigo (Rao, 2000).

En México afecta gran parte de las zonas trigueras del norte del país. Puede encontrarse en floración de junio a noviembre. A una altura sobre el nivel del mar de 2250 a 2350. Se puede encontrar en Baja California, Sonora, Michoacán, Estado de México y Guerrero (Espinosa & Sarukán, 1997).

### **5.2.1. Problemática por resistencia de *Phalaris minor* en cultivo de trigo**

Es la primera maleza que desarrollo resistencia al grupo A según la HRAC (Herbicide Resistance Action Committee) <[www.hracglobal.com](http://www.hracglobal.com)>

[Consultado: 19 junio 2009] o grupo 1 de acuerdo con la WSSA (Weed Science Society of America) <[www.wssa.net](http://www.wssa.net)> [Consultado: 14 abril 2008] de herbicidas conocido como inhibidor de acetil CoA carboxilasa en 1996. Algunas investigaciones muestran que este biotipo es resistente a fenoxaprop –p- etil y posiblemente exista resistencia cruzada a otros herbicidas del grupo A o 1. Por la falta de investigación en el área solo se cuenta con un informe que indica que algunas poblaciones de *Phalaris spp* no han sido controladas por los herbicidas de uso común en el Valle del Yaqui, Sonora, México. (Tamayo & Martínez, 1998). Al realizar la investigación se detectó que efectivamente era resistente a Fenoxaprop. Aunque estos estudios incluyen solo 2 dosis de herbicidas equivalentes a la dosis comercial y 2x, el biotipo tenía aparentemente resistencia cruzada a tralkoxidim pero no a clodinafop y diclofop (Tamayo & Martínez, 2002)

En las áreas agrícolas de la zona del Bajío cultivadas con maíz y sorgo en rotación con trigo y cebada, se aplican herbicidas constantemente para el control de especies de hoja ancha (atrazina y 2,4-D), lo que ha provocado el desplazamiento de malezas dicotiledóneas por especies monocotiledóneas, principalmente por *P. minor* y *P. paradoxa*. De acuerdo con Tafoya 2003 (citado por Valverde 2007) en la región semiárida, subtropical del Bajío, especies de *Phalaris* resistentes a inhibidores de ACCasa incrementaron de 300 ha en 1998 a 2000 ha en 2003 y actualmente afecta 6000 ha. Ambas especies de *Phalaris* (*P. minor* y *P. paradoxa*) fueron controladas con mezclas de herbicidas post emergentes de clodinafop, chlortoluron y terbutrin (Morgado Gutiérrez et. al. 2001)

En México invade 501 a 1000 sitios y el numero va en incremento, también, se estima que hay entre 1001 – 10,000 ha afectadas por *Phalaris minor* resistente aunque estas cifras están aumentando. (Sayre K. 1996).

### 5.3. *Herbicidas inhibidores de síntesis de lípidos*

Este es un grupo comercialmente importante, son graminicidas selectivos aplicados en postemergencia. Se clasifican en el Grupo A de acuerdo con la HRAC (Herbicide Resistance Action Committee) <[www.hracglobal.com](http://www.hracglobal.com)> [Consultado: 19 junio 2009] o Grupo 1 según la WSSA (Weed Science Society of America) <[www.wssa.net](http://www.wssa.net)> [Consultado: 14 abril 2008]. Desde su introducción a finales de 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. (Deyle, 2005)

#### 5.3.1. *Estructura y uso de graminicidas*

Los graminicidas se caracterizan en 5 familias químicas:

- Tiocarbamatos
- Cloroacetamidas
- Alaninopropionatos
- Arilfenoxipropionatos
- Ciclohexanedionas

Con la introducción de los arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas a mediados de los 70s permitió el control de un amplio espectro de pastos anuales y perennes en un gran rango de cultivos.

El ingrediente activo producido por arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas posee un extenso y buen control de malezas en dosis por debajo como 100 – 200 g ha<sup>-1</sup>. (Cobb & Kirkwood, 2000). En el cuadro 4 se muestran los herbicidas más comunes pertenecientes estas 2 familias así como el nombre comercial y los cultivos a los que se aplican.

**Cuadro 4.** Herbicidas más comunes de la familia de arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas.

| Familia Química          | Materia activa                            | Herbicidas comunes | Cultivos en los que se aplica    |
|--------------------------|---|--------------------|----------------------------------|
| Aryloxifenoxipropionatos | Plodinafop-propargil<br>Cihalofop - butil | Topik              | Trigo, triticale, arroz<br>Arroz |

|                   |                           |   |                                     |  |
|-------------------|---------------------------|---|-------------------------------------|--|
|                   | Diclofop - metil          | Iloxan  |                                     | Control de maleza de hoja angosta en pastos de golf y jardinería profesional |
|                   | <b>Fenoxaprop P- etil</b> | <b>Puma Isomero, Cat, Puma Dopler, Furore</b> | <b>Super, Starice, Extra, Gamo,</b> | <b>Trigo, arroz, soya, girasol, cacahuate, algodón, papa, ajo</b>            |
|                   | Fluazifop – P- butil      | Fusilade Hache, Onecide                       | Biw, Listo,                         | Soya, algodón, caña de azúcar  |
|                   | Haloxifop – R- metil      | Galant. R, Galant R LPU                       | Mirage,                             | Papa, girasol, algodón, sorgo.   |
|                   | Propaquizafop             | Prilan, Agil                                  |                                     | Sorgo, remolacha azucarera, ajo, cebolla, cacahuate, soya                    |
|                   | Quizalofop- P - etil      | Sherif, Herban LPU                            | Mostar,                             | Papa, lino, chícharo, remolacha azucarera, algodón y soya                    |
| Cyclohexanodionas | Aloxidim                  | Fervin  |                                     | Papa, remolacha y cereales   |
|                   | Cletodim                  | Select, Arrow                                 | Centurion,                          | Sorgo, algodón, papa, café, cebolla, soya, tomate, alfalfa                   |
|                   | Cicloxidim                | Focus Ultra                                   |                                     | Remolacha, lentejas, chícharo, coliflor, lechuga, haba, ejotes, zanahoria.   |
|                   | Setoxidim                 | Poast, Fervinal                               |                                     | Remolacha, lechuga, tomate, pimiento, zanahoria                              |
|                   | Tralkoxidim               | Grasp, Splendor                               |                                     | Remolacha, trigo, y cebada   |

FUENTE: Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria. [En línea] Disponible en <[www.anvisa.gov.br/toxicologia/monografias/c32.pdf](http://www.anvisa.gov.br/toxicologia/monografias/c32.pdf)> [Consultado 17 octubre 2008]

Asociación Argentina de Protección Vegetal y Ambiental. [En línea] Disponible en: <<http://www.asaprove.org.ar/agroquimicos.php?pg=22>> [Consultado: 15 octubre 2008]  
Comité de Prevención de Resistencia a Herbicidas. [En línea] Disponible en: <[http://www.plantprotection.org/HRAC/Cindex.cfm?doc=Spanish\\_classification.htm](http://www.plantprotection.org/HRAC/Cindex.cfm?doc=Spanish_classification.htm)> [Consultado: 15 octubre 2008]  
PLM, 2008

### **5.3.2. Modo de acción de herbicidas inhibidores de síntesis de lípidos**

Estos herbicidas actúan sólo sobre Poaceas y su modo de acción es la cesión del crecimiento, principalmente en las hojas del cogollo, que muestran clorosis y luego enrojecimiento de hojas y tallos y posteriormente presentan necrosis. El daño de estos herbicidas ocurre en los tejidos de las hojas, el ácido fitotóxico se acumula en los meristemas apicales que se vuelven necróticos. El crecimiento activo de la planta y temperaturas cálidas fomentan el transporte activo dentro del floema y movimiento activo en el xilema, de esta manera el ácido se acumula en todas las zonas meristemáticas. (Inclendon & Hall, 1997)

La fotosíntesis, respiración, síntesis de proteína y ácidos nucleicos no son afectados por estos herbicidas pero si afecta el metabolismo de lípidos. Utilizando C<sup>14</sup> como indicador y acetato como precursor se ha demostrado que los arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas inhiben la incorporación de acetato en los ácidos grasos de plantas susceptibles pero no de las tolerantes. La síntesis *de novo* de ácidos grasos es afectada pero el sitio de acción no ha sido identificado. Algunos investigadores han encontrado que la ACCasa es inhibida en un modo dosis – dependiente por herbicidas ciclohexanedionas y arilfenoxipropionatos. La inhibición de ACCasa puede detener la síntesis de ácidos grasos y consecuentemente la integridad de la membrana se ve afectada. Sin membranas o componentes para sintetizar nuevas membranas de crecimiento, la muerte de la planta es inminente. (Inclendon & Hall, 1997)

La acción específica del herbicida radica en una disrupción irreversible en síntesis de membranas, no se observa el desarrollo normal de plástidos además de que el metabolismo se ve alterado drásticamente. El crecimiento se detiene en 2 días, los meristemas cesan su función, y la disrupción de plástidos es más marcada en las hojas jóvenes que se vuelven cloróticas. El pasto muere 2 o 3 semanas después de la aplicación. Los pastos tratados con alaninopropionatos y ciclohexanedionas muestran síntomas similares a lo

anteriormente dicho, cabe mencionar que las ciclohexanedionas muestran menor velocidad de penetración en las hojas tratadas. La planta muere cuando las reservas de ácidos grasos se agotan. (Cobb & Kirkwood, 2000)

## 5.4 Problemática de resistencia

La resistencia es un problema que ha ido incrementando al paso de los años, si bien la mayoría de los casos de resistencia han ocurrido en los países desarrollados, también en los países en desarrollo varias malezas importantes han evolucionado a ciertas formas de resistencia con un impacto económico negativo considerable sobre algunos cultivos específicos. (Valverde, 2002)

Como dato histórico el problema de la resistencia se fortaleció a finales de 1970, y para 1981 se estimó que, por ejemplo, 55% de 209 mil ha de betabel en Reino Unido estaba infestado con *Avena spp.* y *A. myosuroides* y aproximadamente 10% con *Elymus repens* (Siddall & Cousins 1982, citado por Stephen & Shaner, 2001).

### 5.4.1. Problemática de resistencia a nivel mundial

De acuerdo con Heap, 2002 (citado por Valverde, 2002) el primer caso de resistencia a los herbicidas (al 2,4-D) fue constatado por Hilton (1957), pero la resistencia de las malezas a los herbicidas comenzó a ser reconocida solamente después que Ryan (1970) informó sobre el primer caso de resistencia a la triazina en *Senecio vulgaris*. Durante varios años la resistencia a las triazinas fue el caso más notorio. Hay 64 especies que han desarrollado resistencia a las triazinas y a otros inhibidores del Fotosistema II. (Heap, 2002 citado por Valverde, 2002) Por otro lado, en sólo cuatro especies se ha confirmado la resistencia al glifosato, incluso después de 25 años de uso de este herbicida. En la actualidad, en todo el mundo, existe la confirmación de 327 biotipos resistentes que pertenecen a 189 especies: 118 dicotiledóneas y 76 monocotiledóneas.

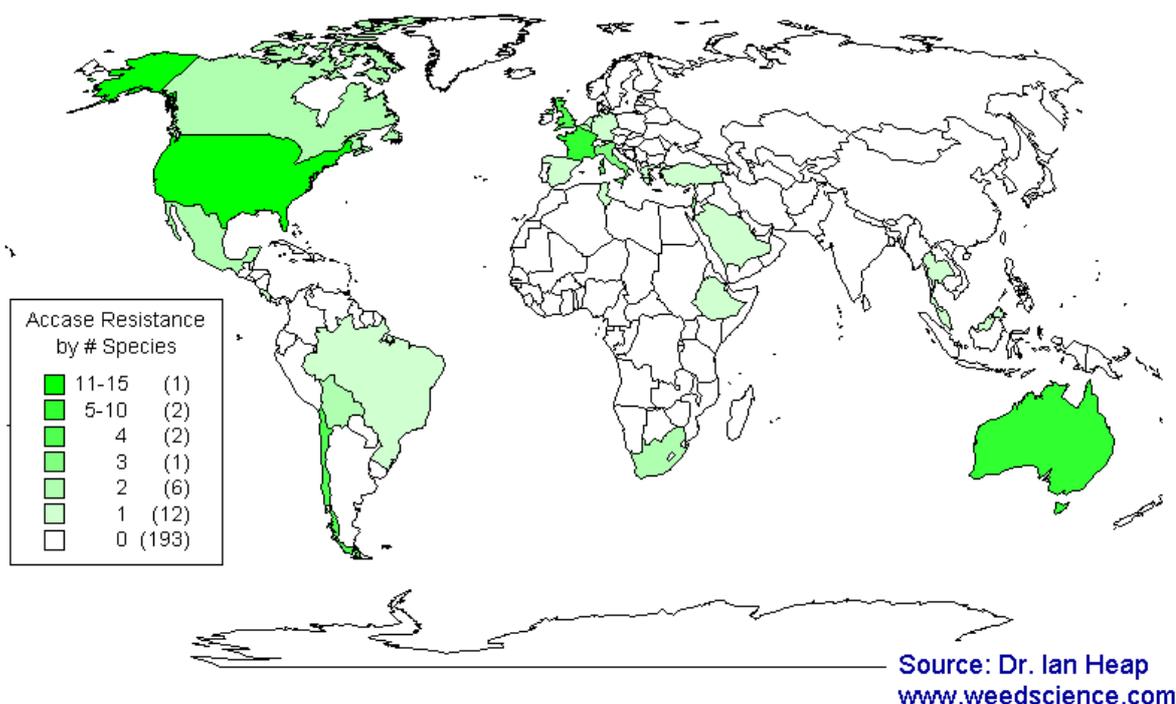
(<http://www.weedscience.org/In.asp>) [Consultado: 21 mayo 2009]

Dos grupos de modo de acción de reciente comercialización han contribuido a la agravación del problema de la resistencia a los herbicidas:

i) Aquellos herbicidas que inhiben la enzima «acetolactato sintasa» (ALS) que incluye sulfonilureas (SFU), imidazolinonas, triazopirimidinas y sulfonilamino-carbon-triazolinonas

ii) Los inhibidores de la enzima «acetil CoA carboxilasa» (ACCasa) que comprenden los ariloxifenoxipropionatos y las ciclohexanedionas. Hay 73 especies (104 biotipos) resistentes a los herbicidas ALS y 28 especies (59 biotipos) resistentes a los herbicidas ACCasa.

En la figura 10 se muestra un mapa con la distribución de especies resistentes a ACCasa en el mundo.



**Figura 10.** Distribución de especies resistentes a ACCasa en el mundo. FUENTE:

[www.weedscience.org/ACCCaseDist.GIF](http://www.weedscience.org/ACCCaseDist.GIF)

[Consultado: 21 mayo 2009]

Los países en desarrollo contribuyen con 22 % de los casos de resistencia a los herbicidas. Hay diferencias en la distribución relativa de los casos de resistencia basados en el modo de acción de los herbicidas entre los países desarrollados y los países en desarrollo. Los tres grupos más

importantes (triazina, ALS y ACCasa) comprenden 74% de los casos de resistencia en países desarrollados y 65 % en los países en desarrollo. Para los 2 casos, la resistencia a las triazinas es la más frecuente, por el número de biotipos, pero en los países desarrollados la resistencia al grupo ALS tiene el doble de frecuencia que la resistencia a ACCasa. En los países en desarrollo la frecuencia a la resistencia de ambos modos de acción es prácticamente la misma. Los herbicidas bipyridilios, auxinicos y urea-amida, proporcionalmente, contribuyen con más casos de resistencia en los países en desarrollo que en los países industrializados. Una posible explicación pudiera encontrarse en el relativamente difuso uso de paraquat, 2,4-D y propanil en los países en desarrollo. (Esqueda *et al.*, 2007)

#### **5.4.2. Problemática de resistencia a nivel nacional**

Las pérdidas que causan las malezas a los cultivos en México son difíciles de estimar, debido a la falta de estadísticas. Existen grandes extensiones de cultivos de temporal donde el combate de malezas es deficiente y donde se observan pérdidas de más del 50% por competencia de las malezas. (FAO, 1997)

En México, el control químico, sobre todo la evaluación de herbicidas, es un tema al que se le presta gran atención dentro de la investigación, pero en campo hay escasez de información sobre aspectos relativos a la resistencia de malezas a herbicidas, técnicas de aplicación de plaguicidas, efectos sobre la microflora y la microfauna del suelo y otros. El conocimiento de estos aspectos de investigación básica ayudaría a resolver las posibles consecuencias nocivas del mal uso de herbicidas. (FAO, 1997)

La avena silvestre es también una maleza importante en producciones de cereal en México. Esta presente en 40% de las áreas trigueras en México pero pocos químicos están dirigidos a este control. En la región de NW (Valle de Mexicali) los biotipos de esta región son resistentes a ambas familias de herbicidas inhibidores de ACCasa y frecuentemente poseen resistencia cruzada a herbicidas inhibidores de ALS, probablemente es el resultado del aumento del metabolismo de los herbicidas, poblaciones resistentes a

herbicidas son también encontrados en el Bajío pero solo en 500 ha (comunicación personal de Tafoya citado por Valverde 2007).

Además de los 2 casos anteriores y que son los mas relevantes se tienen sospechas de otras malezas resistentes como son las siguientes: *Amaranthus* y *Chenopodium* (atrazina), *Convolvulus arvensis* (2,4-D), *Cyperus* (atrazina + metolaclor), *Cirsium arvense* (2,4-D, dicamba, glifosato), *Ipomoea purpurea* (glifosato), *Echinochloa colona* y *E. crus-galli* (propanil), *Sycios* (2,4-D, dicamba + atrazina), *Phalaris minor* y *P. paradoxa* (diclofop-metil, tralkoxidim, clodinafop-propargyl, fenoxaprop etil) y *Avena fatua* (diclofop-metil, fenoxaprop etil). (FAO,1997)

### **5.4.3. Generalidades de Resistencia**

Existen varias formas de definir a la resistencia pero de esas se destacan las siguientes:

“La capacidad que han desarrollado las poblaciones de malezas previamente susceptibles a un cierto herbicida para resistir a ese compuesto y completar su ciclo biológico cuando el herbicida es aplicado en sus dosis normales” <[www.hracglobal.com](http://www.hracglobal.com)> [Consultado: 09 enero 2008]

“La habilidad heredada de una maleza para sobrevivir a una dosis de herbicida a la cual podría dar un control efectivo”. (Esqueda, *et al.* 2007)

### **5.4.4. Origen de la resistencia**

El desarrollo de resistencia de malezas a herbicidas es un proceso evolutivo, por el cual, a través de una alta presión de selección, escasos biotipos resistentes presentes en una población susceptible se vuelven mayoritarios, convirtiéndose la población en resistente. (Sabbatini, *et al.* 2004). La frecuencia de individuos resistentes presentes al ciclo siguiente dependerá de cuánta semilla resistente se produjo y de la cantidad de semillas susceptibles que existan en el reservorio de semillas del suelo (Fisher & Valverde, 2006) y la resistencia comienza a advertirse en el campo cuando hay

más de un 30% de individuos resistentes en la población de cierta maleza. (Esqueda, *et al.* 2007).

#### **5.4.5. Tipos de resistencia**

Algunas plantas (ya sean cultivadas o malezas) de manera natural no sufren daños fitotóxicos por algunos herbicidas aplicados en la dosis agronómica esta característica se denomina tolerancia a herbicidas. (Esqueda *et al.* 2007).

Los 3 tipos de resistencia que se conocen son: la cruzada, cruzada negativa y la múltiple.

- Cruzada: La maleza desarrolla resistencia a más de 1 herbicida con el mismo modo de acción.
- Cruzada negativa: Donde el biotipo resistente a un herbicida muestra un aumento en la susceptibilidad a otros herbicidas con distintos modos de acción.
- Múltiple: Maleza que desarrolla resistencia a más de 1 herbicida con distinto modo de acción.

(Esqueda, *et al.* 2007), (Fisher & Valverde. 2006)

#### **5.4.6. Factores que favorecen la resistencia.**

El principal factor es la presión de selección que se refiere a la proporción relativa de individuos resistentes y susceptibles que quedan luego de un tratamiento herbicida y resulta de:

- Fuerte toxicidad del herbicida (la especie es muy susceptible) lo que determina una elevada capacidad de matar a todas las plantas susceptibles, dejando sólo individuos resistentes como sobrevivientes
- Dosis elevada (por la misma razón anterior)
- Uso repetido de diferentes herbicidas pero un único sitio de acción, dado que una única mutación en un gene mayor es suficiente para conferir resistencia. La probabilidad de que ocurran al mismo tiempo varias mutaciones en diferentes sitios para conferir resistencia es mucho menor; tal es el caso de herbicidas

con modos de acción complejo, los llamados herbicidas de “bajo riesgo”.

- Prolongado efecto residual, puesto que la selección ejercida por más tiempo actúa sobre un mayor número de individuos lo que aumenta la probabilidad de seleccionar mutantes resistentes
- Uso frecuente del herbicida que incrementa la probabilidad de seleccionar mutantes resistentes. (HRAC, 1999)

### 5.4.7. Mecanismos de resistencia

El sitio de acción de los arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas es la acetilcoenzima carboxilasa, la cual cataliza la carboxilación de acetil CoA a malonil CoA la cual es dependiente de ATP. Esta reacción es el primer paso en la biosíntesis *de novo* ácidos grasos en la plantas lo cual se esquematiza en la figura 11.

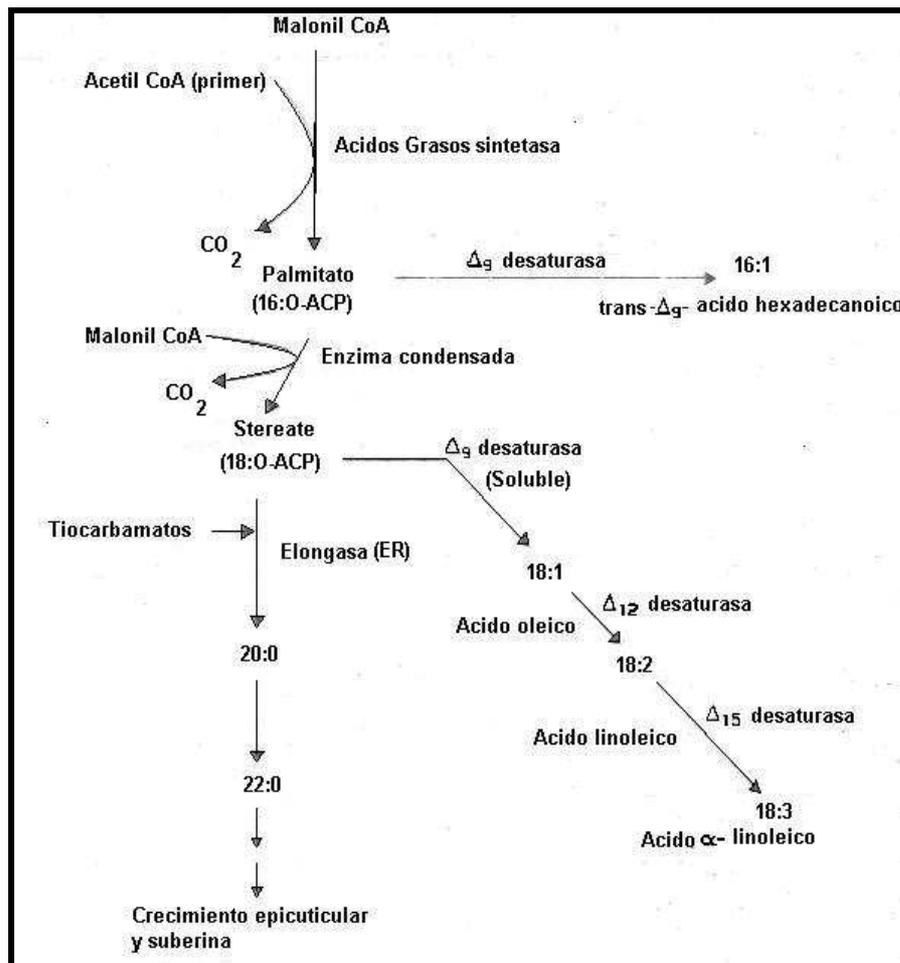


Figura 11. Biosíntesis de ácidos grasos en plantas. FUENTE: Cobb & Kirkwood, 2000

La ACCasa de la mayoría de las dicotiledóneas es naturalmente insensible a los arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas, a diferencia de las especies de pasto. La resistencia en algunos cereales se basa en el aumento de la habilidad para metabolizar los herbicidas en productos no tóxicos. Por ejemplo, en trigo, diclofop y fenoxaprop son convertidos a conjugados de O-glicosido y glutation. En muchos casos el desarrollo de la resistencia en pastos a los arilfenoxipropionatos y ciclohexanedionas 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)

Varios mecanismos confieren resistencia a los herbicidas. Los más comunes e importantes son aquellos relacionados con la insensibilidad del sitio de acción y del fortalecimiento del metabolismo del herbicida o la descomposición de los productos inactivos. Además, la resistencia puede ser atribuida al secuestro de los herbicidas (o su falta de acción debido a la separación física o temporal del herbicida de los tejidos sensibles o sitio de acción) o a una absorción reducida (Devine & Preston, 2000 citado por Tharayil, 2003).

El mecanismo de secuestro ha sido propuesto para muchos casos de resistencia al paraquat. Por ejemplo, un biotipo resistente al paraquat de la maleza Asteracea anual *Crassocephalum crepidioides* fue encontrado en 1990 en un cultivo de tomates cerca de Tanah Rata, Malasia, donde el paraquat había sido aplicado dos veces por año durante los últimos 10 años (Ismail *et al.*, 2001 citado por Valverde 2002). Los estudios fisiológicos determinaron que el paraquat no fue metabolizado en los tejidos de las hojas de las plantas susceptibles pero tampoco en el biotipo resistente. Las plantas de ambos biotipos absorbieron el paraquat en forma similar y la resistencia pareció radicar en un mecanismo de secuestro que inactiva el paraquat (Ismail *et al.*, 2001 citado por Valverde, 2002).

Recientemente, un mecanismo adicional previamente identificado en selecciones de cultivos de tejidos, la sobreproducción de sitios de acción, fue propuesta como el mecanismo de resistencia a los graminicidas (inhibidores de

ACCasa) en un biotipo de Zacate Johnson (*Sorghum halepense*) (Bradley *et al.*, 2001 citado por Valverde, 2002).

En cuanto a los mecanismos de resistencia para inhibidores de ACCasa son:

- Presencia de una forma tolerante de ACCasa (alteración del sitio de acción).

En la mayoría de los biotipos de malezas, la resistencia a inhibidores de ACCasa es conferida por una reducida sensibilidad a estos herbicidas.

En biotipos resistentes como *Lolium multiflorum* la resistencia es causada por una forma tolerante de ACCasa. Este mecanismo de resistencia se asocia a una mutación en el gen nuclear que codifica para la isoforma 1 de ACCasa (De Prado, 2000, citado por Tharayil, 2003). En pastos hay 2 isoformas de ACCasa: ACCasa 1 y ACCasa 2. De estos, la isoforma ACCasa 1 es la predominante, la cual está localizada en los cloroplastos y es altamente susceptible a graminicidas. La isoforma ACCasa 2 representa una pequeña fracción del total de ACCasa, la cual es extraplástica es decir se encuentra en el citoplasma y es resistente a graminicidas. (Tharayil, 2003)

- Mecanismos de detoxificación.

De forma general este mecanismo se puede dividir en 3 fases aunque esta división no constituye una regla general.

Fase I (Conversión): Algunos herbicidas pueden ser conjugados directamente, muchos otros no poseen sustituyentes disponibles en su molécula que puedan reaccionar para formar conjugados con constituyentes celulares. Dichos herbicidas serán convertidos en metabolitos mediante alguna reacción química.

Fase II (Conjugación): Los conjugados suelen ser metabolitos finales en el proceso de detoxificación de herbicidas. La naturaleza de estos conjugados suele ser muy variada (azúcares, aminoácidos, péptidos y lignina como grupos orgánicos y enlaces éster, éter, amida o glicosídico).

Fase III (Deposición): La ruta metabólica seguida por un herbicida afecta de gran manera el uso final de los metabolitos terminales y conjugados. Los conjugados glicosídicos son depositados en la vacuola donde

quedan almacenados, mientras que los conjugados de origen aminoacídico son excretados a la pared celular donde se integran en el componente de lignina de éstas, formando un residuo insoluble. Si bien estos procesos de deposición no son completamente irreversibles, a reentrada de herbicidas o sus productos de conversión en el pool de herbicida activo intracelular es muy lenta. (De Prado & Cruz, 2006)

Un ejemplo que se presenta en los biotipos resistentes, diclofop metil es rápidamente hidrolizado a una forma toxica de diclofop, posteriormente este diclofop es irreversiblemente detoxificado por un mecanismo de arilhidroxilación en presencia de la enzima citocromo P450 monooxigenasa hacia una forma de anillo de diclofop OH, el cual a su vez es rápidamente conjugado a la forma inactiva de O- glucósido. (Romano *et al.* 1993, citado por Tharayil, 2003)

➤ Sobreproducción de ACCasa

Un ejemplo de esto es un experimento que se hizo con zacate Johnson donde la ACCasa de biotipos susceptibles y resistentes presentaron el mismo valor  $I_{50}$ , (cantidad de herbicida requerido para inactivar 50% de una enzima) donde la actividad específica de ACCasa en los biotipos resistentes fue 2 a 3 veces mayor que la de biotipos susceptibles. Esto fue debido a la sobreproducción de la enzima lo cual le confirió la resistencia. (Tharayil, 2003)

Sin embargo para el caso particular de *P. minor* esta reportado por Tal *et al.* (1996) que mediante pruebas de absorción, traslocación y detoxificación con  $C^{14}$  no encontraron diferencias significativas entre en biotipo susceptible y resistente por lo que la resistencia de estas plantas no fue debido a estos mecanismos, sin embargo al ver la sensibilidad de ACCasa a los herbicidas notaron que la cantidad de proteína total es mas baja en el biotipo resistente en comparación con el susceptible y puede contribuir a una reducir el vigor del biotipo resistente en estadio de planta completa, pero, la actividad específica de ACCasa es mas eficiente en biotipos resistentes que en susceptible pudiendo ser debida a una modificación del sitio de acción. (Tal *et al.* 1996)

#### **5.4.8. Pruebas de detección de resistencia**

La detección rápida y precisa de malezas resistentes es fundamental para decidir el mejor manejo que debe aplicarse. Así pues el método de detección debe ser rápido, preciso, fácilmente aplicado y barato, debe de proveer una indicación fiable del probable efecto de la resistencia. La resistencia debe ser confirmada por un científico imparcial a través de comparación de especies de plantas resistentes y susceptibles (Heap, 2005). Se han desarrollado varios métodos para detectar o medir el nivel de resistencia como son: estudios con plantas completas, bioensayos de germinación (Hashem *et al.* 1999 & Kuk *et al.* 2003), uso de macollos, ensayos en cajas de Petri, fluorescencia de la clorofila, flotación de discos foliares, germinación de polen, liberación de oxígeno por cloroplastos y exposición a herbicidas que son inhibidos por ellos como es el caso de acetolactato sintetasa (ALS) o acetil CoA Carboxilasa (ACCase). (Kim *et al.* 2000)

## **6. MATERIALES Y MÉTODOS**

Durante el año 2007 y 2008 se hicieron experimentos de laboratorio e invernadero utilizando semilla de *Phalaris minor* colectada por Sayre en 1996, en el Valle del Yaqui Sonora.

Para evitar un enmascaramiento en la respuesta a los tratamientos se hicieron pruebas previas de viabilidad, porcentaje de germinación, y velocidad de germinación, tratamientos de desinfección, imbibición, detección de patógenos y peso promedio de semillas.

En caso del bioensayo con semillas se desinfectaron y se hicieron las preparaciones correspondientes a cada dosis de herbicida, a continuación se describe la metodología usada en cada caso, el bioensayo de germinación consistió en una adecuación de las metodologías reportadas por (Hashem *et al.* 1999 & Kuk *et al.* 2003). Mientras que el experimento en plantas completas se basó en una modificación de la técnica reportada por (Derr, 2002).

### **6.1. Metodología de diagnóstico de la calidad de semilla**

#### **6.1.1. Número de semillas por gramo**

Se calculó el número de semillas por gramo muestreando aleatoriamente 1 gramo de semillas: Se pesaron en 10 ocasiones 1 gramo de semilla con una balanza granataria y se colocaron en un frasco, posteriormente, se contó el número de semillas que había en cada uno y se obtuvo el promedio.

#### **6.1.2. Índice de Viabilidad**

El índice de viabilidad se hizo con la técnica de tinción con Cloruro de Tetrazolio: Se preparó Cloruro de Tetrazolio al 10%, se pusieron a imbibir 150 semillas en agua destilada esterilizada por 24 horas, después de ese tiempo se procedió a retirar el pericarpio y se hizo una pequeña abertura utilizando un exacto a fin de que penetrara el tetrazolio en cada una de las semillas, estas se separaron en cajas de Petri a razón de 50 semillas por caja, se sumergieron las semillas en la solución y después de una hora se vertió esta solución en un

recipiente y se procedió a hacer el conteo de las semillas teñidas con apoyo de un microscopio estereoscópico.

### **6.1.3. Porcentaje de germinación**

Se realizó con la técnica de germinación en cajas de Petri con papel filtro: Se colocaron 20 semillas por caja y se hicieron 20 repeticiones teniendo un total de 400 semillas. Las semillas separadas se depositaron en las cajas de Petri y se procedió a agregar 3 ml de agua destilada esterilizada cada tercer día, se hicieron observaciones diariamente.

### **6.1.4. Desinfección de semillas**

Como método de desinfección de semillas se utilizó la inmersión de estas en Hipoclorito de sodio al 20% con diferentes tiempos de exposición teniendo 4 tratamientos y 3 repeticiones con un total de 12 unidades experimentales. El arreglo fue completamente al azar. Los datos de desinfección de semillas se muestran en el cuadro 5:

**Cuadro 5.** Desinfección de semillas en diferentes tiempos de exposición

| <b>Tratamiento</b> | <b>Tiempo en agua<br/>(minutos)</b> | <b>Tiempo en<br/>Hipoclorito de<br/>sodio (minutos)</b> | <b>Repeticiones</b> |
|--------------------|-------------------------------------|---|---------------------|
| T1                 | 0                                   | 6   | 3                   |
| T2                 | 2                                   | 4   | 3                   |
| T3                 | 4                                   | 2   | 3                   |
| T4                 | 6                                   | 0   | 3                   |

Se aplicaron los diferentes tratamientos y las semillas se colocaron en cajas de Petri con papel filtro con el fin de observar su efecto en la germinación de la semilla.

### **6.1.5. Detección de la presencia de patógenos en semilla**

Se utilizaron cajas de Petri estériles con Agar-Agua + cloramfenicol como antibiótico, fueron 4 tratamientos y 3 repeticiones y un diseño completamente al azar. Hay que señalar que en la desinfección de semillas y en este caso se sellaron las cajas con papel Parafilm para evitar contaminaciones externas y por otra parte pérdida de humedad, ambos

experimentos estuvieron en condiciones de laboratorio a temperatura ambiente y se hicieron observaciones cada 24 horas.

#### **6.1.6. Efecto de la imbibición en la velocidad de germinación**

Para conocer el efecto de la imbibición en la velocidad de germinación las semillas se sumergieron en agua por 23 horas, se sembraron y se comparó con otras sin imbibición. Estas fueron colocadas en camas húmedas estériles con 3 ml de agua.

Por otra parte se imbibieron 1000 semillas en agua destilada esterilizada y se sembraron en 10 macetas con tierra estéril a 5 mm de profundidad, otras 1000 semillas sembraron directamente en 10 macetas con tierra esteril. Las macetas fueron regadas cada 24 horas a capacidad de campo.

En una cama de siembra se trazaron 4 surcos a 20 cm de distancia y se sembró a chorrillo un gramo de *P. minor* por metro lineal imbibidas y sin imbibir. Se regó diariamente tomando datos diarios de emergencia.

### ***6.2. Metodología de la fase previa de desinfección para el bioensayo de germinación a diferentes concentraciones de herbicida***

Se limpió la superficie de la Campana de Flujo Laminar con ayuda de un aspersor con alcohol al 96%, se expuso esta a radiación UV por 15 minutos con el extractor encendido, pasado ese tiempo se colocó un mechero Bunsen y se encendió. En un frasco de plástico con 200 semillas de alpistillo se agrego Tween al 1% en 10 ml de agua destilada esterilizada y se agitó por 2 minutos garantizando la eliminación de sólidos en la semilla, después de este lavado se decantó la solución de lavado en un vaso de precipitado estéril, después se agregaron 10 ml de solución de hipoclorito de sodio al 20% y se dejó actuar por 2 minutos, se agitó y decantó el desinfectante pasado el tiempo. Las semillas se colocaron en un dispositivo de cámara húmeda eliminando el exceso de agua, estas semillas se regresaron a un frasco limpio y seco, se les agrego agua destilada estéril en lapsos de 30 minutos entre frasco y frasco dejando las semillas imbibiendo por 24 horas; estos pasos se repitieron en un total de 7 frascos. Las variables que se midieron fueron porcentaje de germinación y velocidad de germinación.

### **6.3. Metodología para la preparación de las diferentes concentraciones de herbicida**

Se siguió la metodología de desinfección y limpieza de la campana de flujo laminar.

Para el cálculo de las diferentes dosis se hizo en base a la dosis comercial recomendada de producto comercial y cantidad de agua. Teniendo la siguiente formula:

$$300\ 000\ \text{ml de agua} - 1000\ \text{ml de producto comercial}$$

$$100\ \text{ml de agua} - X$$

$$x = 330\ \mu\text{l de producto comercial}$$

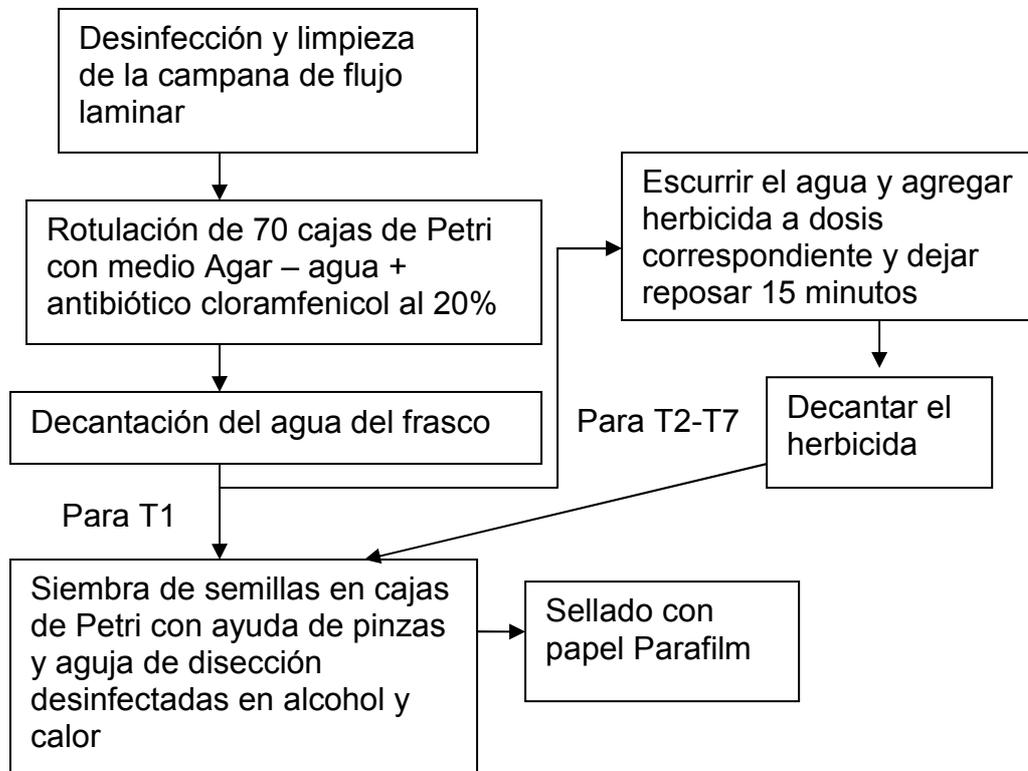
En matraces aforados de 100 ml se hicieron mezclas de herbicida a diferentes concentraciones que se muestran en el cuadro 6. Con ayuda de una micropipeta se agregó la cantidad del herbicida correspondiente y después se aforó a 100 ml con agua destilada estéril, la punta de la micropipeta se enjuagó con la misma solución, los matraces se envolvieron en papel aluminio, se rotularon y guardaron en un refrigerador para ser usados posteriormente en el experimento de inhibición de la germinación.

**Cuadro 6.** Tratamientos del experimento de germinación de alpistillo a dosis crecientes de Fenoxaprop

| <b>Numero de tratamiento</b> | <b>Tratamiento</b> | <b>Cantidad de herbicida adicionado</b> | <b>Repeticiones</b> | <b>Semillas/ unidad experimental</b> |
|------------------------------|--------------------|---|---------------------|--------------------------------------|
| 1                            | Testigo            | 0 $\mu$ l                               | 10                  | 20                                   |
| 2                            | ½ X                | 165 $\mu$ l                             | 10                  | 20                                   |
| 3                            | X                  | 330 $\mu$ l                             | 10                  | 20                                   |
| 4                            | 2X                 | 660 $\mu$ l                             | 10                  | 20                                   |
| 5                            | 4X                 | 1320 $\mu$ l                            | 10                  | 20                                   |
| 6                            | 8X                 | 2640 $\mu$ l                            | 10                  | 20                                   |
| 7                            | 16X                | 5280 $\mu$ l                            | 10                  | 20                                   |

X= Dosis comercial recomendada de 1 litro por hectárea de producto comercial en 300 lt de agua.

#### **6.4. Metodología para Inhibición de la germinación a diferentes concentraciones de herbicida.**



Se siguió la metodología de desinfección y limpieza de la campana de flujo laminar.

Se rotularon 70 cajas de Petri con medio Agar – agua + antibiótico cloramfenicol al 20% usando números del 1 al 70. El diseño fue bloques completamente al azar con 7 tratamientos y 10 repeticiones.

Se decantó el agua del primer frasco con 200 semillas y se sembraron directamente en las primeras 10 cajas de Petri con ayuda de unas pinzas y aguja de disección desinfectadas a razón de 20 semillas por caja. Las siguientes 200 se les escurrió el agua y se agregó el herbicida a dosis  $\frac{1}{2} X$  (T2) que previamente fue preparada y se vació en el frasco correspondiente dejando las semillas en el herbicida por 15 minutos, pasado el tiempo se decantó el herbicida y se sembró en las cajas con apoyo de las pinzas y aguja de disección desinfectadas. Este procedimiento se repitió con los demás tratamientos; después de la siembra se sellaron las cajas con papel Parafilm.

Se tuvo un registro de plántulas germinadas de cada tercer día, la siembra se hizo el día 03 de septiembre de 2008 y se terminaron las observaciones el día 22 de septiembre de 2008.

### **6.5. Metodología del bioensayo en plantas enteras.**

El experimento de aspersión de Fenoxaprop a diferentes dosis en plantas completas se realizó de la siguiente manera:

Se separaron 50 semillas en 20 frascos con tapa, se les agregaron 5 ml de agua a cada uno y se dejaron imbibiendo por 24 horas, posteriormente se prepararon 20 macetas con suelo estéril y se humedecieron con agua común y se sembraron 50 semillas por maceta a 5 mm de profundidad. Las macetas se acomodaron en un diseño completamente al azar con 5 tratamientos y 4 repeticiones.

Se aplicó el herbicida con ayuda de una mochila aspersora manual 15 días después de la emergencia (DDE) midiendo el peso fresco y la altura de planta 10 días después de la aplicación para este parámetro en particular se calculará el GR<sub>50</sub> que es la dosis de herbicida requerida para reducir el peso de la planta al 50%, este criterio se aplicó también con las alturas obtenidas, para este caso se tomó el testigo como 100% de altura y con la media de alturas de cada tratamiento se obtuvo el porcentaje correspondiente a cada uno.

En el cuadro 7 se muestran los tratamientos y el número de pasos que se dio con la aspersora.

**Cuadro 7.** Tratamientos para plantas enteras de alpistillo a dosis crecientes de Fenoxaprop

| Numero de tratamiento | Tratamiento         | Repeticiones | Numero de pasos con aspersor |
|-----------------------|---------------------|--------------|------------------------------|
| 1                     | Testigo sin aplicar | 4            | 0                            |
| 2                     | X                   | 4            | 1                            |
| 3                     | 2X                  | 4            | 2                            |
| 4                     | 4X                  | 4            | 4                            |
| 5                     | 8X                  | 4            | 8                            |

X= Dosis comercial recomendada de 1 litro por hectárea de producto comercial en 300 lt de agua.

## Resultados y Discusión

De acuerdo con reportes de Tamayo & Martínez 2002 *Phalaris sp.* fue la primera maleza que desarrolla resistencia al grupo 1 o grupo A de herbicidas inhibidores de la ACCasa en trigo, además de que no ha sido controlada con los herbicidas de uso común en el Valle del Yaqui, aunque solo probaron esto con Fenoxaprop a 2 dosis (comercial y 2x).

Según Tafoya citado por Valverde 2002, en la región semiárida, subtropical del Bajío especies de *P. minor* resistentes a inhibidores de ACCasa ha incrementado de 300 – 6000 ha.

De hecho Sayre (1996) reporta que en México esta maleza invade de 501 – 1000 sitios y va incrementando, de hecho se estima que hay entre 1001 – 10 000 ha afectadas con *P. minor* resistente.

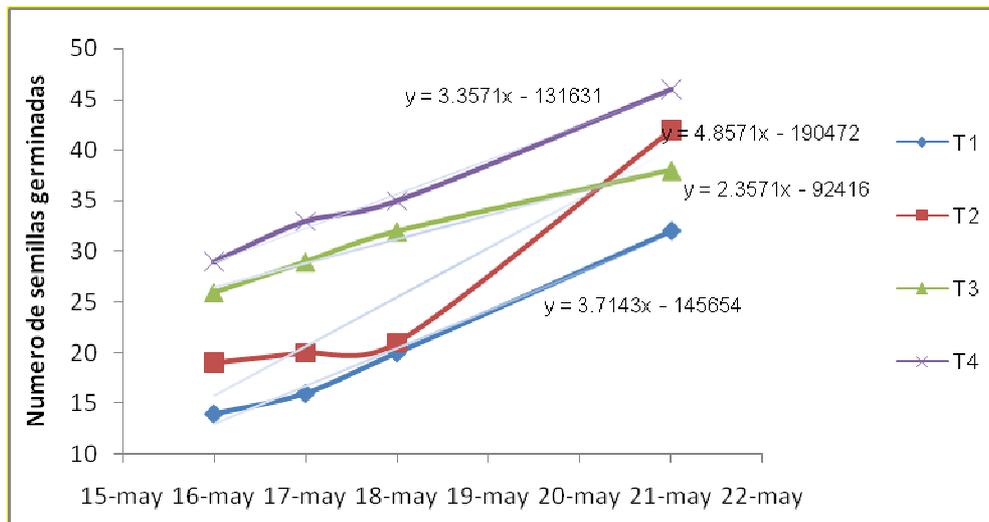
El hecho de que las semillas utilizadas fueron colectadas por Sayre en el Valle del Yaqui ya daba indicios de que era altamente probable que fueran resistentes aunque se desconocía hasta que nivel, esto se pudo aclarar gracias a los diferentes experimentos realizados.

A continuación se enmarcaran los diferentes resultados obtenidos de las pruebas realizadas.

### ***Diagnóstico de la calidad de semilla.***

- El número promedio de semillas por gramo fue de 584.416227, lo que dio un peso promedio de semilla de .58441623 mg.
- En cuanto al Índice de viabilidad se tuvo que el 72.72% de las semillas son viables.
- El porcentaje de germinación fue de 71.19% lo cual nos indicaría que es bajo el nivel. Esto pudo ser debido a que ya eran semillas viejas ya que fueron colectadas hace 11 años.
- En cuanto a la desinfección de semillas arrojó como resultado que la germinación de alpistillo en los cuatro tratamientos de desinfección no mostraron diferencias estadísticas significativas. Al obtener la ecuación lineal de velocidad de germinación se

obtiene una mayor velocidad en el Tratamiento 2, con 2 minutos en hipoclorito y 4 en agua, tal y como se muestra en la figura 12.



**Figura 12.** Velocidad de germinación de alpistillo a diferentes tiempos de exposición a hipoclorito

- Para la detección de semillas cabe destacar que se detectó el crecimiento de micelios fúngicos en las cajas de Petri con Agar-agua+cloramfenicol correspondiente a *Penicillium spp* con baja incidencia.



**Foto1.** Desarrollo de una cepa de *Penicillium sp* en semilla de alpistillo

- Con respecto a la imbibición, en siembra en cámara húmeda la germinación de las semillas imbibidas se reduce a 2 días en vez de 4. De manera similar en maceta la emergencia inició a partir del quinto día en las macetas con semillas imbibidas y el octavo día en las no imbibidas, los tiempos de emergencia en camas en invernadero fue de cinco y trece días respectivamente. Estos tratamientos de imbibición

ayudaron a que se tuviera una mejor y más rápida germinación además de que sirvieron como un tratamiento pregerminativo de esta.

### ***Experimento de inhibición de la germinación a diferentes dosis de herbicida.***

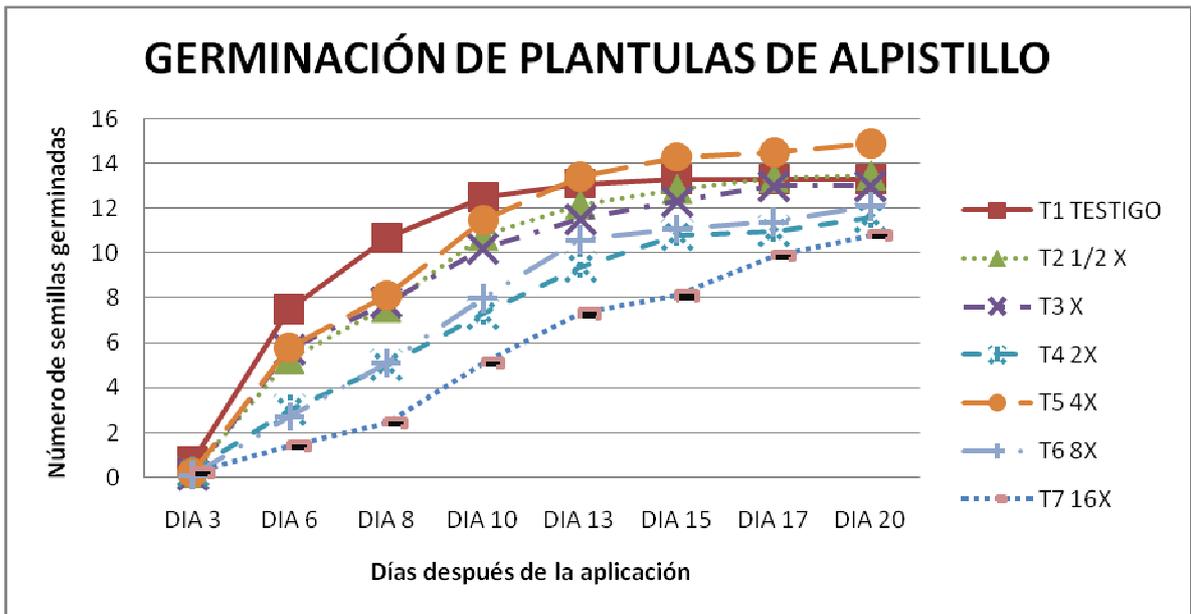
A continuación se muestra un cuadro con el registro de los promedios de germinación a diferentes concentraciones del herbicida.

**Cuadro 8.** Registro del promedio de germinación acumulada en cajas a diferentes concentraciones de herbicida

| Tratamiento | Descripción del tratamiento | DIA 1 | DIA 3 | DIA 5 | DIA 7 | DIA 10 | DIA 12 | DIA 14 | DIA 16 |
|-------------|-----------------------------|-------|-------|-------|-------|--------|--------|--------|--------|
| T1          | Testigo                     |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.7   | 7.5   | 10.7  | 12.5  | 13.1   | 13.3   | 13.3   | 13.3   |
| T2          | ½ X                         |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.2   | 5.3   | 7.6   | 10.8  | 12.2   | 12.9   | 13.4   | 13.5   |
| T3          | X                           |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.1   | 5.7   | 7.8   | 10.2  | 11.5   | 12.3   | 13     | 13     |
| T4          | 2X                          |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.3   | 3     | 5     | 7.3   | 9.4    | 10.8   | 11     | 11.6   |
| T5          | 4X                          |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.2   | 5.8   | 8.1   | 11.5  | 13.4   | 14.3   | 14.5   | 14.9   |
| T6          | 8X                          |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.1   | 2.7   | 5.1   | 8     | 10.6   | 11.1   | 11.4   | 12.1   |
| T7          | 16X                         |       |       |       |       |        |        |        |        |
|             | Promedio                    | 0.2   | 1.4   | 2.4   | 5.1   | 7.3    | 8.1    | 9.9    | 10.8   |

Como se puede observar se encontró germinación en cada una de las cajas incluyendo la dosis más alta que se manejó, mostrando así la probable existencia de resistencia en estas semillas.

También se muestran en la figura 13 una grafica con el promedio de las plantas geminadas después de la aplicación del herbicida y por tratamiento aplicado.



**Figura 13.** Promedio de germinación a 20 días de la aplicación en los diferentes tratamientos

Se puede resaltar que la mayoría tuvo un comportamiento similar en cuanto a la germinación, aunque es reducida a la dosis de 16X no esta muy por debajo del testigo.

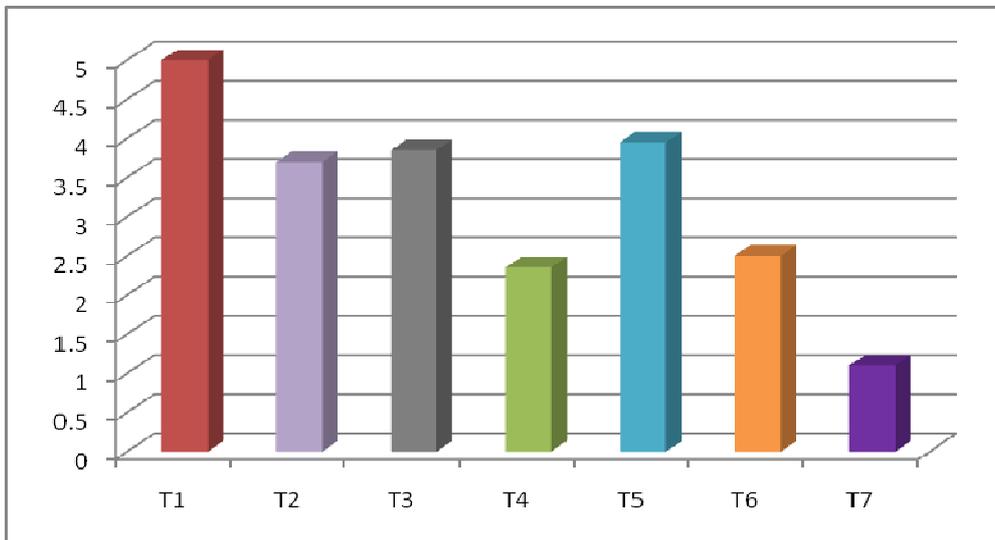
Aquí claramente se nota como es que al paso del tiempo se tiene un aumento de la germinación aun en los tratamientos donde se tenía una dosis alta del herbicida. Ahora bien, se puede resaltar que hubo una disminución en la velocidad inicial de geminación (numero de semillas germinadas en un lapso de tiempo) en todos los tratamientos de acuerdo con las pendientes obtenidas que se muestran en el cuadro 9 y a continuación se pone la gráfica de las pendientes obtenidas mediante líneas de tendencia. Cabe destacar que esta información se confirma con un análisis de varianza de bloques completamente al azar (ubicado en el anexo) se obtuvo una diferencia altamente significativa aun al día 13 DDA.

**Cuadro 9.** Pendientes de la velocidad de germinación en las primeras 120 hrs

| Tratamientos | Descripción del tratamiento | Ecuación de la pendiente |
|--------------|-----------------------------|--------------------------|
| T1           | Testigo                     | $Y=5X-3.7$               |
| T2           | $\frac{1}{2} X$             | $Y=3.7X-3.0333$          |
| T3           | X                           | $Y=3.85X-3.1667$         |

|    |     |                  |
|----|-----|------------------|
| T4 | 2X  | $Y=2.35X-1.9333$ |
| T5 | 4X  | $Y=3.95X-3.2$    |
| T6 | 8X  | $Y=2.5X-2.3667$  |
| T7 | 16X | $Y=1.1X-0.8667$  |

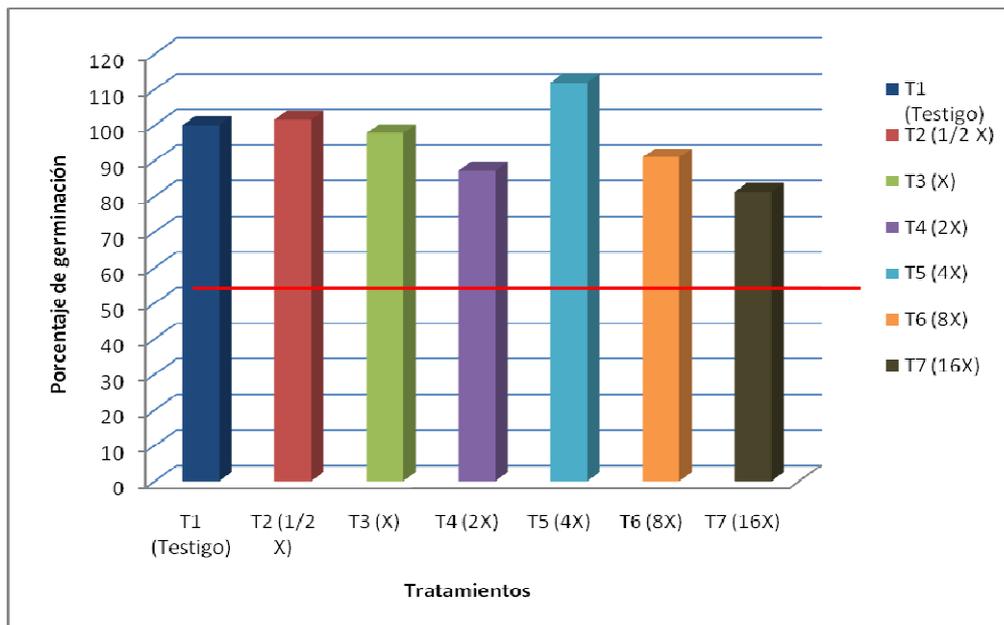
---



**Figura 14.** Velocidad de germinación en las primeras 120 hrs

El efecto que se notó fue que en las primeras 120 horas había una mayor diferencia entre los tratamientos, esto indica que el herbicida actúa correctamente en ese lapso de tiempo posiblemente la planta logra activar algún mecanismo que la ayuda a sobreponerse a la acción del herbicida y escapa a sus efectos, posiblemente haya una sobreproducción de ACCasa aunque no esto no se ha probado.

Ahora bien, tomando en cuenta lo expresado por Heap (2005), analizando los datos bajo un criterio agronómico es decir, teniendo en cuenta que el testigo es 100% de eficiencia de control y los resultados del resto de los tratamientos expresado en términos relativos con respecto al testigo. Se encontró resistencia en todos los tratamientos con respecto al testigo.



**Figura 15.** Inhibición de la germinación de alpistillo a diferentes dosis de fenoxaprop.

Datos expresados en porcentaje con respecto al testigo sin aplicación. T1=Testigo sin herbicida, T2= 1/2 X, T3= dosis comercial (X), T4=2X, T5=4X, T6=8X y T7=16X.

Los resultados obtenidos por Tamayo & Martínez (2002) fueron que a la dosis X de fenoxaprop tenían un 5 - 10% de control mientras que a la dosis 2X del 10 – 15% y como se puede observar en los resultados que se presentan hay un comportamiento parecido al obtenido por estos autores.

Tomando en cuenta el análisis de varianza hecho en Excel (ubicado en el anexo) mostró que no había diferencia significativa entre los tratamientos con respecto al testigo. Si se observa detenidamente esta grafica puede notarse que el T5 estuvo por encima del T1 que fungió como testigo, este comportamiento pudo ser debido a las semillas del T5 estaban en mejores condiciones que las del testigo por que las semillas fueron tomadas al azar.

Como se muestra en las siguientes imágenes se puede observar la germinación de las cajas con los distintos tratamientos.



Foto 2. Germinación en T1. TESTIGO  
1/2 X



Foto 3. Germinación en T2.



Foto 4. Germinación en T3. X



Foto 5. Germinación en T4. 2X  
4X



Foto 6. Germinación en T5.



Foto 7. Germinación en T6. 8X  
16X



Foto 8. Germinación en T7.

Donde:

X= Dosis comercial recomendada de 1 litro por hectárea de producto comercial en 300 lt de agua.

### ***Bioensayo en plantas enteras***

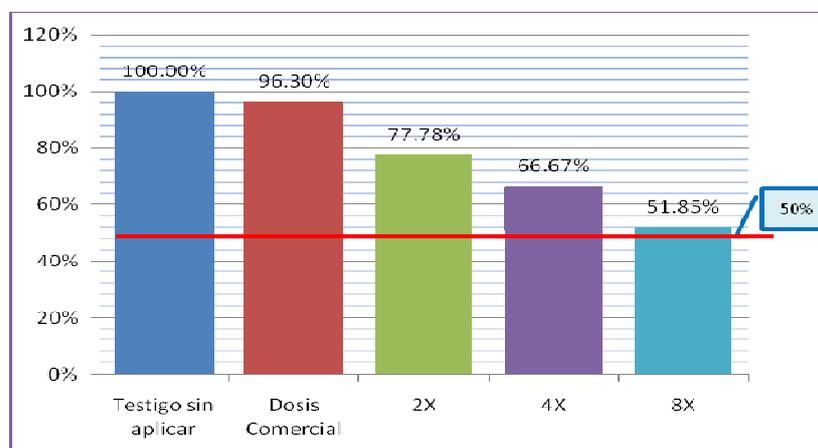
En cuanto al experimento de aspersión sobre plantas completas, visualmente se notó una disminución en el crecimiento en comparación con el testigo, hubo leves daños como clorosis en las puntas de las hojas pero no murieron las plantas de ninguno de los tratamientos.

**Cuadro 16.** Altura de plata 10 DDA

| <b>Tratamiento</b> | <b>Descripción del tratamiento</b> | <b>Altura promedio de planta</b> |
|--------------------|------------------------------------|----------------------------------|
| T1                 | Testigo                            | 13.5 cm                          |
| T2                 | X                                  | 13 cm                            |
| T3                 | 2X                                 | 10.5 cm                          |
| T4                 | 4X                                 | 9 cm                             |
| T5                 | 8X                                 | 7 cm                             |

X= Dosis comercial recomendada de 1 litro por hectárea de producto comercial en 300 lt de agua.

En la figura 16 se observó el comportamiento de la altura de plantas después de la aplicación de Fenoxaprop 10 DDA expresado en porcentaje con respecto al testigo.

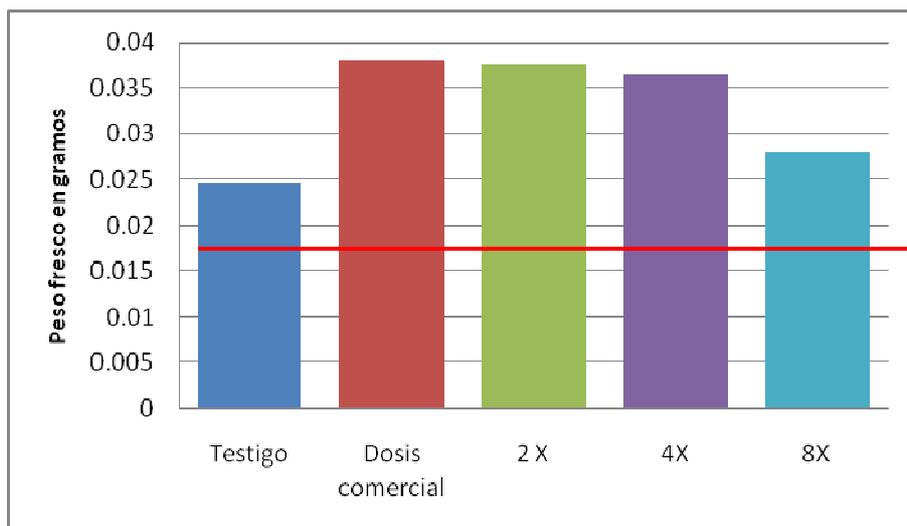


**Figura 16.** Altura de alpistillo DDA de fenoxaprop 10 dda. Datos en porcentaje con respecto al testigo sin asperjar

Esta grafica esta basada en el calculo de  $GR_{50}$  mencionado por Heap (2005), como se puede observar, la dosis 8x se encuentra por encima del 50%, con lo cual bajo este criterio se detecta resistencia hasta 8X.

Es importante marcar que se hizo hasta 8X porque no se contaba con material biológico suficiente para hacerlo hasta 16X como en la prueba de germinación en cajas.

En el caso del peso fresco según Kim (2000) obtiene que el peso fresco del biotipo resistente es mayor al biotipo susceptible, Derr (2002) encontró que el herbicida no afectaba el peso del biotipo resistente pero si el del susceptible, esto coincide con lo obtenido en este punto, ya que como se observa en la grafica inferior los tratamientos fueron superiores al testigo sin aplicar.



**Figura 17.** Peso fresco promedio de alpsillo 10 dda de fenoxaprop

Calculando el ANOVA (ubicado en el Anexo) no se encontró diferencia significativa entre estos tratamientos y el testigo por lo que también se dice que es resistente.

Con esto se tiene que la dosis comercial no disminuye la germinación, peso fresco y la altura de la planta cumpliendo la segunda hipótesis planteada puesto que en ambos experimentos el comportamiento de germinación fue similar entre el testigo y los otros tratamientos. En cuanto al peso y la altura se nota una reducción pero ninguna de estas estuvo por debajo del 50% para este caso, hubo una reducción de altura en 8x aunque está un poco arriba del 50% , y posiblemente de haberse aplicado la dosis 16x esta hubiera podido estar por debajo del 50%, esto se deduce por la tendencia que sigue la figura 14 en comparación con el bioensayo de germinación donde aun a 16x se tiene una buena germinación por lo que se detecta resistencia.

Haciendo una comparación de las pruebas en cuanto al tiempo invertido es conveniente realizar el bioensayo de germinación ya que se tienen resultados en un corto lapso de tiempo (15 días) mientras que en la prueba con plantas enteras se debe esperar a un estado de desarrollo específico lo que se lleva más tiempo. La desventaja en la prueba de germinación es que el herbicida se aplica en post emergencia y por lo tanto la prueba de plantas enteras es la más conveniente en este caso particular por el modo de acción del herbicida, además de que esta prueba se acerca más a las condiciones de campo. Las causas del cómo se desarrolló la resistencia en esta especie aun

no son estudiadas, lo que si se puede confirmar es que de acuerdo con las investigaciones realizadas y los informes de resistencia dada por los diferentes autores anteriormente mencionados se puede decir que esta especie posee resistencia a fenoxaprop p etil a una dosis máxima de 16x por el comportamiento que tiene en plantas enteras.

## Conclusiones

- Las pruebas de calidad de semilla sirvieron para conocer el estado de la semilla.
- Con la prueba de imbibición a diferentes tiempos en agua se pudo obtener una reducción del tiempo de germinación de las semillas y sirvió como tratamiento pregerminativo para estas.
- Las dos pruebas tuvieron resultados similares de que la semilla presenta cierta resistencia a fenoxaprop p etil por el comportamiento que presentaban las plantas.
- En la prueba de germinación a diferentes dosis de herbicida ningún tratamiento estuvo por debajo del 50% en el porcentaje de germinación
- En el parámetro de altura de planta hay una reducción cercana al 50% en la dosis 8X.
- En cuanto al parámetro de peso fresco los tratamientos fueron superiores al testigo.
- Es conveniente realizar las pruebas de germinación por su rapidez.
- Hay que tomar en cuenta que al tratarse de un herbicida postemergente los datos más fidedignos son los de plantas enteras tomando como parámetro la altura de planta.

## Anexo

### Análisis de varianza de germinación a los 13 DDA

| TRATAMIENTOS | REPETICIONES |        |       |        |        |        |        |        |        |        | SUMA | PROM |
|--------------|--------------|--------|-------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|------|------|
| T1           | 5            | 9      | 9     | 13     | 9      | 10     | 8      | 5      | 7      | 0      | 75   | 7.5  |
| T2           | 7            | 4      | 4     | 3      | 5      | 6      | 7      | 7      | 6      | 4      | 53   | 5.3  |
| T3           | 9            | 5      | 3     | 7      | 6      | 6      | 8      | 6      | 5      | 2      | 57   | 5.7  |
| T4           | 5            | 0      | 3     | 3      | 3      | 2      | 6      | 3      | 3      | 2      | 30   | 3    |
| T5           | 3            | 6      | 6     | 4      | 2      | 6      | 5      | 8      | 8      | 10     | 58   | 5.8  |
| T6           | 6            | 1      | 1     | 3      | 3      | 5      | 1      | 1      | 3      | 3      | 27   | 2.7  |
| T7           | 5            | 0      | 0     | 1      | 1      | 1      | 1      | 1      | 2      | 2      | 14   | 1.4  |
| SUMA         | 40           | 25     | 26    | 34     | 29     | 36     | 36     | 31     | 34     | 23     | 314  |      |
| PROMEDIO     | 5.7143       | 3.5714 | 3.714 | 4.8571 | 4.1429 | 5.1429 | 5.1429 | 4.4289 | 4.8571 | 3.2857 |      |      |

|                       |          |
|-----------------------|----------|
| TERMINO DE CORRECCION | 1408.514 |
|-----------------------|----------|

### ANOVA

|              | GL | SC         | CM         | FC         | FT0.5 | FT0.1   |
|--------------|----|------------|------------|------------|-------|---------|
| TOTAL        | 69 | 575.485714 |            |            |       |         |
| TRATAMIENTOS | 6  | 278.685714 | 46.447619  | 9.74750167 | 3.2   | 4.17 ** |
| BLOQUES      | 9  | 39.4857143 | 4.38730159 | 0.92071952 |       |         |
| ERROR        | 54 | 257.314286 | 4.76507937 |            |       |         |

### Análisis de varianza de germinación después de 20 DDA

| TRAT     | REPETICIONES |         |    |         |    |          |         |         |          |    | SUMA | PROMEDIO |
|----------|--------------|---------|----|---------|----|----------|---------|---------|----------|----|------|----------|
| T1       | 16           | 14      | 15 | 17      | 14 | 13       | 14      | 12      | 14       | 4  | 133  | 13.3     |
| T2       | 13           | 12      | 11 | 11      | 18 | 13       | 15      | 14      | 13       | 15 | 135  | 13.5     |
| T3       | 14           | 13      | 13 | 14      | 14 | 14       | 16      | 12      | 13       | 7  | 130  | 13       |
| T4       | 11           | 10      | 12 | 13      | 15 | 9        | 12      | 14      | 10       | 10 | 116  | 11.6     |
| T5       | 12           | 15      | 17 | 15      | 10 | 12       | 16      | 18      | 17       | 17 | 149  | 14.9     |
| T6       | 13           | 10      | 9  | 11      | 15 | 15       | 11      | 12      | 12       | 13 | 121  | 12.1     |
| T7       | 12           | 8       | 14 | 6       | 12 | 13       | 9       | 7       | 16       | 11 | 108  | 10.8     |
| SUMA     | 91           | 82      | 91 | 87      | 98 | 89       | 93      | 89      | 95       | 77 |      |          |
| PROMEDIO | 13           | 11.7143 | 13 | 12.4286 | 14 | 12.71429 | 13.2857 | 12.7143 | 13.57143 | 11 |      |          |

|                       |           |
|-----------------------|-----------|
| TERMINO DE CORRECCION | 11366.629 |
|-----------------------|-----------|

### ANOVA

|       | GL | SC          | CM | FC | FT0.5 | FT0.1 |
|-------|----|-------------|----|----|-------|-------|
| TOTAL | 69 | 543.3714286 |    |    |       |       |

|              |    |             |             |             |     |      |    |
|--------------|----|-------------|-------------|-------------|-----|------|----|
| TRATAMIENTOS | 6  | 110.9714286 | 18.4952381  | 2.599732262 | 3.2 | 4.17 | NS |
| BLOQUES      | 9  | 48.22857143 | 5.358730159 | 0.753235163 |     |      |    |
| ERROR        | 54 | 384.1714286 | 7.114285714 |             |     |      |    |

### Análisis de varianza de Peso Freso

| TRATAMIENTOS | REPETICIONES |            |            |            | SUMA       | PROMEDIO   |
|--------------|--------------|------------|------------|------------|------------|------------|
| T1           | 0.007241     | 0.00464706 | 0.06294483 | 0.02364615 | 0.09847942 | 0.02461985 |
| T2           | 0.00527      | 0.043164   | 0.0535069  | 0.04966071 | 0.15160188 | 0.03790047 |
| T3           | 0.003125     | 0.05036286 | 0.04419655 | 0.05303    | 0.15071441 | 0.0376786  |
| T4           | 0.000469     | 0.05159048 | 0.03752593 | 0.05611875 | 0.1457046  | 0.03642615 |
| T5           | 0.032593     | 0.03388125 | 0.004756   | 0.04035    | 0.11157984 | 0.02789496 |
| SUMA         | 0.048699     | 0.18364564 | 0.2029302  | 0.22280562 |            |            |
| PROMEDIO     | 0.00974      | 0.03672913 | 0.04058604 | 0.04456112 | 0.65808015 | 0.03290401 |

|                       |          |
|-----------------------|----------|
| TERMINO DE CORRECCION | 0.021653 |
|-----------------------|----------|

### ANOVA

|              | GL | SC         | CM         | FC         | FT0.5 | FT0.1   |
|--------------|----|------------|------------|------------|-------|---------|
| TOTAL        | 19 | 0.0085538  |            |            |       |         |
| TRATAMIENTOS | 4  | 0.00061554 | 0.00015388 | 0.43886857 | 3.26  | 5.41 NS |
| BLOQUES      | 3  | 0.00373058 | 0.00124353 | 3.54645907 |       |         |
| ERROR        | 12 | 0.00420767 | 0.00035064 |            |       |         |

## Referencias bibliográficas

- 1) Boerboom, C. 2000. Confirming herbicide resistance. *Wisconsin Crop Manager* 7(18):109-110.
- 2) Cobb, A. & Kirkwood R. 2000. *Herbicides and their mechanisms of action*. England: Sheffield Academy; Boca Raton.
- 3) Derr J. F. 2002. Detection of Fenoxaprop – resistant smooth crabgrass (*Digitaria ischemum*) in Turf. *Weed Technol.* 16:396-400
- 4) Devine, M. D. & Preston, C. 2000. The molecular basis of herbicide resistance. pp. 72-104. *En: Cobb, A.H. & Kirkwood, R.C., eds. Herbicides and their mechanisms of action*. Sheffield Academic Press Ltd, Inglaterra.
- 5) Deyle C. 2005. Weed resistance to acetyl coenzyme A carboxylase inhibitors: an up date. *Weed Sci.* 53:728-746
- 6) Esqueda E., V. A. & S. C. Weller. 1996. Determinación de factores de resistencia a herbicidas inhibidores de fotosíntesis en cloroplastos de toloache (*Datura stramonium* L) resistente a atrazina. *Memorias XVII Congreso Nacional de la Ciencia de la Maleza*. Ixtapa-Zihuatanejo, Gro., México. pp. 12-13.
- 7) Esqueda, E. V. A, Zita, P. G. A. & Rosales, R. E. 2007. pp. 92-104. Resistencia a Herbicidas. *En: Memorias del Curso sobre Actualización en el Manejo de Malezas*. Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza, Mazatlán, Sin.
- 8) Espinosa G. F. J. & Sarukán J. 1997. *Manual de malezas del Valle de México*. Ediciones científicas. México. pp. 324
- 9) FAO. 1997. *Reunión Regional Resistencia de Malezas a Herbicidas*. Jaboticabal, UNESP, Brasil, pp. 11
- 10) Gerwick, B. C.; L. C. Mireles & R. J. Eilers. 1993. Rapid diagnosis of ALS/AHAS-resistant weeds. *Weed Technol.* 7:519-524
- 11) Gómez B. J.G. 2006. *Herbicidas Agrícolas. Formulación, usos, dosis y aplicación*. 2ª Edic. Trillas. México. pp. 12, 17
- 12) Guerrero G. A..1999. *Cultivos Herbáceos Extensivos*. 6ª. Edic. Mundi-Prensa. España. pp. 20.
- 13) Hashem, A.; D. Harmonhinder; D. Bowram & T. Piper. 1999. *Crop updates 1999: weeds*. Department of Agriculture. Western Australia. 3 p
- 14) Heap I. 2005. Criteria for Confirmation of Herbicide – Resistant Weeds. *International Survey of Herbicide-Resistant Weeds*. *Weed Sci.* 1-4
- 15) Hensley, J. R. 1981. A method for identification of triazine resistant and susceptible biotypes of several weeds. *Weed Sci.* 29:70-73
- 16) HRAC. 1999. Detecting herbicide resistance. 11 p. [En línea] Disponible en: <[http://www.plantprotection.org/hrac/Cindex.cfm?doc=spanish\\_la\\_resistencia.html](http://www.plantprotection.org/hrac/Cindex.cfm?doc=spanish_la_resistencia.html)> [Consultado: 19 junio 2009]
- 17) Incedon B. J. & Hall C. 1997. Acetyl-coenzyme A Carboxylase: Quarentenary structure and Inhibition by Graminicial Herbicides. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 55:255-271.
- 18) Jóri B., Sóos V., Szegő D., Páldi E. Szigeti Z. Rácz I. & Lásztity D. 2007. Role of transporters in pataquat resistance of horseweed *Conyza Canadensis* (L.) Cronq. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 88:57-65.
- 19) Kim D. S., Caseley J. C., Brain P., Riches C. R. & Valverde B. E. 2000. Rapad detection of propanil and fenoxaprop resistance in *Echinochloa colona*. *Weed Sci.* 48:695-700.

- 20) Kuk, Y. I.; I. J. Ha; D. K. Oh; J. L. Do; N. R. Burgos & O. G. J. A.. 2003. Rapid diagnosis of resistance to sulfonylurea herbicides in monochoria (*Monochoria vaginalis*). *Weed Sci.* 51:305-311
- 21) Labrada R., Caseley J.C., Parker C. 1996. Manejo de malezas para países en desarrollo. FAO. Roma. pp 99
- 22) Letouzé, A.; J. Gasquez; D. Vaccara; D. Orlando; J. L. Leterrier; C. Roy & E. Bouvard-Derieux. 1997. Development of new reliable quick tests and state of grass-weed herbicide resistance in France. *Proc. Brighton Crop Protect. Conf.-Weeds.* pp. 325-330.
- 23) Morgado Gutierrez, J., J. A. Tafoya Razo, F. Urzua Soria, & G. Mondragón Pedrero. 2001. Strategies to control canary grass (*Phalaris* spp.) resistant to herbicides aryloxyphenoxypropionates and cyclohexanediones on wheat (*Triticum vulgare* L.) en abstracts, Third International Weed Science Congress, June 6 to 11, 2000, Foz do Iguassu, Brazil. [http://iws.ucdavis.edu/wees\\_abstracts\\_6-2-00.pdf](http://iws.ucdavis.edu/wees_abstracts_6-2-00.pdf)
- 24) Moss, S. R. 1990. Herbicide cross-resistance in slender foxtail (*Alopecurus myosuroides*). *Weed Sci.* 38:492-496.
- 25) Norsworthy, J. K.; R. E. Talbert & R. E. Hoagland. 1998. Chlorophyll fluorescence for rapid detection and confirmation of propanil-resistant barnyardgrass (*Echinochloa crus-galli*). *Weed Sci.* 46:163-169.
- 26) PLM. 2008. Diccionario de especialidades Agroquímicas: Fertilizantes, agroquímicos y productos orgánicos. DEAQ. 18ª. Edic. México
- 27) Rao V. S. 2000, Principles of weed science, 2a.edic, Science Publishers Inc. USA. pp 439.
- 28) Richter, J. & S. B. Powles. 1993. Pollen expression of herbicide target site resistance genes in annual ryegrass (*Lolium rigidum*). *Plant Physiol.* 102:1037-1041.
- 29) Rosales, R. E. 2006. Clasificación y uso de los herbicidas por su modo de acción. En *Control de la maleza y control de las malezas*. México. UNAM
- 30) Rosales, R. E & Medina, C. T. 2007. Manejo de Maleza en Cultivos Básicos. Pp. 181-185. En: *Memorias del Curso Actualización en el Manejo de Malezas*. Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza, Mazatlán, Sin.
- 31) Rosales R, Salinas G E. J., R. Sánchez, L. A. Rodríguez & Esqueda E. V. 2002. Interference and control of wild sunflower (*Helianthus annuus* L.) in spring wheat (*Triticum aestivum* L.) in northeastern Mexico. *Cereal Research Communications* 30:439-446.
- 32) Stephen B. P. & Shaner D. 2001, *Herbicide Resistance in World Grains*. Boca Raton London.
- 33) Tal A, Zarka S. & Rubin B. 1996. Fenoxaprop – p Resistance in *Phalaris minor* Conferred by an Insensitive Acetyl – Coenzyme A Carboxylase. *Pesticide biochemistry and physiology* 56. 134 – 140. article no. 0067.
- 34) Tamayo, E. L. M. 1991. La maleza y su manejo integrado en México. pp: 133-153. In: *Memorias del Curso sobre Manejo y Control de Malas Hierbas*. Asociación Mexicana de la Ciencia de la Maleza. Acapulco, Gro.
- 35) Tamayo, E. L. M. & Martínez C. J. L. 1998. Resistencia de Alpistillo *Phalaris minor* Retz. Y alpiste *Phalaris paradoxa* a herbicidas comerciales en el Valle del Yaqui, Sonora, Mexico.
- 36) Tamayo-Esquer, L. M. & J. L. Martínez-Carrillo. 2002. Resistance of little seed canary-grass *Phalaris minor* Retz. and Hood canary-grass *Phalaris paradoxa* L. to commercial herbicides in the Yaqui Valley of Sonora, Mexico. *Resistant Pest Manag. Newsl* 12:37–39.

- 37) Tardif, F. J.; J. A. M. Holtum & S. B. Powles. 1993. Occurrence of a herbicide-resistant acetyl-coenzyme A carboxylase mutant in annual ryegrass (*Lolium rigidum*) selected by sethoxydim. *Planta* 190:176-181.
- 38) Valverde B.E. 2007. Status and Management of Grass – weed Herbicide resistance in Latin America. *Weed Tech.* 21:130 - 323
- 39) Van Oorschot, J. L. P. & P. H. Van Leewen. 1992. Use of fluorescence induction to diagnose resistance of *Alopecurus myosuroides* Huds. (blackgrass) to chlortoluron. *Weed Res.* 32:473-482.
- 40) Villaseñor, R.J.L. & F.J. Espinoza G. 1998. Catálogo de malezas en México. Univ. Nal. Aut. De México. Consejo Nal. Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- 41) Zita P. G, Esqueda E. V & Espadas R. M. 2006. Control de malezas y Control de la maleza, Mexico, UNAM.

#### Citas electrónicas

- 42) Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria. [En línea] Disponible en <[www.anvisa.gov.br/toxicologia/monografias/c32.pdf](http://www.anvisa.gov.br/toxicologia/monografias/c32.pdf)> [Consultado 17 octubre 2008]
- 43) Asociación Argentina de Protección Vegetal y Ambiental. [En línea] Disponible en: <<http://www.asaprove.org.ar/agroquimicos.php?pg=22>> [Consultado: 15 octubre 2008]
- 44) Comité de Prevención de Resistencia a Herbicidas. [En línea] Disponible en: <[http://www.plantprotection.org/HRAC/Cindex.cfm?doc=Spanish\\_classification.htm](http://www.plantprotection.org/HRAC/Cindex.cfm?doc=Spanish_classification.htm)> [Consultado: 15 octubre 2008]
- 45) De Prado R. & Cruz H. H. 2006. Mecanismos de Resistencia de las plantas a los herbicidas. [En línea] disponible en: <[http://www.inia.org.uy/estaciones/la\\_estanzuela/webseminariomalezas/articulos/depradorafael.pdf](http://www.inia.org.uy/estaciones/la_estanzuela/webseminariomalezas/articulos/depradorafael.pdf)> [Consultado 30 junio 2009]
- 46) FAO, 2007. Perspectivas de cosecha y Situación Alimentaria. [En línea]. Disponible en: <[http://w4.siap.gob.mx/sispro/IndModelos/SP\\_AG/Trigo/Descripcion.pdf](http://w4.siap.gob.mx/sispro/IndModelos/SP_AG/Trigo/Descripcion.pdf)> [Consultado: 19 junio 2009]
- 47) FAOSTAT – FAO. 2007. Dirección de Estadísticas. [En línea] Disponible en: <[http://w4.siap.gob.mx/sispro/IndModelos/SP\\_AG/Trigo/Descripcion.pdf](http://w4.siap.gob.mx/sispro/IndModelos/SP_AG/Trigo/Descripcion.pdf)> [Consultado: 19 junio 2009]
- 48) Fisher A. & Valverde B. E. 2006. Evolución de resistencia a herbicidas diagnóstico y manejo de malezas del arroz. [En línea]. Disponible en: <[http://www.inia.org.uy/estaciones/la\\_estanzuela/webseminariomalezas/articulos/fischeralbert.pdf](http://www.inia.org.uy/estaciones/la_estanzuela/webseminariomalezas/articulos/fischeralbert.pdf)> [Consultado: 19 junio 2009]
- 49) García H. C., López M. A. & de Benito L.V. 2006. El uso de las Aulas de Informática en la elaboración de un trabajo de Ciencia Teórica: Las gramíneas como bioindicadores del cambio climático en Castilla y León. [En línea] Disponible en: <<http://www.iesfelixburgos.es/articulos/gramineas.pdf>> [Consultado: 01 julio 2009]
- 50) Sabbatini M.R., Irigoyen J.H & Vernavá M.N. 2004. Estrategias para el manejo integrado de malezas: Problemática, resistencia a herbicidas y aportes de la biotecnología. *Biología y mejoramiento vegetal*. Pp. 343 – 353. [En línea] Disponible en: <[www.inta.gov.ar/ediciones/2004/biotec/parte8\\_cap11.pdf](http://www.inta.gov.ar/ediciones/2004/biotec/parte8_cap11.pdf)> [Consultado: 01 julio 2009]

- 51) Sayre K. 1996. [En línea] Disponible en:  
 <<http://www.weedscience.org/Case/Case.asp?ResistID=478>> [Consultado: 01 febrero 2008]
- 52) SIAP, 2006 [En línea] Disponible en:  
 <[http://w4.siap.gob.mx/sispro/IndModelos/SP\\_AG/Trigo/Descripcion.pdf](http://w4.siap.gob.mx/sispro/IndModelos/SP_AG/Trigo/Descripcion.pdf)>  
 [Consultado: 18 junio 2009]
- 53) SIAP, 2007. [En línea]. Disponible en:  
 <[http://reportes.siap.gob.mx/aagricola\\_siap/icultivo/index.jsp](http://reportes.siap.gob.mx/aagricola_siap/icultivo/index.jsp) > [Consultado: 18 junio 2009]
- 54) Tharayil Nishanth – Santhakumar. 2003. Mechanisms of Herbicide Resistance in Weeds. Plant & Soil Sciences. University of Massachusetts Amherst. MA. Pp 15 – 17 [En línea]. Disponible en :  
 <[www.weedscience.org/paper/Mechanism%20of%20Herbicide%20Resistance.pdf](http://www.weedscience.org/paper/Mechanism%20of%20Herbicide%20Resistance.pdf)>  
 [Consultado 30 junio 2009]
- 55) Valverde, B. E. 2002. Weed Management in Latin America. *Pesticide Outlook* 13: 79-81. [En línea] Disponible en: <http://fao.org/docrep/007/y5031s/y5031s0h.htm>  
 [Consultado: 30 junio 2009]
- 56) <[www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/files/brochures/\\$file/puma\\_final.pdf](http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/files/brochures/$file/puma_final.pdf)> [Consultado: 18 marzo 2009]
- 57) <[www.cimmyt.org/spanish/docs/eco\\_wpaper/EWP03\\_05.pdf](http://www.cimmyt.org/spanish/docs/eco_wpaper/EWP03_05.pdf)> [Consultado: 18 marzo 2009]
- 58) <[www.hracglobal.com/Publications/ClassificationofHerbicideModeofAction/tabid/222/Default.aspx](http://www.hracglobal.com/Publications/ClassificationofHerbicideModeofAction/tabid/222/Default.aspx)> [Consultado: 19 junio 2009]
- 59) <<http://www.hracglobal.com/Publications/ManagementofHerbicideResistance/tabid/225/Default.aspx>> [Consultado : 09 enero 2008]
- 60) <[www.sagarpa.gob.mx/cqcs/boletines/2001/Octubre/B222.htm](http://www.sagarpa.gob.mx/cqcs/boletines/2001/Octubre/B222.htm)> [Consultado: 18 marzo 2009]
- 61) <<http://www.siap.gob.mx/ventanaIM.php?idCat=209&url=w4.siap.gob.mx/AppEstado/Monografias/Monografias2/TrigoG.html>> [Consultado: 19 agosto 2009]
- 62) <[www.weedscience.org/ACCCaseDist.GIF](http://www.weedscience.org/ACCCaseDist.GIF)> [Consultado: 21 mayo 2009]
- 63) <<http://www.weedscience.org/In.asp>> [Consultado 21 mayo 2009]
- 64) <[www.weedscience.org/Summary/USpeciesCountry.asp?lstWeedID=127&FmCommonName=Go](http://www.weedscience.org/Summary/USpeciesCountry.asp?lstWeedID=127&FmCommonName=Go)> [Consultado: 19 junio 2009]
- 65) <[www.wssa.net](http://www.wssa.net)> [Consultado: 14 abril 2008]