



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

CARACTERÍSTICAS HERBICIDAD PRE Y  
POSTEMERGENTES DE LA TRICOLORINA "A"  
EN LAS PLANTAS AGRICOLAS: *Physalis ixocarpa*,  
*Triticum vulgare*, Y LAS MELEZAS *Lolium*  
*multiflorum*, *Trifolium alexandrinum*

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G A

P R E S E N T A :

MARIA DEL CARMEN PORTILLO TELLEZ



DIRECTOR DE TESIS: DR. BLAS LOTINA HERNANDEZ



2004

FACULTAD DE CIENCIAS  
SECCION ESCOLAR



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.



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MÉXICO

**ACT. MAURICIO AGUILAR GONZÁLEZ**  
**Jefe de la División de Estudios Profesionales de la**  
**Facultad de Ciencias**  
**Presente**

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo escrito:

CARACTERISTICAS HERBICIDAS PRE Y POSTEMERGENTES DE LA TRICOLORINA "A"  
 EN LAS PLANTAS AGRICOLAS: *Physalis ixocarpa*, *Triticum vulgare*, Y  
 LAS MALEZAS *Lolium multiflorum*, *Trifolium alexandrinum*.

realizado por Portillo Tellez Maria del Carmen

con número de cuenta 8723486-4 , quien cubrió los créditos de la carrera de: BIOLOGIA.

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis

Propietario Dr. Blas Lotina Hennsen. *(B. Blas Lotina)*

Propietario M en C. Minerva Leonor Gonzalez Ibarra. *Minerva Leonor*

Propietario M en C. Raul Contreras Medina. *Raul*

Suplente M en C. Jaquelina Fernandez Vargas. *Jaquelina*

Suplente Biol. Adriana Garcia Alarcon. *Adriana Garcia Alarcon*

Consejo Departamental de

BIOLOGIA.

*Juan Manuel Rodriguez Chavez*  
 M. en C. Juan Manuel Rodríguez Chávez.

FACULTAD DE CIENCIAS



UNIDAD DE ENSEÑANZA  
DE BIOLOGIA

**ESTUDIO REALIZADO EN EL LABORATORIO 115**

**DEL DEPARTAMENTO DE BIOQUÍMICA,**

**EN EL CONJUNTO " E" DE LA**

**FACULTAD DE QUÍMICA,**

**UNAM**



## LIBERTAD

Emprendo el vuelo desde lo subterráneo paseando por el amor  
incondicional hasta la realización plena.

He dejado atrás las cadenas, que se oxidan con mi antiguo yo.

Rodrigo Arteaga Portillo.

## DEDICATORIAS

ESPECIALMENTE: A HORTENSIA HOFMANN E. † QUIEN CON SU CARÍÑO LOGRO  
SIEMPRE ESTIMULAR LO MEJOR DE LOS DEMÁS.  
A FRANCISCO PORTILLO M.

A MI PADRE, MADRE †  
Y HERMANOS:  
FRANCISCO, VERÓNICA Y LAURA.

A MI NOVIO CÉSAR CON AMOR.  
A MI PEQUEÑA SAMANTHA.

## AGRADECIMIENTOS

- ♣ AL ING. FRANCISCO PORTILLO H. POR SU CARIÑO Y APOYO SIN LÍMITES.
- ♣ A CÉSAR G. GARCÍA POR SU AMOR, PACIENCIA Y AYUDA.
- ♣ A LA UNAM Y SUS PROFESORES POR SU VALIOSA ENSEÑANZA.
- ♣ AL DR. BLAS LOTINA H. POR SU AYUDA EN EL DESARROLLO DE ESTE TRABAJO.
- ♣ AL DR. ROGELIO PEREDA M. POR PROPORCIONAR LA TRICOLORINA A PARA LA REALIZACIÓN DEL PRESENTE TRABAJO.
- ♣ A MUSTAPHA BAH POR AISLAR Y CARACTERIZAR LA TRICOLORINA "A".
- ♣ AL MAESTRO LAHOUCINE ACHNINE POR SU AYUDA DURANTE LA REALIZACIÓN DEL TRABAJO EN EL LABORATORIO.
- ♣ A LA MAESTRA MINERVA POR SU VALIOSA AYUDA EN LA ELABORACIÓN DE ESTE TRABAJO.
- ♣ AL PROYECTO CONACYT 400313-5-2358PN.
- ♣ ES MUCHA LA GENTE A LA QUE HAY ALGO QUE AGRADECER Y PODRÍA HACER UNA GRAN LISTA, PERO AUNQUE NO LOS MENCIONE ESTÁN EN MI MENTE Y SE LOS AGRADEZCO DE CORAZÓN.

# ÍNDICE

<i>DEDICATORIAS</i> .....	3
<i>AGRADECIMIENTOS</i> .....	4
<i>ÍNDICE</i> .....	5
<i>INTRODUCCION</i> .....	7
<i>ANTECEDENTES</i> .....	8
LAS MALEZAS.....	8
LOS HERBICIDAS.....	9
LA GERMINACIÓN.....	11
LA RESPIRACIÓN.....	12
VÍAS METABÓLICAS, METABOLITOS INTERMEDIARIOS Y PRODUCTOS.....	12
RESPIRACIÓN DE LAS SEMILLAS DURANTE LA IMBIBICIÓN Y GERMINACIÓN.....	13
LA RUTA DE LOS ELECTRONES ENTRE SUSTRATO Y OXÍGENO MOLECULAR.....	15
LA TRICOLORINA A.....	20
EL METILVIOLOGENO O PARAQUAT.....	24
NOMENCLATURA.....	24
PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS.....	24
COMERCIALIZACIÓN.....	24
MODO DE ACCIÓN.....	25
USOS.....	25
TOXICIDAD.....	26
EL TOMATE.....	27
CLASIFICACIÓN.....	27
DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.....	27
EL TRIGO.....	29
CLASIFICACIÓN.....	29
DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.....	29
EL TRÉBOL.....	31
CLASIFICACIÓN.....	31
DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.....	31
EL PASTO.....	32
CLASIFICACIÓN.....	32
DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.....	32
<i>OBJETIVOS</i> .....	33
OBJETIVO GENERAL:.....	33
OBJETIVOS ESPECÍFICOS:.....	33

<i>MATERIALES Y MÉTODOS</i> .....	34
ENSAYOS DE PREEMERGENCIA.....	34
EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA TRICOLORINA A EN LA GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS Y EL DESARROLLO RADICULAR ASÍ COMO DEL TALLO.....	34
EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA TRICOLORINA A EN LA RESPIRACIÓN DE LAS SEMILLAS.....	36
ENSAYOS DE POSTEMERGENCIA .....	38
EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA TRICOLORINA A EN EL DESARROLLO.....	38
DE LAS PLANTAS.....	38
<i>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</i> .....	40
ESTUDIOS DE PREEMERGENCIA DE LA TRICOLORINA A.....	40
CARACTERIZACIÓN DE LA TRICOLORINA A EN LA GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS .....	40
CARACTERIZACIÓN DE LA TRICOLORINA A SOBRE LA RESPIRACIÓN DE LAS SEMILLAS DURANTE SU GERMINACIÓN .....	50
ESTUDIOS DE POSTEMERGENCIA DE LA TRICOLORINA A.....	53
CARACTERIZACIÓN DE LA TRICOLORINA A EN EL DESARROLLO DE LAS PLANTAS.....	53
<i>CONCLUSIONES</i> .....	62
<i>BIBLIOGRAFÍA</i> .....	63
<i>APENDICE I</i> .....	69

## INTRODUCCION

La finalidad de esta tesis fue caracterizar el potencial alelopático de la tricolorina A, que potencialmente permitirá el descubrimiento de nuevos agentes herbicidas de origen vegetal con una especificidad de acción, así como biodegradabilidad. También determinando su actuación como herbicida preemergente cuando se ensayo su efecto sobre la germinación y la respiración de semillas de malezas (*Lolium multiflorum* y *Trifolium alexandrinum*) y plantas agrícolas (*Physalis ixocarpa* y *Triticum vulgare*) además, la aplicación por aspersión a las hojas nos dio a conocer si actúa como herbicida postemergente en el crecimiento de las plantas jóvenes en crecimiento.

La tricolorina A, es un constituyente bioactivo, aislado en México por el grupo del Doctor Rogelio Pereda Miranda, de una planta (*Ipomoea tricolor*) la cual crece en México, específicamente en el estado de Morelos.

La utilización de este material de origen natural, fue con el fin de evitar el deterioro ecológico causado por los herbicidas químicos al combatir plagas y hierbas perjudiciales para el desarrollo de los cultivos.

La investigación realizada fue en base a la obtención de la tricolorina A aislada de la planta *Ipomoea tricolor*, de la familia Convolvulaceae, y su aplicación en plantas agrícolas y malezas, en cantidades micromolares tanto antes (preemergente), como después de la germinación (postemergente) de las semillas arriba mencionadas; en ellas se vio su acción sobre la inhibición en el crecimiento radicular y del tallo, la respiración de las semillas durante la germinación, así como su reacción al aplicarla en las hojas de las plántulas.

Todo esto se hizo con la finalidad de aportar un nuevo compuesto para combatir las malezas de los cultivos con agentes herbicidas naturales biodegradables, de una manera que no perjudique nuestro ambiente utilizando los recursos naturales de nuestro país, ya que actualmente se utilizan compuestos orgánicos poco biodegradables en los cultivos intensivos de México.

## ANTECEDENTES

### **LAS MALEZAS**

Sabemos que la agricultura se practica desde hace aproximadamente 10,000 años, aunque la agricultura extensiva tiene solo 5,000 años, las malezas empezaron a competir contra las plantas agrícolas por el agua, los nutrientes y la luz. La mayor parte de la energía empleada en los campos cultivables se gastaba en remover malezas y dar al campo las condiciones adecuadas para un crecimiento más eficiente de las plantas cultivadas. Cuando se desarrolló la industria el campo se quedó con menos hombres que lo trabajaran, por lo tanto se vieron en la necesidad de desarrollar mecanismos para combatir a las malas hierbas (Cremlin, 1991).

El incremento de la población genera necesidades alimentarias proporcionales, que plantea problemas básicos de aumento en la producción agrícola. (Lotina, 1989). Sin embargo, las prácticas agrícolas actuales de los países industrializados incluyen la optimización de la productividad, mediante el monocultivo, esto altera el equilibrio ecológico y aparecen malezas, insectos, enfermedades por hongos, que se deben controlar; para ello, se utiliza todo tipo de biocidas (Lotina, 1989). Los biocidas son compuestos químicos que exterminan células como las bacterias (bactericidas), hongos (fungicidas), insectos (insecticidas), plantas (herbicidas), virus (virucidas), etc.

Por la acción de diferentes plagas, (malezas, insectos, nemátodos, roedores, etc.) se pierde anualmente una tercera parte de la producción mundial, durante el crecimiento, la recolección y el almacenamiento, pero en los países en vías de desarrollo como los de África, La India y América Latina, las pérdidas son del 40%. En la agricultura mexicana la situación es similar al promedio mundial y se calcula entre un 25 y 30% (Romero, 1995).

La necesidad global de un control de las malas hierbas ha encontrado respuesta en la industria química, con herbicidas eficaces

para la agricultura. Pero algunos plantean graves problemas, en particular, si se emplean mal; nos referimos a los compuestos tóxicos y dañinos que amenazan la vida animal y la salud pública cuando se acumulan en las plantas nutricias, las aguas freáticas y el agua potable, sin olvidar el riesgo que pueden correr los propios trabajadores que las manipulan (Strobel, 1991).

Ahora bien, lo que entendemos por malezas son aquellas plantas que crecen donde el hombre no desea que estén, tienen tales características que les permiten sobrevivir y difundirse mucho mejor que las plantas que se cultivan, por lo que resultan plantas indeseables, representan un gran problema económico ya que el método utilizado para combatir las es costoso a la vez que daña el ambiente.

## **LOS HERBICIDAS**

El control de malezas y plagas con químicos no es contemporáneo; sabemos que se ha practicado por más de cien años.

Definamos a los herbicidas como compuestos químicos utilizados para exterminar malezas. Para encontrar productos químicos adecuados para el control de malezas o plagas, se desarrolla una investigación interdisciplinaria muy intensa y costosa (Lotina, 1989).

Podemos encontrar una inmensa variedad de herbicidas, bajo diferentes compuestos químicos utilizados para exterminar las malezas, así pues, la industria química, por su lado, investiga en herbicidas de rendimiento máximo, compuestos que bloqueen determinados procesos bioquímicos de las malas hierbas seleccionadas (Strobel, 1991).

Se sintetizan también análogos de productos naturales o de compuestos sintéticos que han presentado actividad biológica. Con los análogos, se hacen ensayos para encontrar patrones de actividad buscando la relación entre estructura molecular y actividad biológica. Con este enfoque, pueden encontrarse caminos para diseñar el compuesto más potente (Lotina, 1989).



Cuando las pruebas de laboratorio confirman la actividad herbicida de un compuesto, es necesario realizar muchos otros experimentos, por ejemplo, el compuesto debe ser activo contra la maleza y debe tener efectos mínimos en plantas útiles o en otras formas de vida, es decir, no debe ser tóxica; se debe poder manejar adecuadamente, y ser estable en muchas condiciones de suelo y clima. Es indispensable que las utilidades por venta sean altas y el compuesto pueda ser patentado para que la compañía recupere la inversión (Lotina, 1989).

El siguiente paso de investigación consiste en formular el compuesto por usar en el campo, por lo general se hace como polvo o suspensión. Posteriormente, se realizan pruebas de campo en países con climas, suelos y condiciones de humedad diferentes (Lotina, 1989).

En el desarrollo de herbicidas, es importante la investigación sobre los mismos y sus residuos que se acumulan en suelos, agua, plantas y otras formas de vida, así como su metabolismo, toxicidad y biodegradación. Para ello, deben analizarse, después de la aplicación del herbicida, cientos de muestras tomadas en diferentes tiempos, climas, suelos, etc. Cabe aclarar que son pocos los compuestos que pasan todas las pruebas mencionadas. La investigación puede durar de 5 a 10 años, desde que se sintetiza el compuesto hasta que sale al mercado. El costo de la investigación, desarrollo, diseño, síntesis y caracterización de los herbicidas es por lo tanto, muy alto (Lotina, 1989).

Aproximadamente el 50% de los herbicidas comerciales que se usan en la agricultura mundial actúan inhibiendo la enzima  $D_1-Q_B$  al desplazar el cofactor plastoquinona  $Q_B$  (se unen a la proteína  $D_1$ ). Estos son de una gran variedad estructural y son compuestos orgánicos sintetizados por químicos, los cuales se dividen en inhibidores del transporte de electrones: fenilureas, s-triazinas, triazinonas, uracilos, bencimidazoles, biscarbamatos, hidroxibenzonitrilos, quinonas, etc. Los desacoplantes inhibidores como: acilanilidas, dinitrofenoles, benzimidazolas, dinitroanilinas, benzonitrilos (Moreland, 1993).

Los herbicidas en uso, tienen la característica de que el medio sea perjudicado al mínimo; muchos ofrecen incluso el beneficio añadido de la especificidad. Por lo general pueden escogerse por su capacidad de atacar a objetivos prefijados, sin que atenten contra las plantas cultivadas u otras (aunque estén relacionadas con las malas hierbas a las que va destinado el herbicida). En cambio, ciertas sustancias químicas acaban con todas las plantas con las que entran en contacto, salvo las especies que poseen resistencia natural, o inducida por manipulación genética, a esos compuestos. Además pueden administrarse varios herbicidas en una sola aplicación, sin preocuparse de aplicaciones adicionales; es normal, por lo tanto, la aplicación reiterada de los productos químicos durante una estación de crecimiento (Strobel, 1991).

Así pues, podemos llegar a decir que los herbicidas son de una inmensa variedad y los riesgos que esto conlleva son muchos, sobre todo contra del ambiente, pero tienen una finalidad: acabar con las malezas.

## **LA GERMINACIÓN**

La germinación se inicia con la captación de agua por la semilla (imbibición), y finaliza con el inicio de la elongación del eje embrionario, generalmente radícula. Esto incluye eventos como la hidratación de proteínas, cambios estructurales a nivel subcelular, respiración, síntesis de macromoléculas del metabolismo primario y elongación celular (Bewley, 1994).

La síntesis de proteínas es esencial para completar la germinación y la emergencia de la radícula. Esta comienza después de la imbibición y la mayor parte es dependiente de la síntesis de nuevo ARN. Antes de terminar la germinación, nuevamente se forma el ARN necesario para la síntesis de proteínas. En otras palabras la síntesis de ADN en muchas semillas ocurre después de la germinación y es una parte integral del crecimiento del eje embrionario. La síntesis de proteínas se inicia en el retículo endoplásmico de la célula hidratada

cuando los ribosomas se asocian con el ARN mensajero en la membrana (Bewley, 1994).

La expansión de la radícula dentro de la semilla ocurre inicialmente por la elongación celular y su subsecuente emergencia a través de la testa de la semilla que puede o no ser acompañada de la división celular. Por lo tanto, la síntesis de ADN y la división celular son fenómenos posteriores a la germinación con el crecimiento del eje y el establecimiento de la plántula (dependiendo de la semilla) (Bewley, 1994).

## LA RESPIRACIÓN

### VÍAS METABÓLICAS, METABOLITOS INTERMEDIARIOS Y PRODUCTOS

Se asume que tres vías respiratorias están activas en la imbibición de la semilla:

- a) Glucólisis.
- b) Vía de las pentosas.
- c) Ciclo de Krebs o del ácido cítrico o del ácido tricarboxílico.

La glucólisis es catalizada por enzimas citoplásmicas, en condiciones aeróbicas y anaeróbicas se produce piruvato como producto final de la vía, pero en ausencia de oxígeno se reduce a etanol y  $\text{CO}_2$  o ácido láctico si no hay descarboxilación. La respiración anaeróbica o fermentación produce solo dos moléculas de ATP por molécula de glucosa consumida en la respiración, en cambio la respiración aeróbica produce seis moléculas de ATP. Con la presencia de oxígeno en la mitocondria, se produce una descarboxilación del piruvato produciéndose acetyl-CoA, este se oxida completamente a  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$  vía ciclo de Krebs para producir posteriormente treinta moléculas de ATP por una molécula de glucosa consumida en la respiración. La síntesis de ATP ocurre durante la fosforilación oxidativa cuando los electrones son transferidos a oxígeno molecular a lo largo de una cadena de transporte de electrones (cadena redox), vía una serie de acarreadores de electrones (varios citocromos, NAD/NADH, FAD/FADH, U<sub>B</sub>Q/U<sub>B</sub>QH<sub>2</sub>, FeS, citocromo Fe<sup>3+</sup>/citocromo

Fe<sup>2+</sup>, Cu<sup>2+</sup>/Cu<sup>3+</sup> unidos a sus apoproteínas) embebidos en la membrana interior de la mitocondria. Una vía alterna para el transporte de electrones en la cual no se involucra a los citocromos y no se produce ATP, también se encuentra en la mitocondria; la vía de las pentosas es una fuente importante de NADPH, que dona un H<sup>+</sup> y un electrón al NADP, después este por redividir se cataliza en la biosíntesis reductiva, especial de ácidos grasos. Los intermediarios de esta vía son componentes de arranque para varios procesos biosintéticos. La completa oxidación de la vía de las hexosas, la vía de las pentosas y el ciclo de Krebs producen 29 ATPs (Bewley, 1994).

## **RESPIRACIÓN DE LAS SEMILLAS DURANTE LA IMBIBICIÓN Y GERMINACIÓN**

La respiración de semillas maduras o secas (10 a 15 % de humedad) es relativamente baja comparada con semillas en desarrollo o germinación y generalmente las mediciones son confundidas por la presencia de microflora contaminante. Cuando las semillas secas son introducidas en agua hay una liberación inmediata de gas llamada "wetting burst" que puede durar por varios minutos. No es relacionada a la respiración. El gas liberado depende del agua imbebida. También se libera cuando la semilla muere (Bewley, 1994).

Los ácidos ceto ( $\alpha$  cetoglutarato, piruvato, oxaloacetato), los cuales son importantes intermediarios en la vía respiratoria son químicamente inestables y pueden estar ausentes en las semillas secas. Un primer evento durante la imbibición ocurre dentro de los primeros minutos después de que el agua entra a la célula. Es la reformación de aminoácidos por reacciones de deaminación y transaminación (de ácido glutámico y alanina) (Bewley, 1994).

El consumo de oxígeno por las semillas sigue un patrón que difiere del embrión por presentar tejido de reserva. Se considera que en la respiración se involucran 3 o 4 fases:

- 1) Hay un incremento marcado en el consumo de oxígeno lo cual puede ser atribuido en parte a la activación e hidratación de enzimas

mitocondriales involucradas en el ciclo del ácido cítrico y la cadena de transporte de electrones. La respiración es incrementada linealmente con la hidratación del tejido (Bewley, 1994)

2) Se caracteriza por un retraso en la respiración mientras el oxígeno es estabilizado e incrementado lentamente. En esta fase todas las partes de la semilla están hidratadas completamente y todas las enzimas preexistentes son activadas. Probablemente hay otro pequeño incremento en las enzimas respiratorias o en el número de mitocondrias funcionales durante esta fase. El retraso de la fase en algunas semillas puede ocurrir en parte porque las capas que lo rodean limitan al oxígeno para el embrión o el tejido de reserva conduciéndolo temporalmente a condiciones parcialmente anaeróbicas. El removimiento de la testa de una semilla en la imbibición de guisante, por ejemplo, disminuye la fase de retraso apreciablemente. Otra posible razón para este retraso es que la activación de la vía glucolítica durante la germinación es más rápida que el desarrollo de mitocondrias. Esto podría conducir a una acumulación de piruvato debido a deficiencias en el ciclo del ácido cítrico o en la cadena de transporte de electrones (fosforilación oxidativa), por lo tanto algo de piruvato sería temporalmente desviado a el camino de la fermentación, donde no se requiere oxígeno (Bewley, 1994).

Entre las fases 2 y 3, en el embrión, la radícula penetra las estructuras envolventes y emerge: la germinación es completada (Bewley, 1994).

3) Hay un segundo estallido respiratorio que puede deberse a un incremento en la actividad de mitocondrias sintetizadas *de novo* y enzimas respiratorias en las células proliferativas del eje de crecimiento axial. El número de mitocondrias en el tejido de reserva también se incrementa, siempre se asocia con el movimiento de las reservas. Otro factor en el incremento respiratorio en ambas partes de la semilla podría ser un aporte en el incremento de oxígeno a través de una perforación en una testa nueva (Bewley, 1994).

4) Solo ocurre en el tejido de reserva y coincide con su senectud siguiendo el vaciado de reservas almacenadas (Bewley, 1994).

La amplitud de las fases 1 a 4 varía de especie a especie dependiendo de: el ritmo de imbibición, el recubrimiento, la permeabilidad al oxígeno, y los ritmos metabólicos. Sin embargo las condiciones ambientales y especialmente la temperatura son determinantes para las variaciones. En algunas semillas (*Avena fatua*) no hay fase de retraso, podría deberse a un sistema respiratorio eficiente, incluyendo la producción de nuevas mitocondrias activas, entonces se asegura un incremento continuo en la utilización de oxígeno, también la permeabilidad de las capas de recubrimiento puede que no limiten la entrada de oxígeno (Bewley, 1994).

Muchas semillas secas contienen sacarosa y muchas contienen uno a más de los oligosacáridos "rafinosa". Durante la germinación la sacarosa y los oligosacáridos son hidrolizados y en varias especies la actividad de la  $\alpha$ -galactosidasa, la cual separa las unidades de glucosa de la sacarosa, incrementándose mientras "rafinosa" y "estaquiosa" decrecen. Aunque hay poca evidencia directa de que los monosacáridos liberados son utilizados como sustrato respiratorio, hay una fuerte evidencia circunstancial. Glucosa y fructosa libres pueden acumularse en la semilla durante la hidrólisis de la sacarosa y los oligosacáridos, pero no hay moléculas de galactosa, por lo tanto, sugiere que es utilizada rápidamente, quizá a través de la incorporación dentro de las paredes de la célula o dentro de los galactolípidos de nueva formación (Bewley, 1994).

## **LA RUTA DE LOS ELECTRONES ENTRE SUSTRATO Y OXÍGENO MOLECULAR**

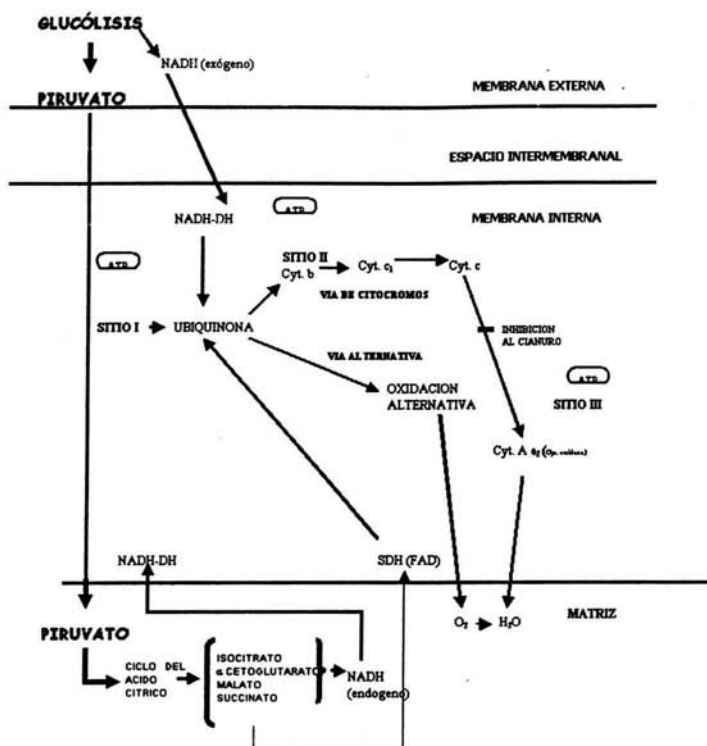
Muchos estudios en el desarrollo de las actividades mitocondriales en semillas se han enfocado en cotiledones de leguminosas y por el momento tendremos que asumir que cambios similares ocurren en el eje axial. Para entender los cambios que ocurren en la mitocondria durante la germinación debemos revisar la ruta principal por la cual el sustrato oxidable entra a este organelo y cómo llega a involucrarse en la fosforilación oxidativa. La glucólisis y otras rutas metabólicas producen NADH del cual NAD tiene que ser regenerado. La membrana exterior de la mitocondria es

permeable al NADH (llamado NADH del citogélico exógeno porque se produce fuera de la mitocondria) este pasa al espacio intermembranal. El piruvato entra a la mitocondria al ser transportado a través de la membrana interna de la matriz, la cual contiene las enzimas del ciclo del ácido cítrico. Este ciclo produce NADH endógeno (se produce dentro de la mitocondria). Ambos NADH son separados por las membranas destinadas, se liberan electrones y entran a la cadena transportadora a diferentes sitios. Los electrones originados por el NADH endógeno son transferidos a la vía de la ubiquinona y un par de protones sale del sitio I el cual permite la conservación de energía por medio de la fosforilación, ATP es producido. Los electrones liberados de NADH exógeno no son transferidos vía sitio I, pero son pasados directamente a la alberca de ubiquinona eliminando el primer paso de fosforilación. En la oxidación de succinato a malato en el ciclo del ácido cítrico no está el NAD ligado. El succinato deshidrogenasa (SDH) es insertado a la membrana interna del lado de la matriz (proteína estructural de la membrana interna mitocondrial y catalítico de la matriz) y los electrones liberados son transferidos a ubiquinona. No hay sitio I de conservación de energía a lo largo de esta vía (Bewley, 1994).

Los electrones son transferidos de la alberca de la ubiquinona vía citocromos  $b_1$ ,  $c_1$  y  $c$  a oxígeno vía citocromo oxidasa ( $aa_3$ ), esta parte de la cadena es muy importante porque incorpora dos sitios de expulsión de protones y consecuentemente conservación de energía. Las mitocondrias de muchas plantas superiores poseen una vía de transferencia de electrones alternativa la cual es diferente a la cadena de citocromos llamada vía insensible al cianuro. Las ramificaciones entre ubiquinona, citocromo  $b$  y electrón, son pasados vía un sistema oxidasa alternativa a oxígeno. No hay sitio de conservación de energía ligado a esta vía y de aquí cuando el NADH exógeno y succinato son oxidados por esa ruta no hay producción de ATP. Cuando el NAD esta ligado a sustratos de la matriz mitocondrial tal como el malato y el  $\alpha$ -cetoglutarato, es oxidado a través de la vía alternativa, solo un ATP es producido en el sitio I comparado con tres sitios (I, II, III) cuando los electrones pasan por la vía de citocromos (Bewley, 1994).

Las mitocondrias aisladas deben ser usadas para estudiar su actividad fosforilativa. Su habilidad para oxidar varios sustratos y para fosforilar ADP a ATP es monitoreada usando un electrodo tipo Clark y un típico trazo de consumo de oxígeno por una preparación mitocondrial consumiendo oxígeno y acoplado a fosforilación oxidativa es detectado. Inicialmente las mitocondrias son oxidadas en ausencia de ADP y un sustrato agregado ( $\alpha$ -cetoglutarato, malato, succinato o NADH) para evaluar la actividad de compuestos endógenos. Una baja cantidad en el consumo de oxígeno puede tomar lugar en: Fase I: respiración; cuando el sustrato, en este caso malato es añadido y ocurre otro consumo de oxígeno. Fase II o índice de sustrato. Fase III: después se añade ADP a la preparación mitocondrial y la proporción de oxígeno tomado se incrementa apreciablemente como fosforilación oxidativa. Fase IV: el ADP llega a ser limitado. La fase III puede ser reinducida al agregar más ADP hasta que el oxígeno disponible en la mezcla de incubación llega a ser limitada y la anaerobiosis (fase V) es llevada a cabo. De este experimento se deriva: 1) una proporción de ADP/O el cual nos dice como muchas micromoléculas de ADP son usadas (para hacer ATP) por micromoléculas de oxígeno consumido y es una medida de eficiencia de fosforilación; 2) la proporción de control respiratorio (RCR), que representa un cociente de la fase III entre la IV y es una indicación de cómo la respiración es controlada por disponibilidad de ADP. Si la fosforilación es eficiente y utiliza la vía del citocromo (Bewley, 1994).





**FIGURA 1.** Vías de electrones y utilización del poder reductor en la mitocondria de la planta. NADH-DH deshidrogenasa; SDH (FAD), flavoproteína unida a succinato deshidrogenasa; cyt, citocromos; sitios I-III, sitios de extrucción de protones, utilizados posteriormente en la producción de ATP (tomado de Bewley, 1994).

Los embriones de maíz muestran un marcado incremento en el consumo de oxígeno muy rápido después de iniciar la imbibición. Esto es dependiente en el transporte de electrones mitocondrial, el cual es claramente inhibido por cianuro, a los minutos de iniciar la imbibición. El citocromo C oxidasa es conservado en una forma activa en la mitocondria del embrión de maíz maduro, y es responsable de la reacción de oxidación terminal en la imbibición. La nueva síntesis de estas enzimas ocurre durante la germinación temprana con subunidades

núcleo-codificadas de citocromo C oxidasa, siendo sintetizada e incorporada dentro de la mitocondria en un plazo de dos horas de imbibición. Las contrapartes codificadas en el genoma mitocondrial son sintetizadas después de cuatro horas. Estos eventos aparecen para ser involucrados en la biogénesis de nuevas mitocondrias, la cual acompaña a la germinación y el crecimiento subsiguiente (Bewley, 1994).

Una característica de la oxidación mitocondrial en una semilla es que se incrementa con el tiempo de imbibición. Esto puede ser relacionado al incremento en la eficiencia de las mitocondrias existentes y al incremento en el número de mitocondrias. Hay dos patrones en el desarrollo mitocondrial en una semilla imbebida: 1) preparación y activación de organelos y, 2) producción de nuevas mitocondrias (Bewley, 1994).

Las reservas almacenadas en los cotiledones son agotadas, las mitocondrias se desorganizan y gradualmente pierden su eficiencia respiratoria, complejo enzimático y actividad. Los cambios degenerativos pueden ocurrir porque el SDH no tiene vida media larga y algunas actividades se pierden. La caída en la actividad respiratoria que acompaña al tejido de reserva puede no ocurrir uniformemente en todas las partes del cotiledón. Hay una distribución de la actividad respiratoria en los cotiledones con la edad, siendo más uniforme durante la movilización de reservas, llegando a ser más restringido el tejido vascular, mientras los órganos asumen un papel fotosintético (Bewley, 1994).

## LA TRICOLORINA A

Las plantas biosintetizan y acumulan diversos metabolitos secundarios que desempeñan un papel importante en el establecimiento de las interacciones químicas planta-planta y planta-microorganismo, llamadas interacciones alelopáticas, mismas que contribuyen de manera significativa a la regulación, la conservación y distribución de las plantas en su hábitat (Fischer, 1991; Langenheim, 1994).

Las interacciones alelopáticas han contribuido, de manera significativa, al control de plantas nocivas y organismos fitopatógenos en los agroecosistemas mediante el empleo de sustancias aleloquímicas naturales con propiedades herbicidas potenciales y el empleo de plantas alelopáticas en la rotación de cultivos en los sistemas agrícolas mixtos o combinados, entre otros (Anaya, 1990).

Las plantas utilizadas en la agricultura tradicional en México constituyen un punto de partida para la búsqueda de compuestos naturales de origen vegetal con una actividad herbicida potencial (Pereda, 1995).

De la gran riqueza florística mexicana, el género *Ipomoea* constituye un grupo de plantas económicamente importantes para la vida cotidiana de nuestro pueblo y su uso es muy antiguo (Pereda, 1994).

*Ipomoea* es uno de los cincuenta y tres géneros que conforman la familia Convolvulaceae y se encuentra integrado por un grupo de plantas importantes desde el punto de vista económico y terapéutico. Varias especies de *Ipomoea* se utilizan en diferentes partes del mundo como alimentos y como drogas nocivas procesadas para el tratamiento de numerosos padecimientos (Achnine, 1999).

Uno de los rasgos anatómicos más sobresalientes de las convolvuláceas es la presencia de hileras de células secretoras de resinas glicosídicas en los tejidos foliares y, en especial en sus raíces. Estas resinas glicosídicas constituyen una de las características quimiotaxonómicas de la familia y el empleo en la

medicina tradicional de algunos géneros (*Convolvulus*, *Exogonium*, *Ipomoea*, *Merremia* y *Operculina*) se asocia con las propiedades laxantes de sus resinas (Pereda, 1994).

Las resinas glicosídicas de las convolvuláceas representan los principales agentes químicos del género *Ipomoea* utilizadas como cultivos de cobertura de la agricultura tradicional mexicana. Estudios recientes demostraron el potencial fitoinhibidor de los glicolípidos individuales presentes en estas resinas bioactivas sobre la germinación y el crecimiento radicular de semillas de plantas nocivas (Pereda, 1993 y 1995).

Los tubérculos de las convolvuláceas con propiedades purgantes se introdujeron en Europa hacia el año 1565 y, desde entonces ha constituido una de las materias primas con propiedades laxantes de mayor comercio (Pereda, 1994).

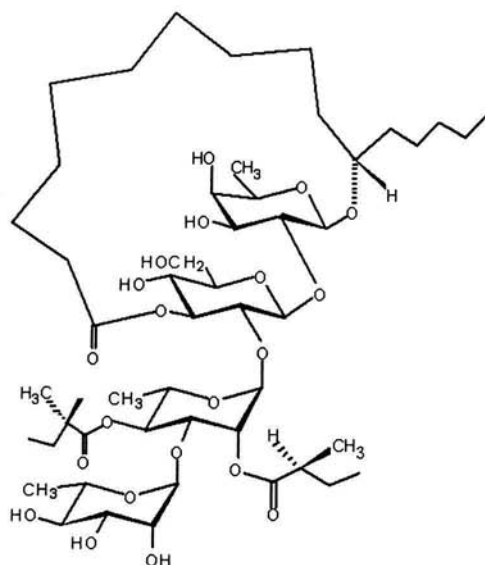
La *Ipomoea tricolor* (fig. 3) Cav. (*Ipomoea violacea*) es utilizada actualmente por los indios zapotecas y chatines del estado de Oaxaca, donde se le conoce como badoh negro, o en zapoteco como "badungas" (Pereda, 1994).

Estudios etnobotánicos demostraron el uso que los zapotecas dan a la semilla de *Ipomoea tricolor*, en las regiones montañosas de Oaxaca y por los nativos de otras regiones de América Central con fines adivinatorios y alucinógenos durante sus ceremonias religiosas (Pereda, 1995).

En diversos estudios se ha caracterizado la naturaleza alelopática de algunas especies del género *Ipomoea* (Convolvulaceae), en especial los efectos inhibitorios de *I. batatas* e *I. tricolor* sobre el crecimiento vegetal de las malezas. Esta interferencia ecológica ha sido de un gran valor en la agricultura tradicional y este aspecto de la alelopatía representó el criterio para la selección de la especie *I. tricolor* (fig. 3) como una fuente alternativa para el descubrimiento de nuevos agentes herbicidas selectivos (cfr: Pereda, 1993, 1994 y 1995).

La tricolorina A fue aislada de la planta de la especie *Ipomoea tricolor* (fig. 3), perteneciente a la familia antes mencionada, es conocida con los nombres vulgares de quiebra platos y manto de la virgen, se utiliza como cultivo de cobertura para el control de las malezas en los cañaverales del Estado de Morelos durante el periodo de barbecho comprendido entre los meses de agosto a octubre. Debido a su amplia capacidad de propagación y a su forma de crecimiento como una planta rastrera o enredadera, este cultivo de cobertura se utiliza para proteger grandes extensiones de terreno y evitar el desgaste ocasionado por la invasión de malas hierbas. Este efecto de cobertura se complementa con una poderosa interferencia alelopática que se manifiesta a través de su actividad fototóxica (Achnine, 1999).

El estudio fitoquímico biodirigido de este cultivo de cobertura (*Ipomoea tricolor*), empleado en los cañaverales del estado de Morelos para el control del crecimiento de plantas nocivas, condujo al aislamiento de las resinas glicosídicas como los agentes químicos involucrados en las interacciones alelopáticas de este especie. El constituyente bioactivo mayoritario, denominado con el nombre trivial de tricolorina A (figura 2) caracterizado por el Dr. Rogelio Pereda y col del Departamento de Farmacia Facultad de Química, inhibió la germinación de semillas de diversas malezas con un valor para la concentración inhibidora media de aproximadamente 10-30  $\mu\text{M}$ . Estos niveles de concentración micromolar para los valores de inhibición inducidos por la tricolorina A corresponden a 100-1000 ordenes de magnitud inferiores a las concentraciones descritas en la literatura para la mayoría de los productos vegetales que intervienen en interacciones alelopáticas, e inclusive menores a las concentraciones efectivas de varios herbicidas comerciales orgánicos sintéticos (cfr: Pereda, 1993).



**FIGURA 2.** Estructura del a tricolorina A, metabolito secundario mayoritario del las resinas glicosidicas de *Ipomoea tricolor* (tomada de: Achnine, 1999).



**FIGURA 3.** Planta de *Ipomoea tricolor*.

## **EL METILVIOLOGENO O PARAQUAT**

### **NOMENCLATURA**

El nombre común de este compuesto es paraquat, el nombre aceptado por la IUPAC es 1,1'-dimethyl-4,4'bipyridinium, otro es el de metilviologeno (cfr: Tomlin, 1995).

### **PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS**

Su fórmula molecular es  $C_{12}H_{14}N_2$ , su peso molecular es de 186.3. (cfr: Tomlin, 1995)

Se usa como paraquat dicloro, su peso molecular es de 257.2 y su fórmula molecular es  $C_{12}H_{14}Cl_2N_2$ . (cfr: Tomlin, 1995)

Está en forma de cristales sin color, son higroscópicos. Se descompone a una temperatura de 30° C. Su densidad es de 1.24 - 1.26 a 20 °C. Es soluble en agua 700 g/l a 20 °C. Prácticamente insoluble en otros solventes orgánicos. Estable en solución neutra y ácidos medios, pero realmente se hidroliza en solución alcalina media. Se descompone fotoquímicamente por radiación ultravioleta en solución acuosa. (cfr: Tomlin, 1995). Su estructura se muestra en la figura 4.

### **COMERCIALIZACIÓN**

Las propiedades herbicidas del dicloro y bis(metil-sulfato) fueron descritas por R.C. Brian (Nature [London] 1958, **181**, 446) y sus propiedades publicadas por A. Calderbank (Adv. Pest. Control Res., 1968, **8**, 127). Ambas sales (aunque solamente en forma sólida) fueron introducidas por ICI Plant Protection Division (ahora Zeneca). Su patente es GB 813531. Es hecho por: Comlets; Crystal; Pilarquim; Productos OSA; Sanex; Shinung y Zeneca. (cfr: Tomlin, 1995)

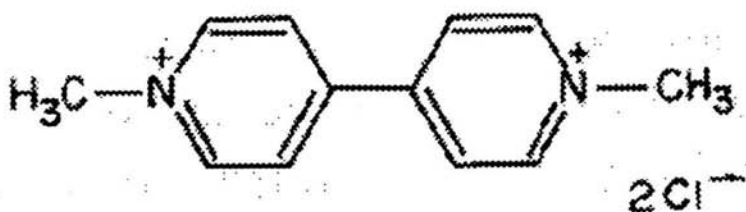


FIGURA4. Estructura del metilviologeno o paraquat (Tomlin, 1995).

## MODO DE ACCIÓN

Es un herbicida de contacto no selectivo, se absorbe por el follaje, con alguna translocación en el xilema. Durante la fotosíntesis, el súper óxido se genera deteriorando membranas celulares y citoplasmáticas (cfr: Tomlin, 1995).

## USOS

Tiene un amplio espectro de control de malezas de hoja ancha y de hoja angosta en huertas de frutales (incluyendo cítricos), plantaciones de cosecha (plátanos, café, cacao, coco, aceite de palma, caucho, etc.) parras, olivos, té, alfalfa, cebolla, puerro, caña de azúcar, espárragos, árboles ornamentales y arbustos. También es usado para control general de malezas sobre cultivos en tierra; como un defoliante para algodón; para la destrucción de la paja de la papa; como un desecante para piña, caña de azúcar, frijol de soya y girasoles; para el control de la fresa; en la renovación de la pastura y para control de malezas acuáticas (cfr: Tomlin, 1995).

Ese l herbicida más vendido en todo el mundo: constituye el 40% de todos los plaguicidas. En México ocupa el segundo lugar en uso (sitio internet 1).



## TOXICIDAD

La dosis letal para el hombre es 30 mg/kg. La absorción a través del contacto con la piel es mínima, puede causar irritación y un retraso en la cicatrización de heridas y cortadas; puede causar perjuicios temporales en las uñas (cfr: Tomlin, 1995).

En el cuerpo humano se absorbe por vía digestiva e inhalatoria. Si llega a los pulmones produce congestión, edema alveolar con aumento de macrófagos que progresa a fibrosis y a edema pulmonar, los cuales se presentan hasta 14 días después de la exposición si el afectado no recibió tratamiento oportuno y correcto ( sitio internet 1).

El paraquat se dirige fundamentalmente a los pulmones y genera ahí radicales libres oxidantes; por eso, en los casos de intoxicación aguda está totalmente contraindicado usar oxígeno. La intoxicación aguda puede lesionar el riñón, hígado, corazón, tracto gastrointestinal e, incluso, causar hemorragia cerebral. Las lesiones oculares van desde conjuntivitis hasta opacidad de la cornea (sitio internet 1).

La introducción del paraquat al mercado agroquímico se consideró como un gran avance en la seguridad de los herbicidas, porque se descompone rápidamente en sustancias inertes al contacto con la tierra, sin dejar residuo tóxico. Pero a pesar de esa seguridad teórica, se han descrito envenenamientos de casi todos los lugares del mundo donde se ha utilizado (Tinoco, 1998).

Los agricultores no toman las precauciones adecuadas al aplicar los plaguicidas, debido a su falta de información, de conocimientos y de conciencia. El equipo protector es caro e incómodo, y el aceptar debilidad o miedo frente al trabajo es socialmente inaceptable para algunos grupos (sitio internet 2).

## **EL TOMATE**

### **CLASIFICACIÓN**

Reino PLANTAE  
División Magnoliophyta  
Clase Magnoliopsida  
Subclase Asteridae  
Orden Solanales  
Familia Solanaceae  
Género *Physalis ixocarpa*

El tomate verde (*Physalis ixocarpa* L.) pertenece a la familia de las solanáceas (INEGI, 1997).

También se le conoce como *Physalis philadelphica* y *P. aequata*, el autor Waterfall (1976) mantiene a estas tres especies como sinónimos, así que nos referiremos a ella en este estudio como *Physalis ixocarpa*.

Se cultiva extensamente por su fruto de sabor ligeramente ácido o dulzón, que constituye un ingrediente indispensable en la elaboración de diferentes guisos y salsas (INEGI, 1997).

De acuerdo a la herbolaria medicinal mexicana, al cocimiento de las cáscaras (cálices) se le atribuyen propiedades diuréticas para contrarrestar la diabetes (INEGI, 1997).

### **DESCRIPCIÓN BOTÁNICA**

Planta herbácea de tallos pubescentes de hasta un metro de altura, con ramificación dicotómica. Las hojas son alternas, grandes y lisas, de consistencia blanda, largamente ovadas. Las flores son hermafroditas, regulares, pequeñas y aparecen solitarias en las axilas de las hojas en la parte terminal de las ramillas; el cáliz persiste con los sépalos parcialmente soldados, verde y termina en cinco dientes agudos rodeando al fruto; la corola es gamopétala, en forma de

campana, mide de 2 a 2.5 cm. de diámetro, está constituida por cinco lóbulos que se doblan irregularmente, son de color amarillo con una mancha oscura en la base; al centro de la flor se encuentran cinco estambres insertos en el tubo de la corola y alternando con lóbulos, con las anteras erectas y unidas pero no soldadas, bilocular, con numerosos óvulos. El fruto es una baya esférica u oblada, de 2 a 5 cm. de diámetro, lisa, de color amarillento, violáceo o verde brillante; la pulpa amarilla y jugosa, con una materia mucilaginoso que rodea las semillas. El fruto se encuentra envuelto por el cáliz persistente, el cual es papiráceo y pegajoso interiormente, crece conforme se desarrolla el primero (INEGI, 1997).

Hierbas anuales, muy ramificadas; tallos delgados, hasta de 1 m de alto. Hojas ovadas a lanceolado-ovadas, de 4 a 8 cm. de largo, 1.5 a 4.5 cm. de ancho, mucho más grandes en plantas cultivadas, vigorosas glabras o casi glabras en la madurez, el margen casi entero a gruesamente dentado, los dientes agudos, el ápice agudo, la base cuneada a truncada; pecíolos de 1 a 2.5 cm. de largo. Flores solitarias; pedicelo de 3 a 8 mm de largo, más o menos de la misma longitud que el cáliz en floración; cáliz de 4.5 a 6 mm de largo, esparcidamente adpreso-pubescente a corto-piloso en la flor, después glabro, de 4.5 a 6 mm de largo, los lóbulos triangulares, de cáliz 2 mm de largo, el cáliz en el fruto cilíndrico, de 2 a 3 cm. de largo o mucho más largo en las formas cultivadas, 10-costillado, las costilla purpúreas; corola amarillenta, rotada, reflexa, de 1 a 1.5 mm de largo, 1.5 a 2 cm. de ancho o hasta 2.5 cm. en plantas cultivadas vigorosas, la garganta pilosa y maculada; filamentos de 2 a 3 mm de largo, las anteras azulosas, de 2.5 a 3 mm de largo, convolutas después de dehiscencia. Fruto una baya globosa, de 1.5 a 2 cm. de diámetro, las formas cultivadas hasta de 6 cm. de diámetro y completamente llenando el cáliz, glutinoso por fuera (Nee, 1986).

En el apéndice I se presenta una tabla de la producción del tomate verde en México y mapas de la superficie sembrada durante primavera-verano, otoño-invierno y la producción por entidad federativa durante el año de 1991, que es la última publicación del INEGI.

## EL TRIGO

### CLASIFICACIÓN

Reino plantae  
División Magnoliophyta  
Clase Liliopsida  
Subclase Commelinidae  
Orden Cyperales  
Familia Cyperaceae  
Género *Triticum vulgare*

El trigo (*Triticum vulgare*) pertenece a la familia de las gramíneas (INEGI, 1997).

Fue una de las primeras plantas domesticadas en la historia de la humanidad, y se extendió de manera universal. Es el más importante de todos los cereales a nivel mundial; representa la cuarta parte de la producción total de cereales (INEGI, 1997).

El trigo se cultiva principalmente para la producción de grano, no es muy común que se utilice como planta forrajera, aún cuando puede tener buenos rendimientos, debido a que se tienen mejores opciones en la producción de forraje con otras gramíneas y leguminosas (INEGI, 1997).

El grano del trigo se usa fundamentalmente para consumo humano, es el principal ingrediente en la fabricación del pan y pastas para sopa; también se usa en la elaboración de bebidas alcohólicas y en la alimentación animal (INEGI, 1997).

### DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

Planta herbácea de 30 a 180 cm. de altura, amarcollada (dos a siete marcollos), con los tallos rectos y cilíndricos, con seis nudos sólidos aproximadamente. Las hojas son lanceoladas de 15 a 25 cm. de

largo por 0.5 a 1 cm. de ancho, liguladas, con aurícula despuntada y con pelos; el número de hojas varía de cuatro a seis, cada una nace de un nudo, excepto en los nudos que están debajo del suelo, que producen los macollos, así como las raíces permanentes. La inflorescencia es una espiga formada por ocho a doce espiguillas dispuestas alternadamente en un eje central denominado raquis, el número de espiguillas depende de la variedad, así como la separación entre ellas y la longitud de la espiga; cada espiguilla contiene de dos a cinco flores, de las cuales no todas son fértiles, por lo que el número de granos varía de dos a cuatro por espiguilla. El fruto es un grano o cariósipide de forma ovoide con una ranura o pliegue en la parte ventral, protegido por un pericarpio rojo o blanco, según las variedades, y con un endospermo que constituye la mayor parte del grano, puede ser de color blanco almidonoso (trigo común) y cristalino de consistencia durísima (trigo macarrón) (INEGI, 1997).

Hierba anual de hasta 1.8 m; tallos a menudo ramificados, glabros o casi glabros; vainas foliares por lo general con aurículas hacia su ápice, lígulas truncadas, hasta de 3 cm., por 2 cm.; espiga de 4 a 18 cm. Con las espiguillas densamente imbricadas sobre un raquis grueso, espiguillas de 10 a 15 mm. (sin contar las aristas), con tres a seis flores, de las que las superiores a menudo son estériles; glumas más o menos prominentemente aquilladas, a menudo mucronadas o aristadas; lema con o sin arista, ésta hasta de 16 cm. Cultivada como alimenticia y a menudo escapando como maleza ruderal o arvense. Nativa del Antiguo Mundo, hoy extendida en todo el planeta (Rzedowski, 1990).

En el apéndice I se muestra una tabla de la producción de trigo en México y mapas de la superficie sembrada durante primavera-verano, otoño-invierno y de la producción por entidad federativa tanto de trigo grano como de trigo forrajero.

## EL TRÉBOL

### CLASIFICACIÓN

Reino plantae  
División Magnoliophyta  
Clase Magnoliopsida  
Subclase Rosidae  
Orden Fabales  
Familia Fabaceae  
Género *Trifolium alexandrinum*

Su nombre científico es *Trifolium alexandrinum*, pertenece a la familia de las leguminosas (Martínez, 1987).

Comúnmente se le llama "trébol de Alejandría" o "trébol bersim" (Martínez, 1987).

### DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

El trébol es una planta herbácea de hojas trifoliadas y flores papilionadas, blancas, amarillas o rojas. Vaina corta, indehiscente y encerrada en el cáliz. (Martínez, 1987).

Hierba anual de 30 a 60 cm., tallo erecto o ascendente, ramificación desde la base y superior. Hojas alternas; parte adnata de estipulas oblongas, membranas con nervios verdes, lanceoladas-sublobuladas, herbáceas, plumosa ciliada, de 1.5 a 3.5 x 0.6 a 1.5 cm., ancha-elíptica de oblonga a lanceolada, adelgazada a ambas puntas, escasamente puntiaguda en el ápice, achatada, denticulada en la parte superior. Inflorescencia en capítulos, pedunculada.

## EL PASTO

### CLASIFICACIÓN

Reino PLANTAE  
División Magnoliophyta  
Clase Liliopsida  
Subclase Commelinidae  
Orden Cyperales  
Familia Poaceae  
Género *Lolium multiflorum*

El pasto (*Lolium multiflorum*), pertenece a la familia de las gramíneas (Martínez, 1987).

Comúnmente es llamado ballico anual, pasto italiano, o ballico italiano (Martínez, 1987).

### DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

Hierba bienal con culmos cespitosos de 40 a 100 cm., a veces solitarios, erectos o geniculados, débiles o rígidos, sin ramificaciones o ramificados cerca de la base; vainas redondeadas en el dorso, con aurículas pequeñas, lisas y glabras, las basales frecuentemente rojizas; lígula truncada y membranácea de 1 mm de largo; láminas de 2 a 25 cm. de largo por 4 a 8 mm de ancho. Inflorescencia una espiga erecta de 10 a 35 cm.; espiguillas de 10 a 20 mm de largo, solitarias y alternas, adpresas, con la base incluida en excavaciones del caquis, muy cercanas entre sí, 5 a 15 flosculadas y con la raquilla desarticulándose en segmentos planos y glabros; segunda gluma por lo general de 6 a 10 mm de largo, más corta que la espiguilla, lanceolada y con el ápice obtuso, lema de 5 a 8 mm de largo, herbácea, lanceolada, glabra o ligeramente escabrosa hacia el ápice, obtusa o 2-denticulada, con el dorso redondeado, márgenes y ápice membranáceos, 5-nervada, por lo menos la superior con una arista subapical escabrosa y delgada, recta y menor o mayor que la lema; palea del largo de la lema, 2-aquillada y con las quillas escabrosas;  $n=7 \text{ o } 9$ .

## OBJETIVOS

### **OBJETIVO GENERAL:**

- ♦ CARACTERIZAR LA ACTIVIDAD HERBICIDA DE LA TRICOLORINA A SOBRE PLANTAS AGRÍCOLAS (*Physalis ixocarpa*, *Triticum vulgare*) Y MALEZAS (*Lolium multiflorum*, *Trifolium alexandrinum*).

### **OBJETIVOS ESPECÍFICOS:**

- ♦ Investigar el efecto de la tricolorina A sobre la germinación, el crecimiento radicular y del tallo de algunas semillas.
- ♦ Estudiar el resultado de dicho compuesto en la respiración de las semillas durante su germinación.
- ♦ Determinar mecanismos de acción de este compuesto aplicado sobre las hojas de plántulas, comparándolo con un herbicida comercial.
- ♦ Determinar la selectividad del compuesto en dicotiledóneas y monocotiledóneas, así como en plantas de hoja angosta y ancha.



## MATERIALES Y MÉTODOS.

### ENSAYOS DE PREEMERGENCIA

#### EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA TRICOLORINA A EN LA GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS Y EL DESARROLLO RADICULAR ASÍ COMO DEL TALLO

1. Para estudiar el efecto que tiene la tricolorina A en la germinación de las semillas primero se seleccionaron las semillas, en este caso fueron dos de importancia comercial y dos malezas, en cada variedad una monocotiledónea y una dicotiledónea. Después se definió el número de semillas a utilizar en cada caso, esto se muestra en la tabla 1.

NOMBRE COMUN	NOMBRE CIENTÍFICO	NÚMERO
TOMATE (dicotiledónea)	<i>Physalis ixocarpa</i>	50
TRIGO (monocotiledónea)	<i>Triticum vulgare</i>	20
ZACATE ITALIANO (monocotiledónea)	<i>Lolium multiflorum</i>	50
TREBOL (dicotiledónea)	<i>Trifolium alexandrinum</i>	50

2. Las semillas se pusieron a remojar por unos minutos, utilizándose únicamente las que se hundieron, ya que estas son capaces de absorber el agua, las que flotaron se eliminaron. Después se desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio al 10% durante quince minutos y se enjuagaron con agua destilada estéril.
3. Las semillas de pasto ya desinfectadas se pusieron en tratamiento para romper su latencia, se mantuvieron

durante cinco días en una solución de nitrato de potasio al 0.2% en el refrigerador, posteriormente se enjuagaron con agua destilada estéril.

4. El material que se utilizó para sembrar las semillas se esterilizó en un autoclave a presión de  $18 \text{ kg/m}^2$  durante media hora.
5. Se sembró dentro de una campana de flujo laminar en un ambiente estéril para evitar la contaminación de los cultivos, se agregaron en cada caja Petri 7 ml. de agua destilada estéril con la concentración correspondiente de compuesto y las semillas desinfectadas, se hicieron los controles y cuatro diferentes concentraciones de triclorina A: 10, 20, 30 y  $50 \mu\text{M}$ . A continuación se sellaron las cajas con papel parafilm para proporcionar una aireación adecuada y evitar así la evaporación del agua. Esto se realizó por triplicado.
6. Las cajas Petri se colocaron en una incubadora a  $28^\circ \text{C}$  en completa oscuridad durante cuatro días.
7. Pasado este tiempo se contaron el número de semillas que germinaron, a estas se les midió la longitud de la raíz y el tallo.
8. Se calculó el porcentaje de germinación tomando al control como el 100% y el promedio de las medidas de longitud de raíz y tallo.
9. Se graficó con el programa origin, se calculó desviación estándar y su  $I_{50}$ .

## EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA TRICOLORINA A EN LA RESPIRACIÓN DE LAS SEMILLAS.

1. Para estudiar el efecto que tiene la tricolorina A en la respiración de las semillas se buscó la cantidad de semillas tal que la misma se detecte con el electrodo, esto depende del tamaño de la semilla, se muestra en la tabla 2.

NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO	NÚMERO
TOMATE	<i>Physalis ixocarpa</i>	300
TRIGO	<i>Triticum vulgare</i>	20
ZACATE ITALIANO	<i>Lolium multiflorum</i>	300
TREBOL	<i>Trifolium alexandrinum</i>	50

2. Se siguieron los pasos 2,3 y 4 de la metodología anterior.
3. Se sembró dentro de una campana de flujo laminar en un ambiente estéril para evitar la contaminación de los cultivos, se agregaron en cada caja Petri 7 ml. de agua destilada estéril con la concentración correspondiente de compuesto y las semillas desinfectadas, se hicieron los controles y cuatro diferentes concentraciones de tricolorina A: 10, 20, 30 y 50  $\mu\text{M}$ . A continuación se sellaron las cajas con papel parafilm para proporcionar una aireación adecuada y evitar así la evaporación del agua.
4. Las cajas se colocaron en una incubadora WTC Binder a 28° C en completa obscuridad, y se midió la respiración durante la germinación con electrodo tipo Clark acoplado a un oxímetro YSI y la corriente generada durante la respiración se traduce en un graficador de tal manera que la cantidad de corriente registrada es proporcional a la cantidad de oxígeno reducido a agua durante el proceso de la respiración mitocondrial, en el cual se registra durante dos minutos.

5. Se obtuvieron los valores de respiración para graficar con la siguiente equivalencia:

$$\frac{20 \text{ nanoátomos de O}_2}{20 \text{ cm.}} \cdot \frac{\text{cm}}{t \text{ (1 min)}} \cdot \frac{60 \text{ min.}}{1 \text{ hr.}} \cdot \frac{1}{\text{N}^\circ \text{ de semillas}} = \frac{\text{nanoátomos de O}_2}{\text{hr.} \cdot \text{semilla}}$$

Donde:

$\frac{20 \text{ nanoátomos de O}_2}{20 \text{ cm.}}$  Corresponden al número total de nanoátomos de oxígeno consumidos por las semillas en un minuto.

$\frac{\text{cm.}}{t \text{ (min.)}}$  Es la distancia que se obtiene de la gráfica del oxímetro y son el número de nanoátomos de oxígeno consumidos por las semillas en un minuto.

6. Se graficó la velocidad de la respiración que se obtuvo para cada una de las concentraciones de tricolorina A, utilizando la velocidad del control como el cien por ciento.
7. Todos los ensayos se hicieron por triplicado haciendo un promedio de estos para graficar con el programa origin, se calculó su desviación estándar, se aplicó una prueba de ANOVA.

## ENSAYOS DE POSTEMERGENCIA

### EVALUACIÓN DEL EFECTO DE LA TRICOLORINA A EN EL DESARROLLO DE LAS PLANTAS

1. Para estudiar el efecto que tiene la tricolorina A en el desarrollo de las plantas se utilizaron las mismas especies de semillas que en los experimentos anteriores.
2. Se procedió de igual manera que en los pasos 2,3 y 4 del primer experimento.
3. Se sembró dentro de la campana de flujo laminar en un ambiente estéril para evitar la contaminación, un número de semillas al azar de cada especie en una caja Petri, sellándola con papel parafilm y se colocaron en la incubadora de las mismas características del primer experimento, durante cuatro días.
4. Pasado este tiempo se sembraron cuidadosamente algunas de las semillas que germinaron, con tierra estéril en una maceta, el número de semillas por vaso se muestra en la tabla 3; posteriormente las macetas se colocaron en una cámara de crecimiento Lab-line Biotronette Plant Growth Chamber número de catalogo 844, con un foto período de 12 horas luz y 12 horas oscuridad y una temperatura de 28°C, hasta que las plantas tuvieron tres hojas.

TABLA 3. NÚMERO DE SEMILLAS SEMBRADAS POR VASO.

NOMBRE	NOMBRE CIENTÍFICO	NÚMERO
TOMATE	<i>Physalis ixocarpa</i>	6
TRIGO	<i>Triticum vulgare</i>	3
ZACATE ITALIANO	<i>Lolium multiflorum</i>	3
TREBOL	<i>Trifolium alexandrinum</i>	6

5. Cuando las plantas tuvieron tres hojas se trasladaron a un invernadero, en una cámara controlada con 20°C de temperatura, en la cual se les dio el tratamiento con tricolorina A en concentraciones de 20, 40 y 60  $\mu\text{M}$  y un control sin ningún compuesto. Como control positivo se utilizó el metilviologeno en las mismas concentraciones, para comparar el efecto de ambos sobre las cuatro especies de plantas. El tratamiento fue aplicado en cada hoja de la planta con un hisopo y se hizo cada tercer día durante un mes.
6. Al notarse algún cambio en las plantas a diferentes concentraciones de tricolorina A y metilviologeno, se llevaron a fotografiar.
7. Se sacaron las plantas completas de la tierra y en una tina con agua se lavaron las raíces hasta quitarles completamente la tierra.
8. Las plantas se ponen a secar en la misma cámara de crecimiento, a 28°C durante tres días. (cfr. Chen, 1990; Chen, 1991; Picman, 1986; y Stiles, 1992).
9. Una vez completamente secas se pesaron, obteniendo el peso seco, el cual se grafico contra la concentración de tricolorina A y metilviologeno comparativamente.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### ESTUDIOS DE PREEMERGENCIA DE LA TRICOLORINA A

#### CARACTERIZACIÓN DE LA TRICOLORINA A EN LA GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS

En la figura 5 se observa el efecto de las concentraciones crecientes de la tricolorina A sobre la germinación de 50 semillas de *Physalis ixocarpa* (tomate). En esta figura se ve una inhibición de la germinación del 100% a 50  $\mu\text{M}$  (ver imagen en la figura 14). Además en la figura 6 se ve que el desarrollo del tallo y de la radícula, como lo observamos en la imagen de la figura 13, también se inhiben drásticamente al 100% en la misma concentración. El  $I_{50}$  de la raíz del tomate es a 12  $\mu\text{M}$  y del tallo a 14  $\mu\text{M}$ .

Continuando con la caracterización preemergente de la tricolorina A, en la figura 7 se observa la inhibición parcial de la germinación de 20 semillas de *Triticum vulgare* (trigo) que aumenta conforme incrementa la concentración de tricolorina A. También indica que esta inhibición es parcial ya que solo se inhibe un 81.48 a 50  $\mu\text{M}$  (ver imagen de la figura 16), por lo tanto la tricolorina A tiene mayor especificidad con las plantas de hoja ancha como el tomate y solo parcial en las de hoja angosta como el trigo. En la figura 8 nótese que el desarrollo radicular y del tallo del trigo, también fue inhibido en forma parcial por la tricolorina A ya que solo se inhibió de 2.28 cm. en el control hasta 0.34 cm. a 50  $\mu\text{M}$  para el tallo y de 3.43 cm. a 0.34 cm. para la raíz, en las mismas concentraciones, así como podemos apreciar el desarrollo en la imagen de la figura 15, su  $I_{50}$  es de 9  $\mu\text{M}$  en la raíz y 16  $\mu\text{M}$  para el tallo, se deduce que la tricolorina A inhibió más el desarrollo radicular y del tallo de esta planta monocotiledónea.

Continuando con la caracterización herbicida preemergente de la tricolorina A se ensayaron concentraciones crecientes de este compuesto con 50 semillas de *Trifolium alexandrinum* (trébol) que es una maleza de hoja ancha. Los resultados obtenidos se ven en la figura

9 donde hay una inhibición parcial en la germinación de 68.75% a 50  $\mu\text{M}$ . (ver imagen en la figura 18).

En la figura 10 se encuentran los resultados de la tricolorina A sobre el desarrollo radicular y del tallo del mismo trébol, donde se observa la inhibición parcial de 1.7 cm. del control a 0.44 cm. a 50  $\mu\text{M}$  en la raíz y de 2.99 cm. en el control a 1.80 cm. a 50  $\mu\text{M}$  en el tallo, vemos el contraste a las diferentes concentraciones en la imagen de la figura 17; el  $I_{50}$  para la raíz es de 12.5  $\mu\text{M}$  y para el tallo de 18.5  $\mu\text{M}$ .

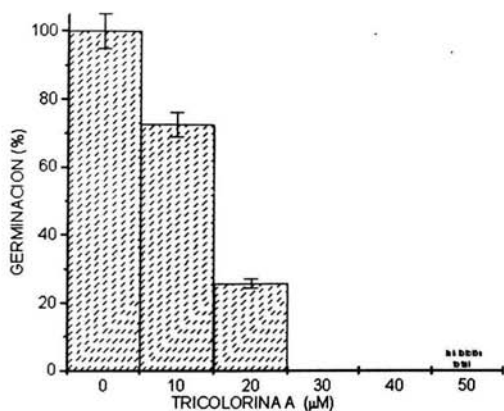
Al comparar las dos dicotiledóneas de este trabajo, las plantas agrícolas (tomates) con las malezas (tréboles) se observa que la tricolorina A es más activa en el tomate (figuras 5 y 14) que en la maleza trébol (figuras 9 y 18).

Para continuar con la caracterización preemergente de la tricolorina A, en este estudio se selecciono como maleza monocotiledónea al pasto *Lolium multiflorum*. En la figura 11 se observa el efecto inhibitorio de la germinación sobre 50 semillas de pasto notándose una inhibición total a 50  $\mu\text{M}$ , esto se observa en la imagen de las figuras 19 y 20.

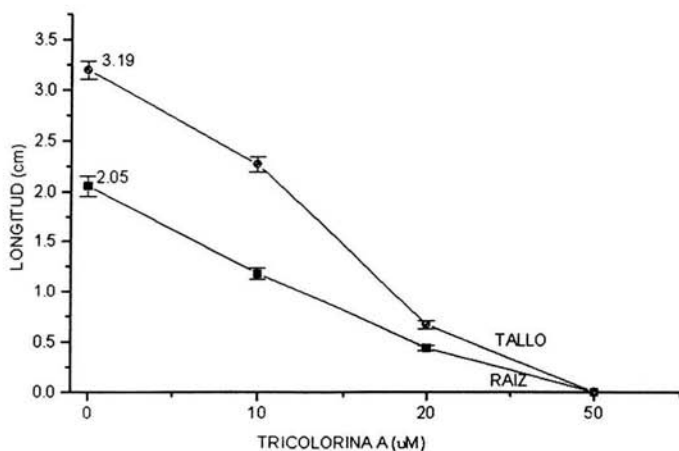
Paralelamente el desarrollo radicular y del tallo del pasto han sido inhibidos en igual magnitud de la observada en la germinación, tal como se muestra en la figura 12, el  $I_{50}$  de la raíz fue de 12  $\mu\text{M}$  y 14.5  $\mu\text{M}$  en el tallo.

Estos resultados muestran que la tricolorina A es más potente en la inhibición de la germinación de las semillas de pasto (una maleza monocotiledónea) y las semillas de tomate (una planta agrícola dicotiledónea) comparado con las otras dos utilizadas en este estudio.

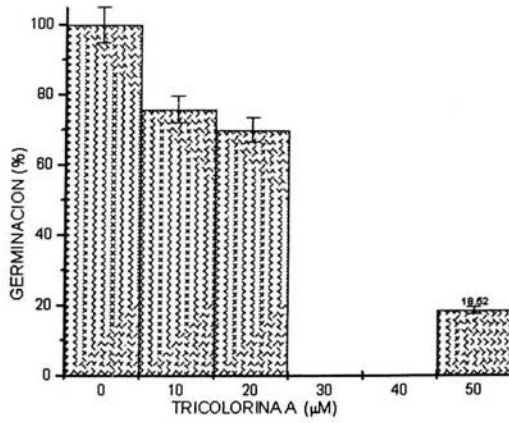




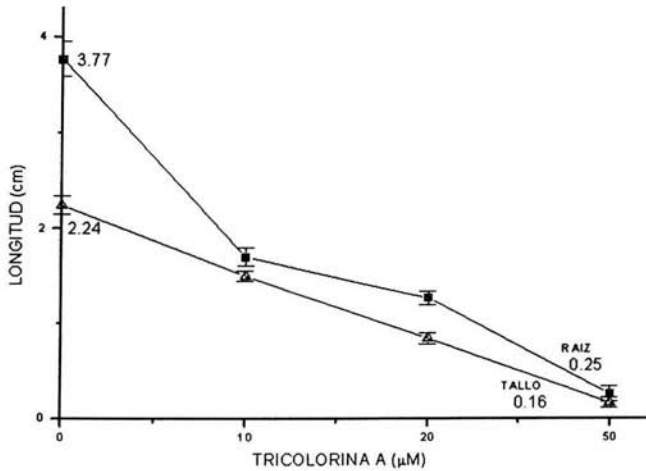
**FIGURA 5** Inhibición de la germinación de las semillas de tomate (*Physalis ixocarpa*) con concentraciones crecientes de tricolorina A. Cada barra representa un promedio de tres repeticiones.



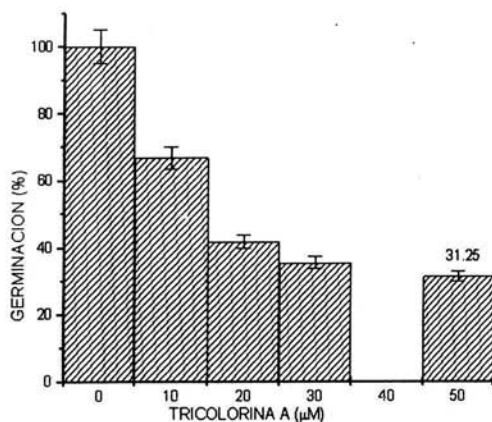
**FIGURA 6.** Inhibición del desarrollo radicular y del tallo del trébol (*Trifolium alexandrinum*) en concentraciones crecientes de tricolorina A. Cada punto representa el promedio de tres ensayos.



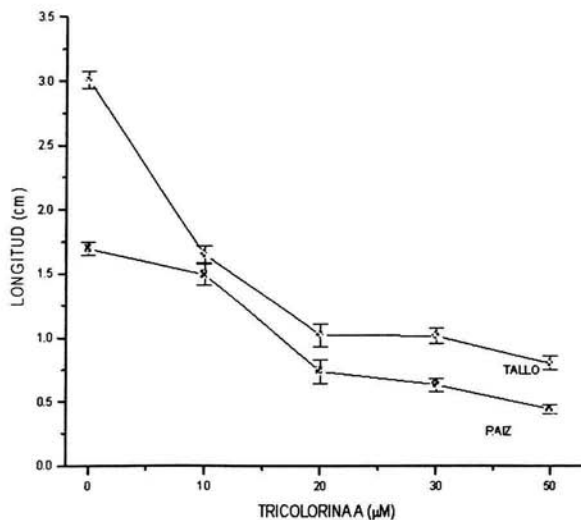
**FIGURA 7.** Inhibición de la germinación de semillas de trigo (*Triticum vulgare*) conforme aumenta la concentración de tricolorina A. Cada barra representa un promedio de tres repeticiones.



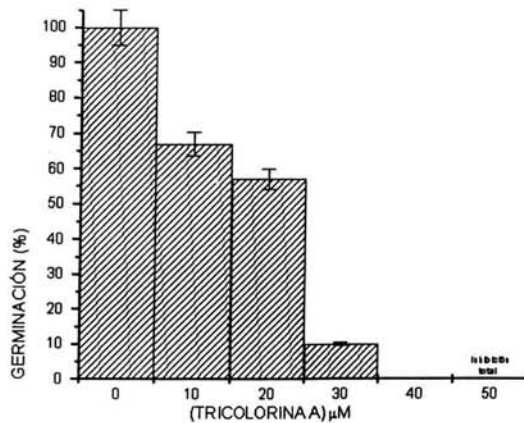
**FIGURA 8.** Efecto de concentraciones crecientes de tricolorina A sobre el desarrollo radicular y del tallo del trigo (*Triticum vulgare*). Los puntos son el promedio de tres ensayos.



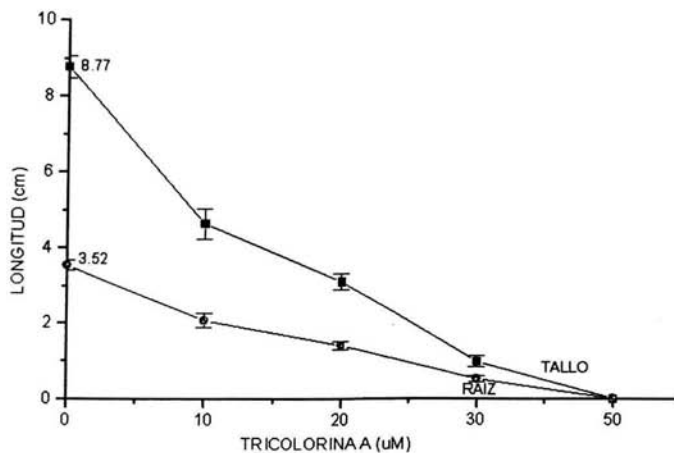
**FIGURA 9.** Efecto de la tricolorina A con concentraciones crecientes sobre la germinación de semillas de trébol (*Trifolium alexandrinum*). Cada barra representa un promedio de tres ensayos.



**FIGURA 10.** Efecto inhibitorio de la tricolorina A sobre el desarrollo radicular y del tallo del trébol (*Trifolium alexandrinum*) a medida que aumenta la concentración del aleloquímico. Cada punto es un promedio de tres ensayos.



**FIGURA 11.** Inhibición de la germinación de semillas de pasto (*Lolium multiflorum*) con concentraciones crecientes de tricolorina A. Cada barra representa un promedio de tres repeticiones.



**FIGURA 12.** Inhibición del desarrollo de la raíz y el tallo del pasto (*Lolium multiflorum*) a concentraciones crecientes de tricolorina A. Cada punto representa un promedio de tres repeticiones

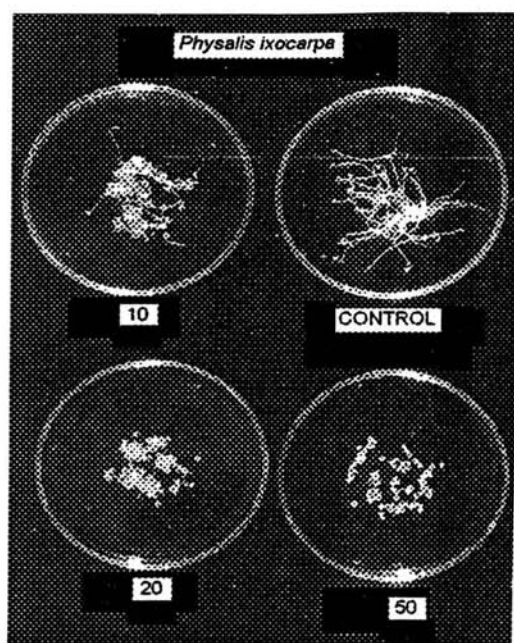


FIGURA 13. Fotografía de semillas de *Physalis ixocarpa* tratadas con concentraciones crecientes de tricolorina A (control, 10  $\mu\text{M}$ , 20  $\mu\text{M}$  y 50  $\mu\text{M}$ ) durante cuatro días.

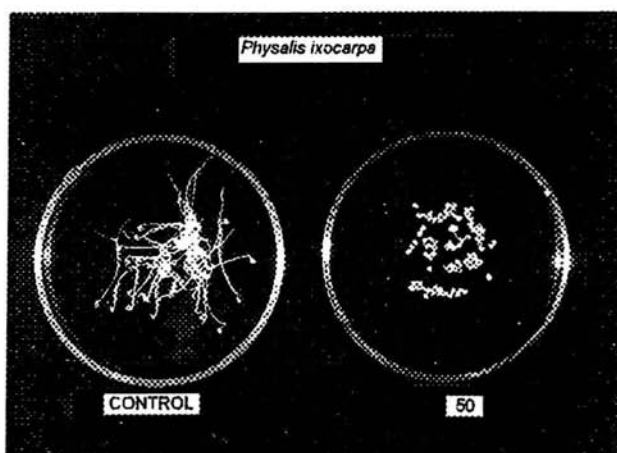
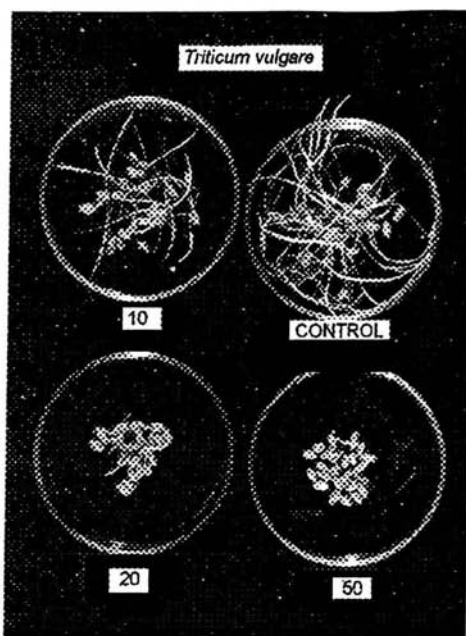
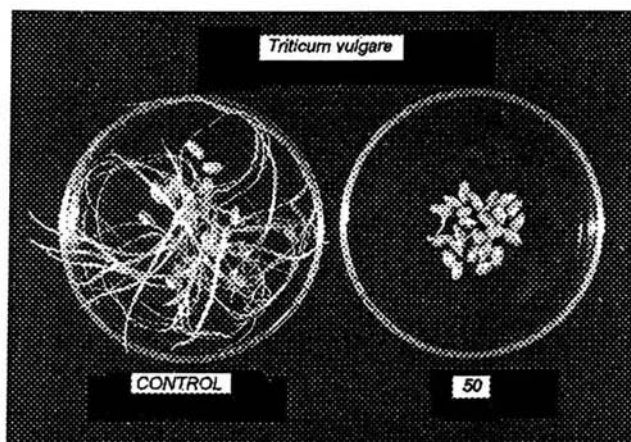


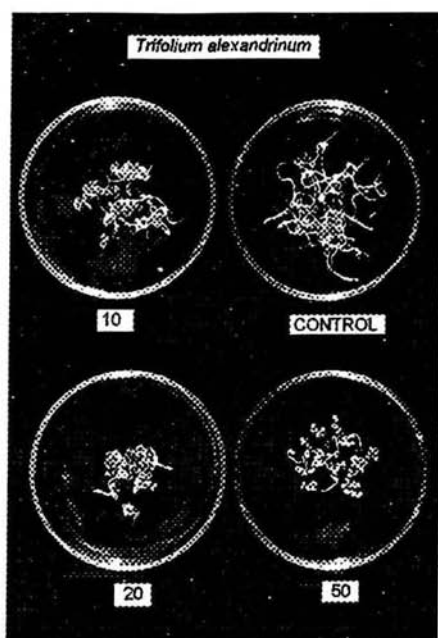
FIGURA 14. Acercamiento de semillas de *Physalis ixocarpa* que muestra la diferencia entre el control y la máxima concentración (50  $\mu\text{M}$ ).



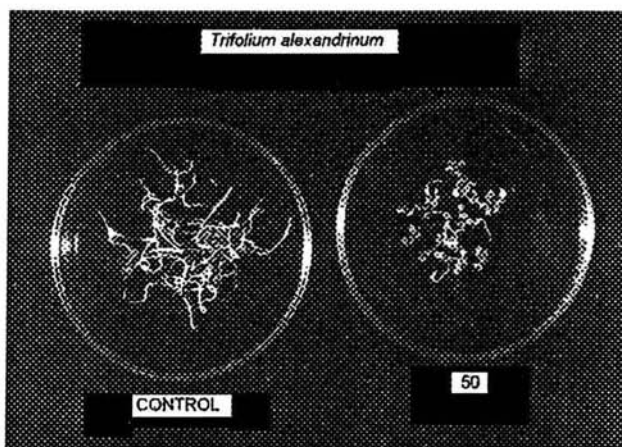
**FIGURA 15.** Semillas de *Triticum vulgare* tratadas con concentraciones crecientes de tricolorina A (control, 10  $\mu\text{M}$ , 20  $\mu\text{M}$  y 50  $\mu\text{M}$ ) durante cuatro días.



**FIGURA 16.** Acercamiento de semillas de *Triticum vulgare* tratadas con tricolorina A, para ver la diferencia entre el control y la concentración 50  $\mu\text{M}$ .



**FIGURA 17.** Semillas de *Trifolium alexandrinum* tratadas con concentraciones crecientes de tricolorina A (control, 10 $\mu$ M, 20 $\mu$ M y 50  $\mu$ M) durante cuatro días.



**FIGURA 18.** Acercamiento de semillas de *Trifolium alexandrinum* tratadas con tricolorina A, control y 50  $\mu$ M.

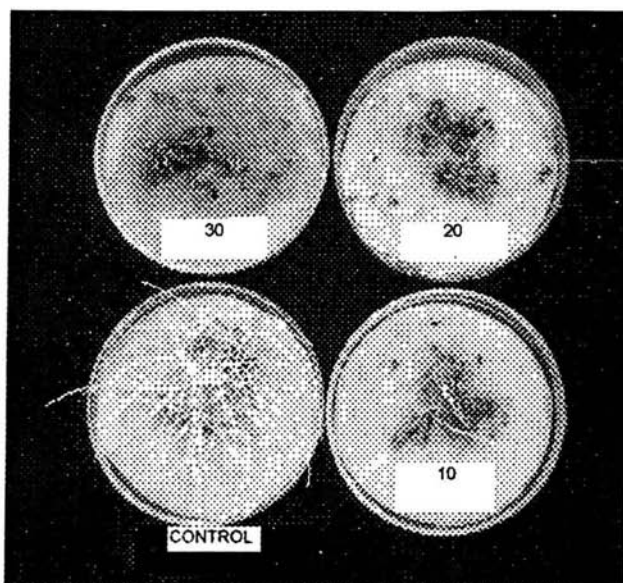


FIGURA 19. Plántulas de *Lolium multiflorum* tratadas con concentraciones crecientes de tricolorina A (control, 10 μM, 20 μM y 30 μM) durante siete días.

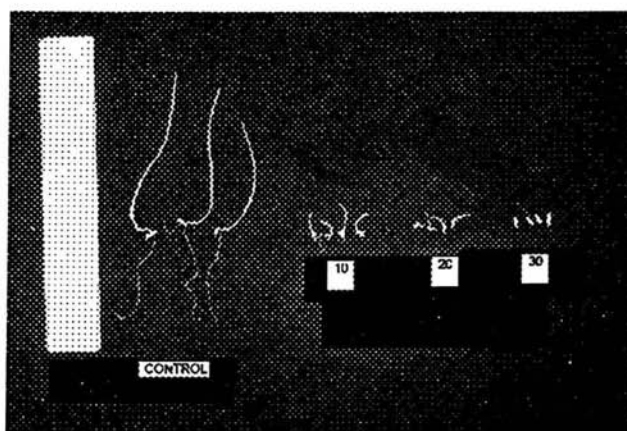


FIGURA 20. Semillas de *Lolium multiflorum* tratadas con tricolorina A. Se muestran los tamaños del pasto sin tratar y el decrecimiento a 10 μM, 20 μM y 30 μM.



## CARACTERIZACIÓN DE LA TRICOLORINA A SOBRE LA RESPIRACIÓN DE LAS SEMILLAS DURANTE SU GERMINACIÓN

Otro de los experimentos utilizados para la caracterización de la tricolorina A como herbicida es el estudio del efecto de este compuesto en la respiración con las cuatro semillas seleccionadas (*Physalis ixocarpa*, *Triticum vulgare*, *Trifolium alexandrinum* y *Lolium multiflorum*).

En la figura 21 se observa que en la respiración de 300 semillas de tomate (*Physalis ixocarpa*) se inhibe parcialmente (77.10%) comparando con la germinación aún a 50  $\mu\text{M}$  y con 77 horas de incubación en la oscuridad a 28°C. Siendo su máximo efecto de inhibición a esta concentración. La prueba estadística ANOVA nos indica que los resultados son significativamente diferentes.

En el efecto de la tricolorina A sobre 20 semillas de *Triticum vulgare* a 50  $\mu\text{M}$  se observa una máxima inhibición de un 70.80% a 30 horas de germinación observándose una regresión parcial de esta inhibición a las 55 horas de incubación (figura 22), la prueba de ANOVA nos indica que los resultados son significativamente diferentes.

Obsérvese en la figura 23, que la tricolorina A afecta la respiración de las semillas de trébol (*Trifolium alexandrinum*) paralelamente a como afecta las semillas de tomate en la figura 21. La inhibición máxima obtenida es de 80.40% a 50  $\mu\text{M}$  y 77 horas de germinación, la prueba de ANOVA nos indica que los resultados son significativamente diferentes.

En la figura 24 se observa la inhibición de la respiración de semillas de pasto (*Lolium multiflorum*) a medida que aumenta la concentración de tricolorina A. La mayor inhibición observada es de 80.36% a 50  $\mu\text{M}$  con 120 horas de incubación en la oscuridad a 28°C.

De los resultados de los experimentos de germinación y respiración se deduce que la tricolorina A tiene más de un sitio de ataque ya que la respiración se inhibe parcialmente comparándolo con la germinación.

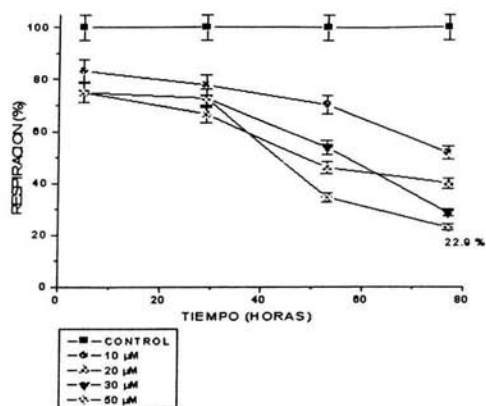


FIGURA 21. Efecto de la tricolorina A sobre la respiración de 300 semillas de tomate (*Physalis ixocarpa*) medido con un electrodo de Clark conectado a un oxímetro.

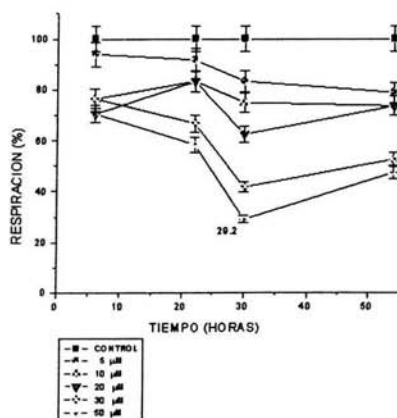


FIGURA 22. Inhibición de la respiración de 20 semillas de trigo (*Triticum vulgare*) con concentraciones crecientes de tricolorina A en diferentes horas después de su germinación.

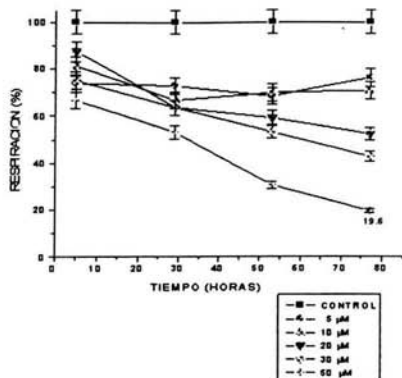


FIGURA 23. Inhibición de la respiración en 50 semillas de trébol (*Trifolium alexandrinum*) a diferentes horas de germinación con concentraciones crecientes de tricolorina A.

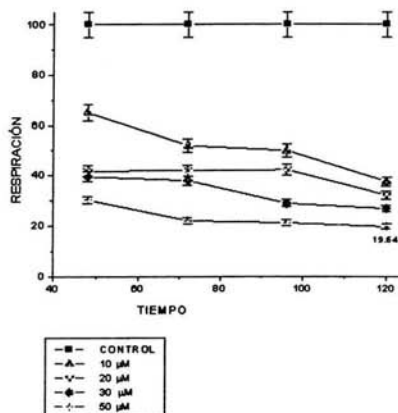


FIGURA 24. Inhibición de la respiración de semillas de pasto (*Lolium multiflorum*) con concentraciones crecientes de tricolorina A en diferentes horas después de su germinación.

## ESTUDIOS DE POSTEMERGENCIA DE LA TRICOLORINA A

### CARACTERIZACIÓN DE LA TRICOLORINA A EN EL DESARROLLO DE LAS PLANTAS

En la figura 25 se muestran las curvas de peso seco de seis plantas de tomate (*Physalis ixocarpa*) por cada concentración, con la caracterización de la tricolorina A comparada con el metilviologeno, usado como control positivo, observamos que en las concentraciones de 20 y 40  $\mu\text{M}$ , el metilviologeno hace perder más peso a las plantas, en cambio a la concentración de 60  $\mu\text{M}$  el peso de las plantas tratadas con tricolorina A disminuye más, de 0.46 g. a 0.16 g., en cambio en las tratadas con metilviologeno va de 0.46 g. a 0.26 g en la misma concentración. La prueba de ANOVA nos dice que los resultados no son significativamente diferentes.

En cambio vemos que las fotografías que nos muestra las seis plantas de *Physalis ixocarpa* en cada maceta con su concentración, donde se utilizó la tricolorina A (figura 26) como herbicida post-emergente, en el control se ven mucho más grandes y conforme aumentan las concentraciones de tricolorina A a 20, 40 y 60  $\mu\text{M}$  las plantas van decreciendo más notoriamente y también se aprecia una cantidad mayor de hojas secas que en el control positivo de metilviologeno (figura 27). En la figura 27 de las seis plantas de tomate tratadas con paraquat observamos una clorosis en las hojas y entre mayor es la concentración utilizada es más acentuada.

Si miramos la figura 28, apreciamos que el peso seco de las tres plantas de trigo (*Triticum vulgare*) usadas por cada concentración, tratadas con tricolorina A se mantienen por debajo del peso del control positivo (metilviologeno), hasta llegar a 60  $\mu\text{M}$  donde hay una diferencia de 2 centésimas de gramo. El peso de las plantas tratadas con tricolorina A disminuye de 1.78 g. del control a 1.03 g. en 60  $\mu\text{M}$  y en el control positivo va de 1.78 g. a 1.01 g. en las mismas concentraciones. En la prueba de ANOVA el resultado, entre la comparación de la curva de tricolorina A contra la de metilviologeno, no es significativamente diferente.

En la figura 29 vemos las tres plántulas de trigo en cada maceta a diferente concentración, tratadas con tricolorina A, se aprecia un marcado decrecimiento de las plantas conforme aumenta la concentración del metabolito secundario a 20, 40 y 60  $\mu\text{M}$  comparado con el control, donde vemos las plántulas más pequeñas, decoloradas y con mayor cantidad de hojas secas. En cambio si miramos la figura 30 vemos que las hojas de la plantas de trigo tratadas con metilviologeno que es el control positivo, se van secando conforme aumenta la concentración de este compuesto y el decrecimiento es menos notorio que en la fotografía anterior. La prueba ANOVA nos indica que los resultados no son significativamente diferentes.

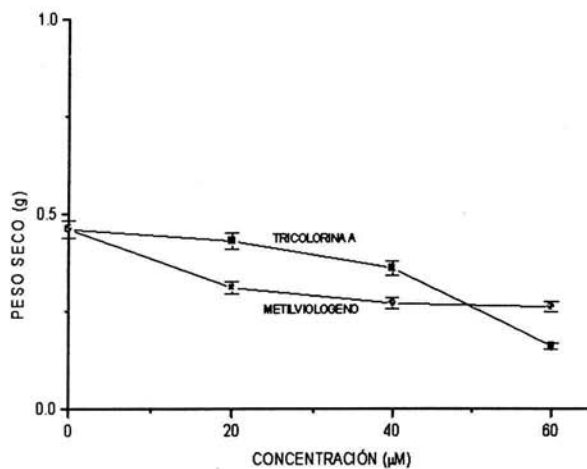
En la figura 31 el peso seco de las plantas de *Trifolium alexandrinum* (trébol), observamos que la curva de la tricolorina A va por abajo de la del metilviologeno, mientras que peso del control es de 0.45 g., a 60  $\mu\text{M}$  de tricolorina A es de 0.30 g. y en el metilviologeno de 0.34 g. a la misma concentración. La prueba de ANOVA realizada nos dice que los resultados no son significativamente diferentes.

En la figura 32 que nos ilustra la imagen del efecto de la tricolorina A sobre tres plantas de trébol (*Trifolium alexandrinum*) en cada concentración, observamos que el control tiene las hojas más verdes y vivas, así como también las plantas son más grandes; a medida que aumenta la concentración de tricolorina A desde 20, 40 y 60  $\mu\text{M}$ , las plantas decrecen en tamaño, y en las más pequeñas a 60  $\mu\text{M}$  las hojas presentan otra coloración y están mucho más secas comparadas con las del control. En la figura 33 fue usado el metilviologeno o paraquat como control positivo contra el mismo número de plantas de trébol y observamos que se afecta muy poco el tamaño de las plantas, pero las hojas presentan una marcada clorosis conforme aumentan las concentraciones, a 60  $\mu\text{M}$  vemos que las hojas son las más afectada.

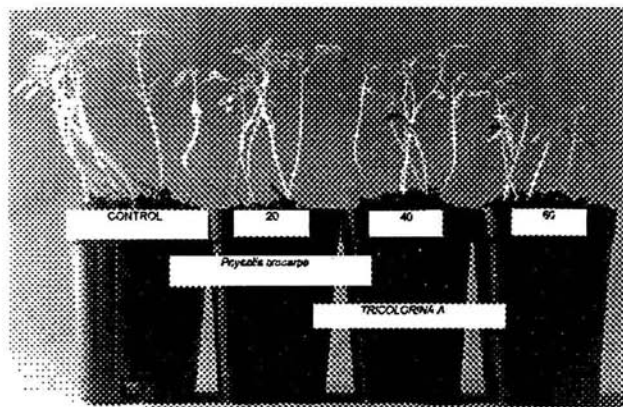
Continuando con esta caracterización, vemos en la figura 34 el peso seco de tres plantas de pasto (*Lolium multiflorum*) por concentración de compuesto natural y control positivo, ambos compuestos van casi igual hasta 20  $\mu\text{M}$ , a 40  $\mu\text{M}$  el metilviologeno es más

bajo (1.24 g.) que la tricolorina A (1.43 g.), en 60  $\mu\text{M}$  las plantas con tricolorina A bajan de 1.85 g. del control a 1.23 g. de las tratadas con metilviologeno se obtienen resultados similares del mismo control a 1.25 g. a la misma concentración. Al igual que en las otras tres gráficas la prueba estadística realizada de ANOVA indica que los resultados no son significativamente diferentes.

En la imagen de la figura 35 observamos las plantas de pasto tratadas con tricolorina A, donde conforme aumenta la concentración del compuesto disminuye el tamaño de las plantas, aunque el color de las hojas sigue siendo verde. En cambio en la figura 36, las plantas tratadas con metilviologeno se observa mayor clorosis en las hojas conforme aumenta la concentración, y el decrecimiento es similar.



**FIGURA 25.** Peso seco de seis plantas de *Physalis ixocarpa* por cada concentración tratadas con concentraciones crecientes de tricolorina A, usando como control positivo el metilviologeno.



**FIGURA 26.** Plantas de *Physalis ixocarpa* tratadas con tricolorina A en las concentraciones de: 20 µM, 40 µM y 60 µM durante cinco días. Las plantas fueron crecidas por 40 días.

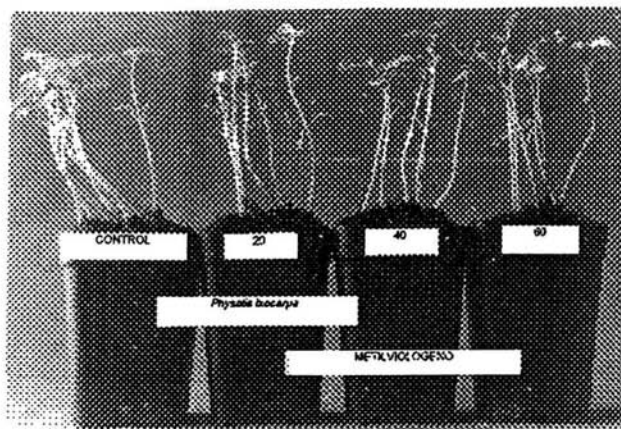


FIGURA 27. Plantas de *Physalis ixocarpa* tratadas a las siguientes concentraciones de metilviologen: 20, 40 y 60  $\mu\text{M}$ , durante cinco días. Las plantas fueron crecidas por 40 días.

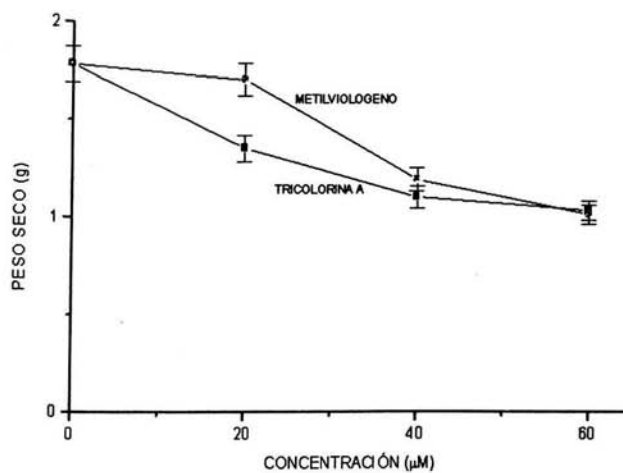


FIGURA 28. Peso seco de tres plantas de *Triticum vulgare* por cada concentración, tratadas con diferentes concentraciones tricolorina A, ensayando como control positivo el metilviologen.





FIGURA 29. Plántulas de *Triticum vulgare* tratadas con tricolorina A durante dieciocho días.



FIGURA 30. Plántulas de trigo tratadas con metilviologeno durante dieciocho días.

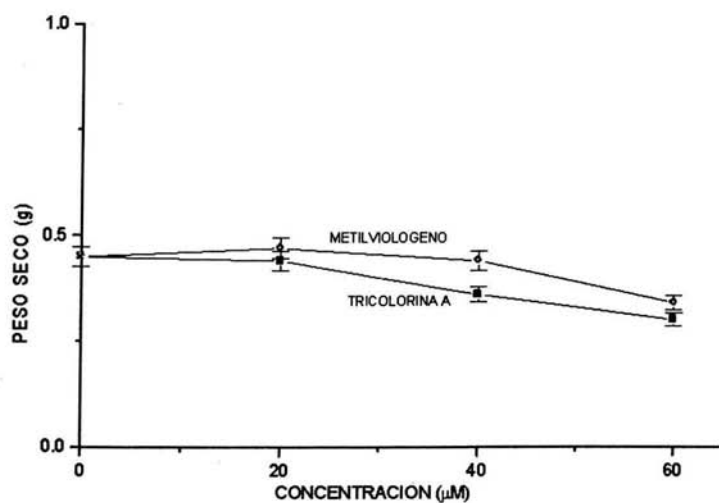


FIGURA 31. Peso seco de seis plantas de *Trifolium alexandrinum* en cada concentración, tratadas con tricolorina A, utilizando como control positivo el metilvologeno.

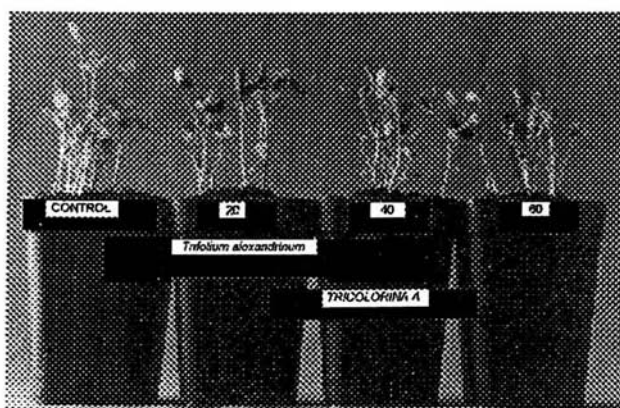


FIGURA 32. Plantas de *Trifolium alexandrinum* tratadas con tricolorina A durante once días.

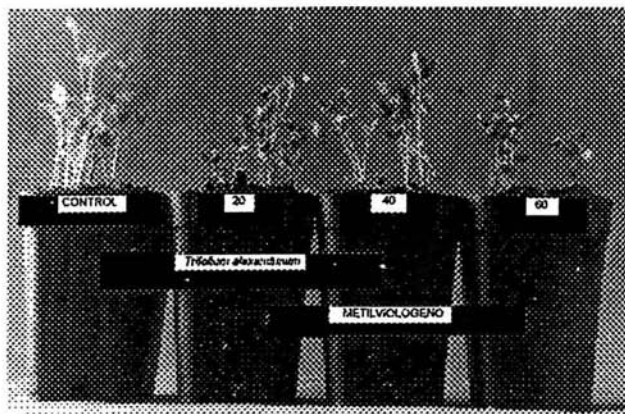


FIGURA 33. Plantas de *Trifolium alexandrinum* tratadas con metilviologeno durante once días.

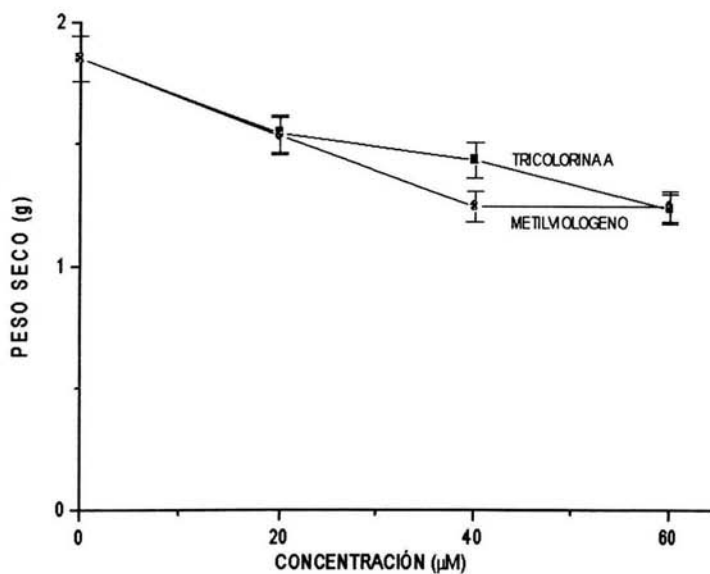


FIGURA 34. Peso seco de tres plantas de *Lolium multiflorum* en cada punto, tratadas con diferentes concentraciones de tricolorina A, empleando como control positivo el metilviologeno.

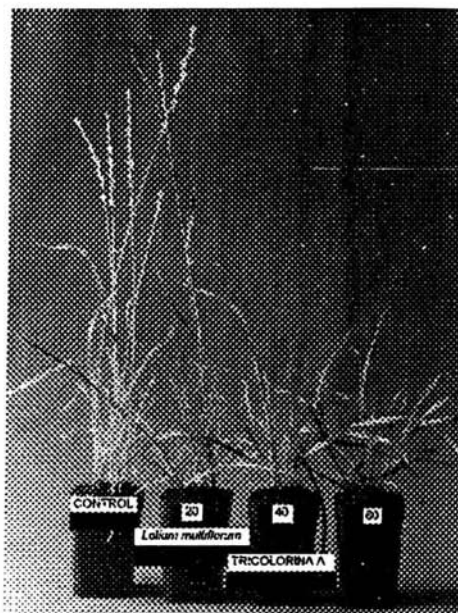


FIGURA 35. Plántulas de *Lolium multiflorum* tratadas con tricolorina A durante dieciocho días.

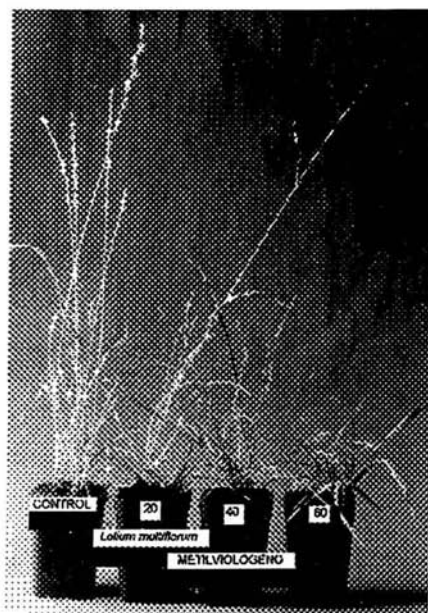


FIGURA 36. Plántulas de *Lolium multiflorum* tratadas con metilviologenó durante dieciocho días.

## CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos en este estudio podemos concluir que la tricolorina A inhibe totalmente la germinación, el desarrollo radicular y del tallo de las semillas del pasto que es una monocotiledónea de hoja angosta, y del tomate, una dicotiledónea de hoja ancha, a concentraciones menores de 50  $\mu\text{M}$ .

También podemos concluir que la característica principal de la tricolorina A carece de especificidad, aunque se nota una mayor potencia inhibitoria en el desarrollo radicular y del tallo de las semillas del pasto y del tomate. Las razones por las que afecta más a estas dos semillas no las conocemos aún. En cambio en la germinación del desarrollo radicular y del tallo de las semillas de trigo y trébol, son inhibidos parcialmente por la tricolorina A.

De los puntos anteriores podemos concluir que la tricolorina A, actúa como herbicida natural pre-emergente.

Dado que la tricolorina A, también inhibe el crecimiento de las plantas jóvenes de las semillas estudiadas podemos concluir que también es un herbicida natural post-emergente.

También se concluye que tiene mayor potencia de inhibición en el crecimiento de las plantas de pasto y menor grado en el trigo, es decir, las plantas de hoja angosta, ya que las plantas de hoja ancha se afectan en mayor grado.

Los resultados muestran que la tricolorina A tiene más de un sitio de ataque cuando actúa como herbicida pre-emergente en donde la mitocondria es un blanco de unión ya que la inhibe parcialmente.

La concentración a la que actúa la tricolorina A como herbicida pre y post-emergente es similar a la del control positivo paraquat (metilviologeno), por lo que podemos concluir que lo hace atractivo como un herbicida comercial, ya que es un metabolito secundario, es biodegradable y no tóxico para otra forma de vida.

## BIBLIOGRAFÍA

1. ACHNINE, L.; Caracterización bioquímica del modo de acción en la fotosíntesis de metabolitos secundarios aislados de las familias Meliaceae y Convolvulaceae con posible actividad herbicida. Tesis Doctoral. UNAM 1999.
2. ALIOTTA, G.; Cafiero, G.; Fiorentino, A. and Strumia, S. INHIBITION OF RADISH GERMINATION AND ROOT GROWTH BY COUMARIN AND PHENYLPROPANOIDS. *Journal of Chemical Ecology*. **19**, 2. pp 175-183. 1993.
3. ARTEAGA, S.L. EFECTO DE LAS N-ISOBUTILCINAMAMIDAS EN LOS PROCESOS DE GERMINACIÓN, RESPIRACIÓN Y FOTOSÍNTESIS. Tesis de Licenciatura. Universidad La Salle. México. 1996.
4. BAH, M. y Pereda, M.R. DETAILED FAB-MASS SPECTROMETRY AND HIGH RESOLUTION NMR INVESTIGATIONS OF TRICOLORINNS A-E, INDIVIDUAL OLIGOSACCHARIDES FROM THE RESINS OF *Ipomoea tricolor* (Convolvulaceae). *Tetrahedron*. **52**, 41. pp 13063-13080. Great Britain. 1996.
5. BAKER, E.A.; Hayes, A.L. and Butler, R.C. PHYSICO-CHEMICAL PROPERTIES OF AGROCHEMICALS THEIR EFFECTS ON FOLIAR PENETRATION. *Pestic. Sci.* **34**. pp 167-182. 1992.
6. BARRY, P.; Young, A.J. and Britton, G. PHOTODESTRUCTION OF PIGMENTS IN HIGHER PLANTS BY HERBICIDE ACTION. *Journal of Experimental Botany*. **41**, 233. pp 123-129. 1990.
7. BEWLEY, D.J. y Black, M. SEEDS. PHYSIOLOGY AND GERMINATION. Plenum Press. New York. 1994.
8. BRADBEER, J.W. SEED DORMANCY AND GERMINATION. Blacic Academic & Professional. Londres. 1992
9. BYE, R.; Lineares, E. y Estrada, E. PHYTOCHEMISTRY OF MEDICINAL PLANTS. Plenum Press. pp 65. New York. 1995.

10. CASTAÑEDA, P.; Gomez, L.; Mata, R.; Lotina, H.B.; Anaya, A.L. y Bye, R. Journal Nat. Prod. **59**, 323. 1996.
11. CREMLIN, R.J. AGROCHEMICALS. PREPARATION AND MODE DE ACTION. Wile & Sons. England. 1991.
12. CHEN, P.K.; Leather, G.R. PLANT GROWTH REGULATORY ACTIVITIES OF ARTEMISIN AND ITS RELATED COMPOUNDS. J. Chem. Ecol. **16**. pp 1867-1876. 1990.
13. CHEN, P.K. y Polatnick, M. COMPARATIVE STUDY ON ARTEMISININ, 2,4,-D, AND GLYPHOSATE. J. Agric. Food. Chem. **39**. pp 991-994. 1991.
14. FISCHER, N.H. PLANT TERPENOIDS AS ALLELOPATHY AGENTS. IN: ECOLOGICAL CHEMISTRY AND BIOCHEMISTRY OF PLANT TERPENOIDS. J.H. Harborne and F. A. Tomas-Barberan. Claredon Press. pp 277-398. Oxford. 1991.
15. FERNÁNDEZ, V.J. CARACTERIZACIÓN DE COMPLEJOS DE DIFENILBORANO CON DIFERENTES AMINOÁCIDOS EN SU ACTIVIDAD HERBICIDA. Tesis de Licenciatura. FC. UNAM. 1996.
16. GHERSA, C.M.; Martinez, G.M.; Casal, J.J.; Kaufman, M.; Roush, M.L. and Deregibus, V.A. EFFECT OF LIGHT ON WINTER WHEAT (*Triticum aestivum*) AND ITALIAN RYEGRASS (*Lolium multiflorum*) COMPETITION. Weed Technology. **8**. pp 37-45. 1994.
17. GROVER, R y Cessna, A.J. ENVIRONMENTAL CHEMISTRY OF HERBICIDES. C.R.C. Press. **2**. Florida. 1991.
18. HANSON, E.J. MOVEMENT OF BORON OUT OF TREE FRUIT LEAVES. Hort. Science. **23**, 3. pp 271-273. 1991.
19. HORAK, J.M. y Sweat, K.J. GERMINATION, EMERGENCE AND SEEDLING ESTABLISHMENT OF BUFALO GOURD (*Cucurbita foetidissima*). Weed Science. **42**. pp 358-363. 1994.

20. INEGI. CULTIVOS ANUALES DE MÉXICO. VII Censo Agropecuario. México. 1997.
21. Jones, S.B y Luchsinger, A.E. Plant Systematics. Mc Graw-hill. 355-360.1990.
22. LANGENHEIM, J.H. HIGHER PLANT TERPENOIDS: A PHYTOCENTRIC OVERVIEW OF THEIR ECOLOGICAL ROLES. J. of Chem. Ecol. 20. pp 1223-1280. 1994.
23. LOTINA, H.B.; Albores, V.M. y García, C.L. HERBICIDAS Y PRODUCTIVIDAD AGRÍCOLA. Rev. Soc. Quím. Mex. 3, 33. pp 109-117. 1989. (1994)
24. LOTINA, H.B.; González, H.D.; Uribe, S.; Rangel, P. and Gómez, L.C. DBHBM (3,5-DIBROMO-4-HYDROXY-BENZYLIDENEMALONITRILE) IS A NOVEL INHIBITOR OF ELECTRON TRANSFER THROUGH THE  $Q_N$  CENTER OF THE MITOCHONDRIAL  $bc_1$  COMPLEX. Archives of Biochem. and Biophys. 318, 1. pp 200-206. 1995.
25. LOTINA, H.B.; Roque, R.J.L.; Jiménez, M. and Aguilar, M. INHIBITION OF OXYGEN BY CACALOL AND ITS DERIVATES. Z. Naturforsch. 46c. pp 777-780. 1991.
26. MARTÍNEZ, M. CATALOGO DE NOMBRES VULGARES Y CIENTÍFICOS DE PLANTAS MEXICANAS. FCE. México. pp 81, 83, 600, 713, 858, 896, 905, 907, 920, 1138, 1152, 1185, 1232, 1233. 1987.
27. MATA, R. CHEMICAL STUDIES AND BIOLOGICAL ASPECTS OF SOME MEXICAN PLANTS USED IN TRADITIONAL MEDICINE. Phytochemical Potencial of Tropical Plants. K.R. Downum et al. Plenum Press. New York. Recent Advances in Phytochemistry 27. pp 41-46. 1995.
28. MATA, R.; Pereda, M.R. y Lotina, H.B. SECONDARY METABOLITES FROM MEXICAN PLANTS: CHEMISTRY AND BIOLOGICAL PROPERTIES. Pandalai, S.G. 1996.



29. MENDOZA, J.L.; Jiménez, M. y Lotina H.B. *Pestic. Sci.* **40**, 37. 1994.
30. MORELAND, E.D. RESEARCH ON BIOCHEMISTRY OF HERBICIDES. AN HISTORICAL OVERVIEW. *Z. Naturforsch.* **48**. pp 121-123. 1993.
31. MORENO, M.E. ANÁLISIS FÍSICO Y BIOLÓGICO DE SEMILLAS AGRÍCOLAS. Instituto de Biología. UNAM. pp 103-168. 1984.
32. Nee, M. Solanaceae. Trad: Moreno, N. Instituto Nal. De Inv. Sobre Recursos Bióticos. Xalapa, Ver, México. Fascículo 49. pp. 162-165. Feb. 1986.
33. PEREDA, M.R.; Mata, R.; Anaya, A.L. et al. TRICOLORIN A, MAJOR PHYTOGROWTH INHIBITOR FROM IPOMOEA TRICOLOR. *Journal of Natural Products*. **56**. pp 571-582. 1993.
34. PEREDA, M.R. ESTRUCTURA DE LA TRICOLORINA A, UN GLICOLIPIDO MODULADOR DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LA PROTEÍNA CINASA C Y PRINCIPAL AGENTE ALELOPÁTICO DE *Ipomoea tricolor* Cav. (Convolvulaceae). Tesis doctoral. Fac. de Quím. UNAM. 1994.
35. PEREDA, M.R. BIOACTIVE NATURAL PRODUCTS FROM TRADITIONALLY USED MEXICAN PLANTS. Plenum Press. Recent Advances in Phytochemistry **29**. pp 53-89. New York. 1995.
36. PÉREZ, G.F.; Iriondo, J.M. and Martínez, L.J.B. GERMINATION BEHAVIOUR IN SEEDS OF *Diploaxis erucooides* AND *D. virgata*. *Weed Research*. **35**. pp 495-502. 1995.
37. PETROSKI, R.J.; Dornbos, D.L. and Powell, R.G. GERMINATION AND GROWTH INHIBITION OF ANNUAL RYEGRASS (*Lolium multiflorum*) AND ALFALFA (*Medicago sativa* L.) BY LOLINE ALKALOIDS AND SYNTHETIC N-ACYLLOLINE DERIVATES. *J. Agric. Chem.* **38**. pp 1716-1718. 1990.
38. PILLMOOR, J.B; Wright, K; Terry, A.S. NATURAL PRODUCTS A SOURCE OF

AGROCHEMICALS AND LEADS FOR CHEMICALS SYNTHESIS.

Pesticides Sciences. 39. pp 131-140. 1993.

39. PICMAN, A.K. AQUEOUS SOLUBILITY OF ISOALANTOLACTONE AND ITS EFFECT ON GERMINATION AND BIOMASS PRODUCTION OF REDROOT FIGWEED AND LATE-FLOWERING GOOSEFOOT. *Biochem. Syst. Ecol.* 14, 4. pp 361-364. 1986.
40. PIPER, J.K. and Kulakow, P.A. SEED YIELD AND BIOMASS ALLOCATION IN *Sorghum bicolor* AND F1 AND BACKCROSS GENERATIONS OF *S. bicolor* X *S. halepense* HYBRIDS. *Can. J. Bot.* 72. pp 468-474. 1993.
41. RAVEN, P.H.; Evert, R.F.; y Eichhorn, S.E. BIOLOGY OF PLANTS. Worth Publishers. New York. 1992.
42. ROMERO, M.A., James, M.G., Miramontes, F.B. y Haro, C.J. SÍNTESIS DE HERBICIDAS Y PRUEBAS BIOLÓGICAS PARA DETERMINAR SU ACTIVIDAD SOBRE MALEZA. *Rev. Soc. Quím. Mex.* 1, 39. pp 15-23. 1995.
43. Rzedowski, J y Rzedowski, G.C. Flora Fanerogámica del Valle de México. Inst. de Ecología. Pátscuaro, Mich. pp. 171. 1990
44. SHEWRY, P.R.; Napier, J.A. y Tatham, A.S. SEED STORAGE PRPTEINS: STRUCTURES AND BIOSYNTHESIS. *The Plant Cell.* 7. pp 945-956. 1995.
45. SARH. Las Gramíneas de México. Tomo III. Subsecretaría de Ganadería. Cotecoca, Méx. 1991
46. STEVENS, P.G. y Baker, A.E. FACTORS AFFECTING THE FOLIAR ABSORPTION AND REDISTRIBUTION OF PESTICIDES. 1. PROPERTIES OF LEAF SURFACES AND THEIR INTERACTIONS WITH SPRAY DROPLETS. *Pestic. Sci.* 19. pp 265-281. Great Britain. 1987.
47. STILES, H.L., Leather, R.G. y Chen, K.P. EFFECTS OF TWO

SESQUITERPENE LACTONES ISOLATED FROM *Artemisia annua* ON  
PHYSIOLOGY OF *Lemna minor*. J. Agric. Food. Chem.  
40. pp 992-995. 1992.

48. STROBEL, G.A. CONTROL BIOLÓGICO DE MALAS HIERBAS. Investigación y Ciencia. **180**. pp 52-58. 1991.
49. TOMLIN, C. A WORLD COMPENDIUM. THE PESTICIDE MANUAL. INCORPORATING THE AGROCHEMICALS. Crop Protection Publications. United Kingdom. 1995.
50. Zahorí, M y Heller, D. The genus *Trifolium*. The Israel Academy of Sciences and Humanities. Jerusalem. pp. 479-480. 1984.

#### SITIOS DE INTERNET

1. <http://www.jornada.unam.mx/2000/oct00/001030/eco-j.html>
2. <http://www.greenbuilder.com/mader/ecotravel/mexico/ecologia/98/0598chiapas4.html>

## **APENDICE I**

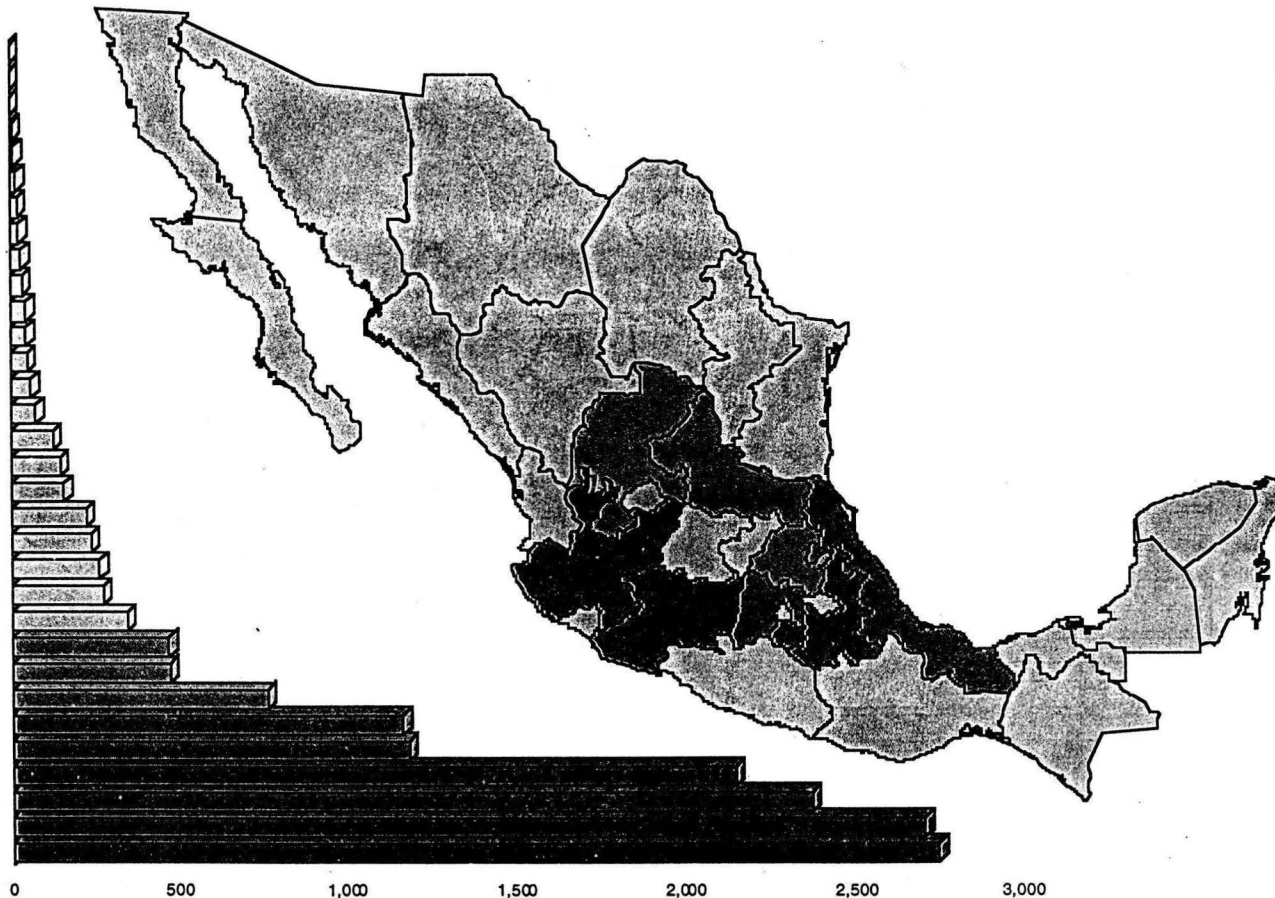
**TABLAS DE PRODUCCIÓN DEL TOMATE Y TRIGO FORRAJERO EN MÉXICO  
Y MAPAS DE LA SUPERFICIE SEMBRADA DURANTE PRIMAVERA-VERANO,  
OTOÑO-INVIERNO Y LA PRODUCCIÓN POR ENTIDAD FEDERATIVA  
DURANTE EL AÑO 1991.**

ESTA TESIS NO SALE  
DE LA BIBLIOTECA

# SUPERFICIE SEMBRADA CON TOMATE VERDE EN EL CICLO AGRÍCOLA PRIMAVERA-VERANO 1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

ENTIDAD

YUC  
TAB  
Q ROO  
CAM  
TAM  
D F  
COAH  
DGO  
QRO  
CHIH  
AGS  
COL  
CHIS  
NL  
OAX  
NAY  
SON  
GTO  
TLAX  
SIN  
BCS  
GRO  
B C  
SLP  
ZAC  
HGO  
VER  
MÉX  
JAL  
MOR  
MICH  
PUE



Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

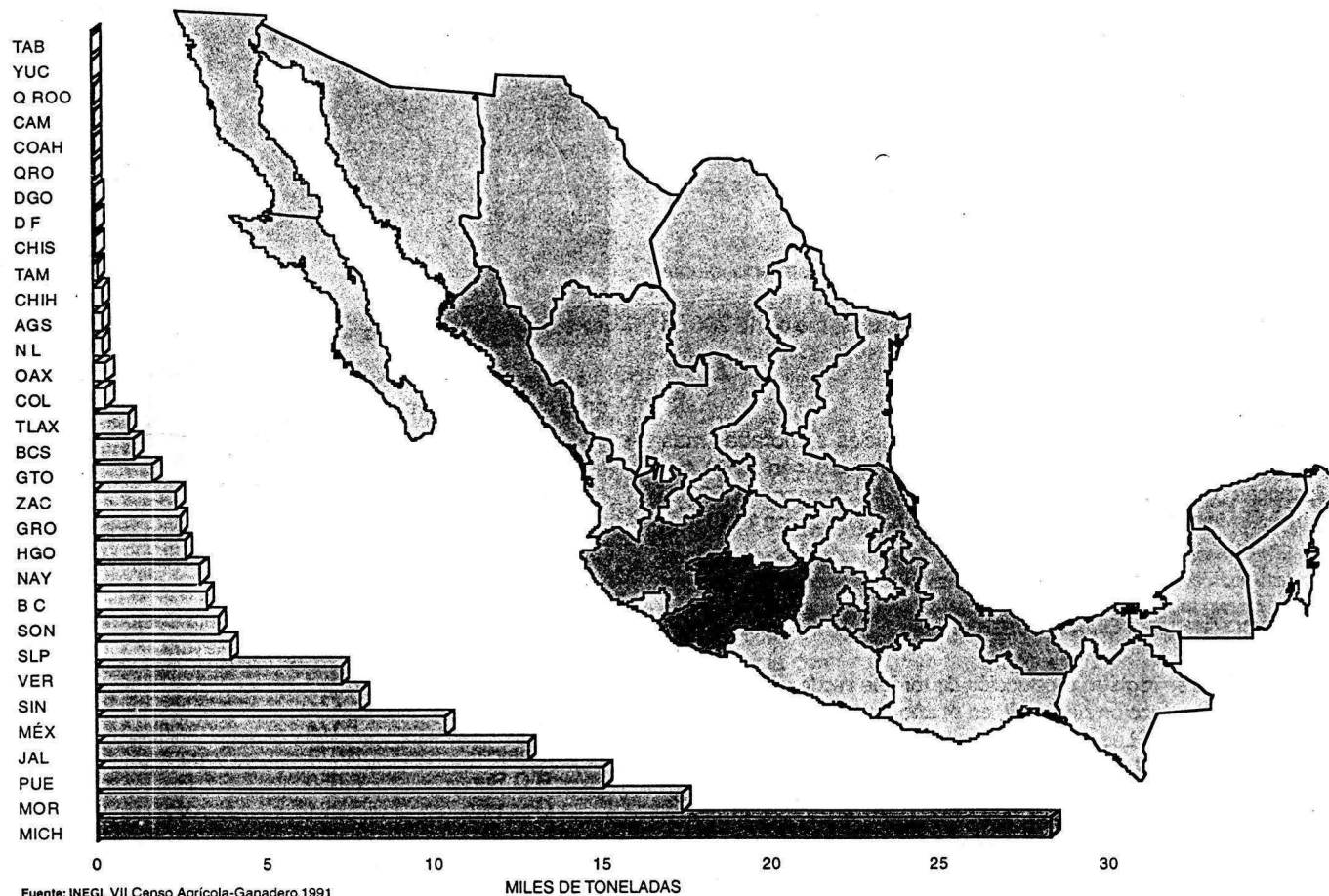
HECTÁREAS

TOMATE VERDE	UNIDADES DE PRODUCCIÓN	AÑO AGRÍCOLA*1990-1991							
		PRIMAVERA-VERANO				OTOÑO-INVIERNO			
		UNIDADES DE PRODUCCIÓN	SUPERFICIE SEMBRADA (HA)	SUPERFICIE COSECHADA (HA)	PRODUCCIÓN OBTENIDA (TON)	UNIDADES DE PRODUCCIÓN	SUPERFICIE SEMBRADA (HA)	SUPERFICIE COSECHADA (HA)	PRODUCCIÓN OBTENIDA (TON)
ESTADOS UNIDOS MEXICANOS	15 313	11 318	16 266.105	13 734.974	78 262.221	4 927	9 587.916	7 884.064	48 221.601
AGUASCALIENTES	38	37	43.380	31.396	235.729	1	2.000	2.000	6.000
BAJA CALIFORNIA	146	138	344.160	319.025	2 972.207	22	45.450	36.700	297.545
BAJA CALIFORNIA SUR	72	66	263.920	166.170	1 005.309	23	46.250	28.518	161.962
CAMPECHE	7	4	6.250	4.000	14.400	3	1.120	1.000	1.710
COAHUILA	3	3	19.250	19.000	24.200	-	-	-	-
COLIMA	30	20	44.750	35.925	120.507	15	99.000	35.000	222.830
CHIAPAS	97	55	47.456	36.500	32.188	55	32.370	31.120	26.593
CHIHUAHUA	9	9	35.750	34.043	229.110	-	-	-	-
DISTRITO FEDERAL	48	40	16.086	14.540	45.948	9	4.228	4.228	12.472
DURANGO	23	22	25.141	10.636	53.552	1	0.100	0.100	1.156
GUANAJUATO	169	88	159.370	151.770	646.356	82	259.600	242.600	1 065.393
GUERRERO	428	221	276.061	198.602	1 170.625	230	325.091	282.941	1 341.997
HIDALGO	802	652	762.410	665.728	2 158.598	189	187.700	161.392	492.016
JALISCO	1 088	733	2 159.042	1 770.451	8 083.564	380	910.726	803.333	4 769.732
MÉXICO	1 451	993	1 182.919	1 101.807	5 549.851	555	884.859	784.491	4 852.940
MICHOACÁN	1 608	1 110	2 718.931	2 428.385	17 513.808	668	1 650.720	1 484.528	10 942.570
MORELOS	3 180	2 833	2 381.732	1 904.620	13 782.024	478	571.185	471.594	3 667.268
NAYARIT	302	72	127.797	90.297	527.986	239	427.100	315.964	2 557.591
NUEVO LEÓN	36	29	57.130	46.030	147.529	15	48.250	39.250	95.702
OAXACA	178	110	72.680	64.749	176.839	82	49.625	44.440	165.503
PUEBLA	3 066	2 534	2 759.647	2 438.682	12 071.147	671	747.245	661.028	3 026.353
QUERÉTARO	12	7	29.750	12.750	2.800	5	4.500	4.500	23.370
QUINTANA ROO	4	3	1.120	1.120	1.643	1	1.000	1.000	10.400
SAN LUIS POTOSÍ	303	191	470.002	385.868	2 768.296	126	240.000	176.922	1 184.675
SINALOA	401	78	241.250	189.250	1 148.879	338	1 419.050	928.550	6 716.204
SONORA	108	30	146.100	121.340	1 307.868	84	404.620	330.000	2 290.966
TABASCO	-	-	0.500	0.500	1.350	-	-	-	-
TAMAULIPAS	4	2	10.000	10.000	31.575	3	13.000	13.000	56.627
TLAXCALA	222	209	224.327	196.727	979.448	22	8.663	8.663	24.627
VERACRUZ	1 192	774	1 165.726	904.139	3 336.438	592	1 142.724	937.462	3 934.130
YUCATÁN	5	3	0.240	0.200	0.813	2	0.240	0.240	4.286
ZACATECAS	280	251	473.228	380.724	2 121.634	36	61.500	53.500	268.983

FUENTE: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

# PRODUCCIÓN DE TOMATE VERDE EN EL AÑO AGRÍCOLA 1990-1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

ENTIDAD

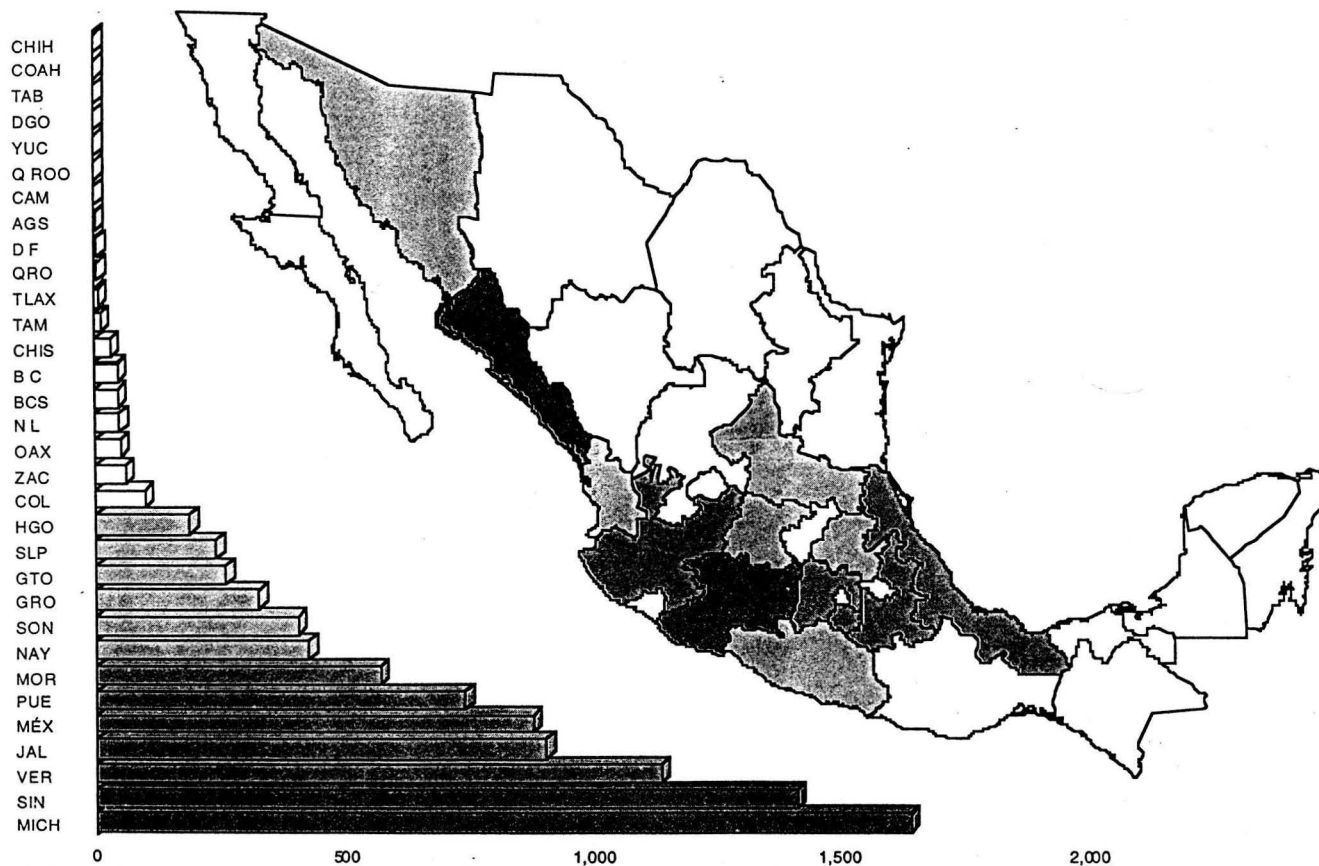


Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

MILES DE TONELADAS

# SUPERFICIE SEMBRADA CON TOMATE VERDE EN EL CICLO AGRÍCOLA OTOÑO-INVIERNO 1990-1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

ENTIDAD



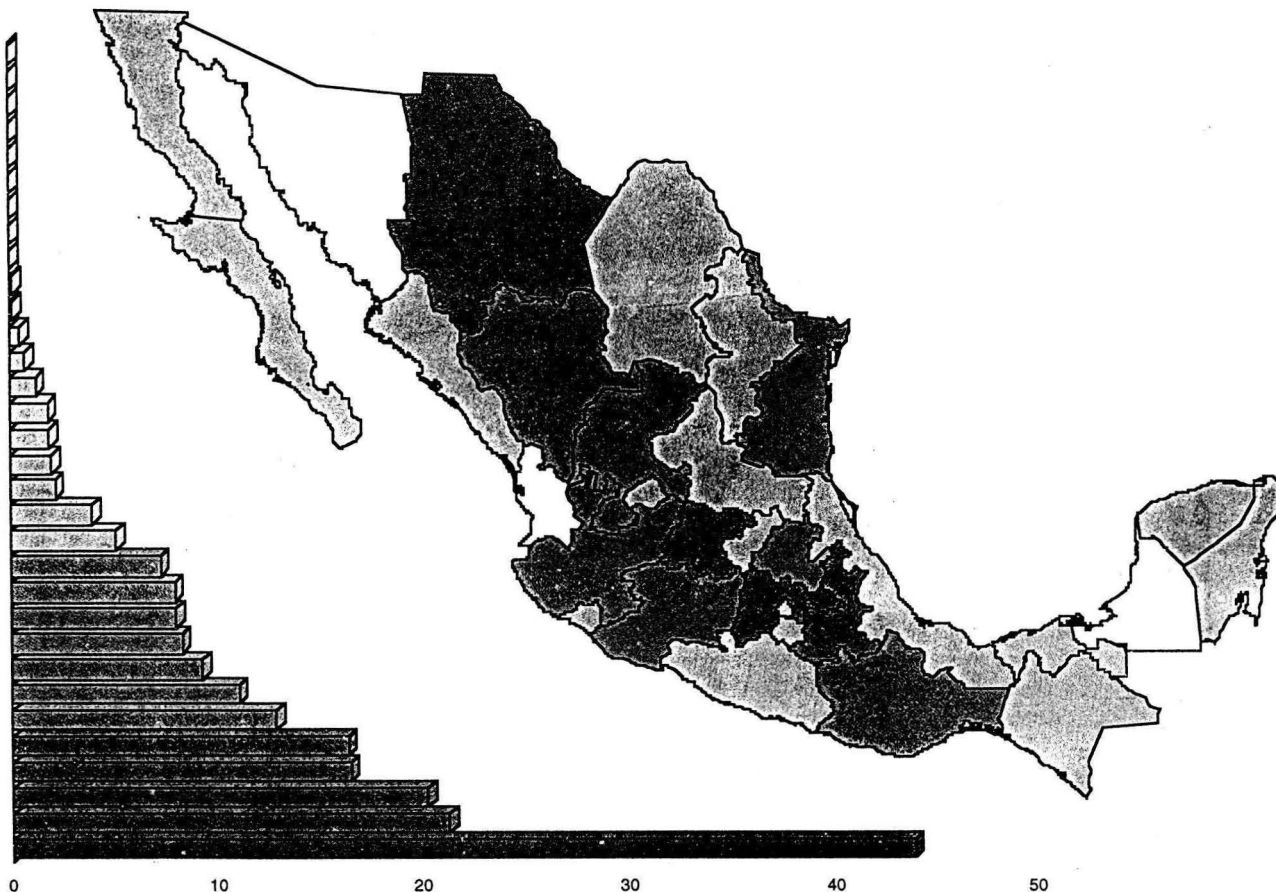
Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991



# SUPERFICIE SEMBRADA CON TRIGO GRANO EN EL CICLO AGRÍCOLA PRIMAVERA-VERANO 1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

ENTIDAD

CAM  
NAY  
SON  
Q ROO  
COL  
TAB  
YUC  
GRO  
DF  
CHIS  
AGS  
BCS  
MOR  
SLP  
QRO  
VER  
COAH  
NL  
BC  
SIN  
JAL  
OAX  
MICH  
DGO  
TAM  
ZAC  
HGO  
MÉX  
CHIH  
PUE  
GTO  
TLAX



Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

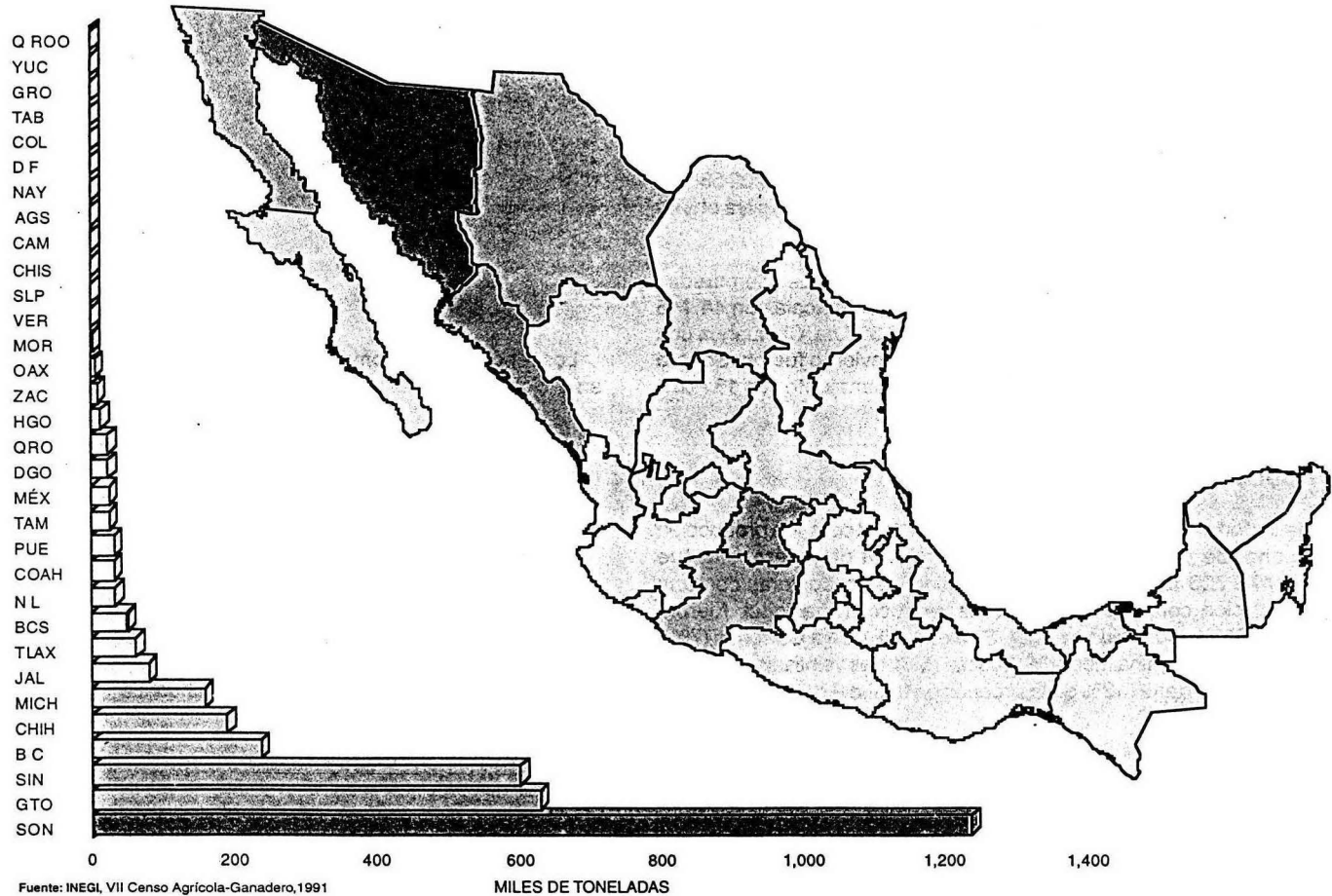
HECTÁREAS (Miles)

TRIGO GRANO	UNIDADES DE PRODUCCIÓN	AÑO AGRÍCOLA 1990-1991							
		PRIMAVERA-VERANO				OTOÑO-INVIERNO			
		UNIDADES DE PRODUCCIÓN	SUPERFICIE SEMBRADA (HA)	SUPERFICIE COSECHADA (HA)	PRODUCCIÓN OBTENIDA (TON)	UNIDADES DE PRODUCCIÓN	SUPERFICIE SEMBRADA (HA)	SUPERFICIE COSECHADA (HA)	PRODUCCIÓN OBTENIDA (TON)
ESTADOS UNIDOS MEXICANOS	113 379	41 767	202 585.448	182 563.202	293 775.087	73 008	790 946.777	776 284.283	3 181 950.742
AGUASCALIENTES	32	25	118.250	93.675	53.990	7	6.015	6.015	8.067
BAJA CALIFORNIA	2 946	243	3 905.658	3 719.068	15 688.936	2 743	46 140.980	45 169.820	221 127.335
BAJA CALIFORNIA SUR	554	30	473.500	473.500	1 907.012	532	11 165.500	11 133.027	48 182.202
CAMPECHE	*	-	-	-	-	*	80.000	80.000	80.000
COAHUILA	2 866	330	1 944.176	1 676.510	4 357.424	2 626	13 892.125	12 887.346	27 062.507
COLIMA	*	*	2.000	2.000	1.000	*	20.000	20.000	10.000
CHIAPAS	163	148	93.692	85.565	92.196	27	14.847	14.846	13.436
CHIHUAHUA	5 661	1 551	16 515.862	15 621.414	34 457.996	4 196	36 194.320	35 830.581	154 555.496
DISTRITO FEDERAL	17	16	17.720	12.476	15.100	1	1.000	1.000	2.000
DURANGO	1 880	687	8 278.295	7 846.562	10 579.756	1 243	4 856.034	4 658.089	13 378.402
GUANAJUATO	21 884	1 644	21 319.400	14 678.043	23 593.316	20 448	131 076.047	130 149.714	607 439.381
GUERRERO	7	7	11.000	10.000	4.707	-	-	-	-
HIDALGO	2 453	2 384	12 889.576	11 047.577	12 819.990	87	396.770	374.000	808.079
JALISCO	3 369	720	7 264.542	5 368.172	9 688.448	2 673	16 999.366	16 837.170	70 876.294
MÉXICO	6 659	6 459	16 428.030	14 681.360	23 758.789	245	381.927	346.239	578.525
MICHOACÁN	11 043	2 403	8 002.292	7 729.000	17 456.237	8 903	34 414.010	34 099.226	141 340.209
MORELOS	140	135	674.000	614.950	1 316.078	6	4.800	4.800	1.570
NAYARIT	4	-	-	-	-	4	9.000	9.000	26.080
NUEVO LEÓN	1 381	345	2 118.770	1 830.166	3 109.402	1 134	13 057.677	12 495.604	30 101.816
OAXACA	6 769	6 413	7 921.931	7 474.966	5 319.081	536	692.565	680.355	567.600
PUEBLA	5 559	5 108	20 306.692	19 629.260	30 352.311	495	457.472	431.297	503.384
QUERÉTARO	1 599	465	1 766.720	1 553.602	3 025.185	1 180	4 935.570	4 784.070	20 748.007
QUINTANA ROO	*	*	1.500	0.500	0.050	-	-	-	-
SAN LUIS POTOSÍ	161	102	1 189.500	1 058.650	803.851	61	138.080	53.330	45.434
SINALOA	13 015	441	5 073.130	4 808.480	14 813.134	12 699	164 947.720	161 161.715	587 777.721
SONORA	12 630	-	-	-	-	12 630	300 708.962	295 141.785	1 241 013.221
TABASCO	6	1	3.000	3.000	2.000	5	6.000	5.500	3.050
TAMAULIPAS	553	277	9 249.940	8 835.130	9 977.370	303	9 689.610	9 382.860	14 852.965
TLAXCALA	10 420	10 407	44 144.863	42 050.812	62 038.579	21	47.375	46.375	79.638
VERACRUZ	315	290	1 822.700	1 443.138	1 032.181	38	74.655	29.280	23.149
YUCATÁN	*	*	3.000	3.000	3.000	-	-	-	-
ZACATECAS	1 288	1 133	11 045.709	10 212.616	7 507.968	163	538.350	451.239	745.174

FUENTE: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

# PRODUCCIÓN DE TRIGO GRANO EN EL AÑO AGRÍCOLA 1990-1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

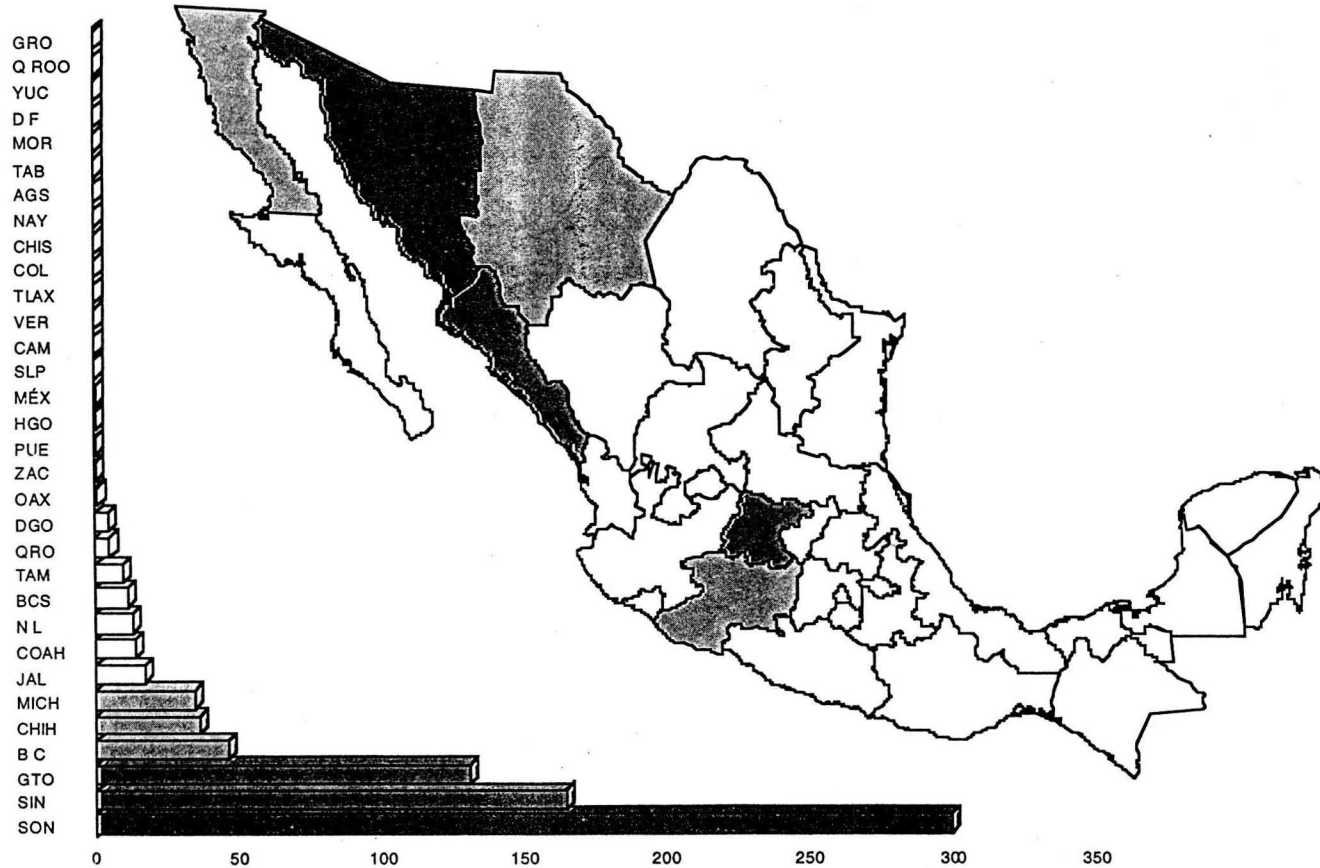
ENTIDAD



Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

# SUPERFICIE SEMBRADA CON TRIGO GRANO EN EL CICLO AGRÍCOLA OTOÑO-INVIERNO 1990-1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

ENTIDAD

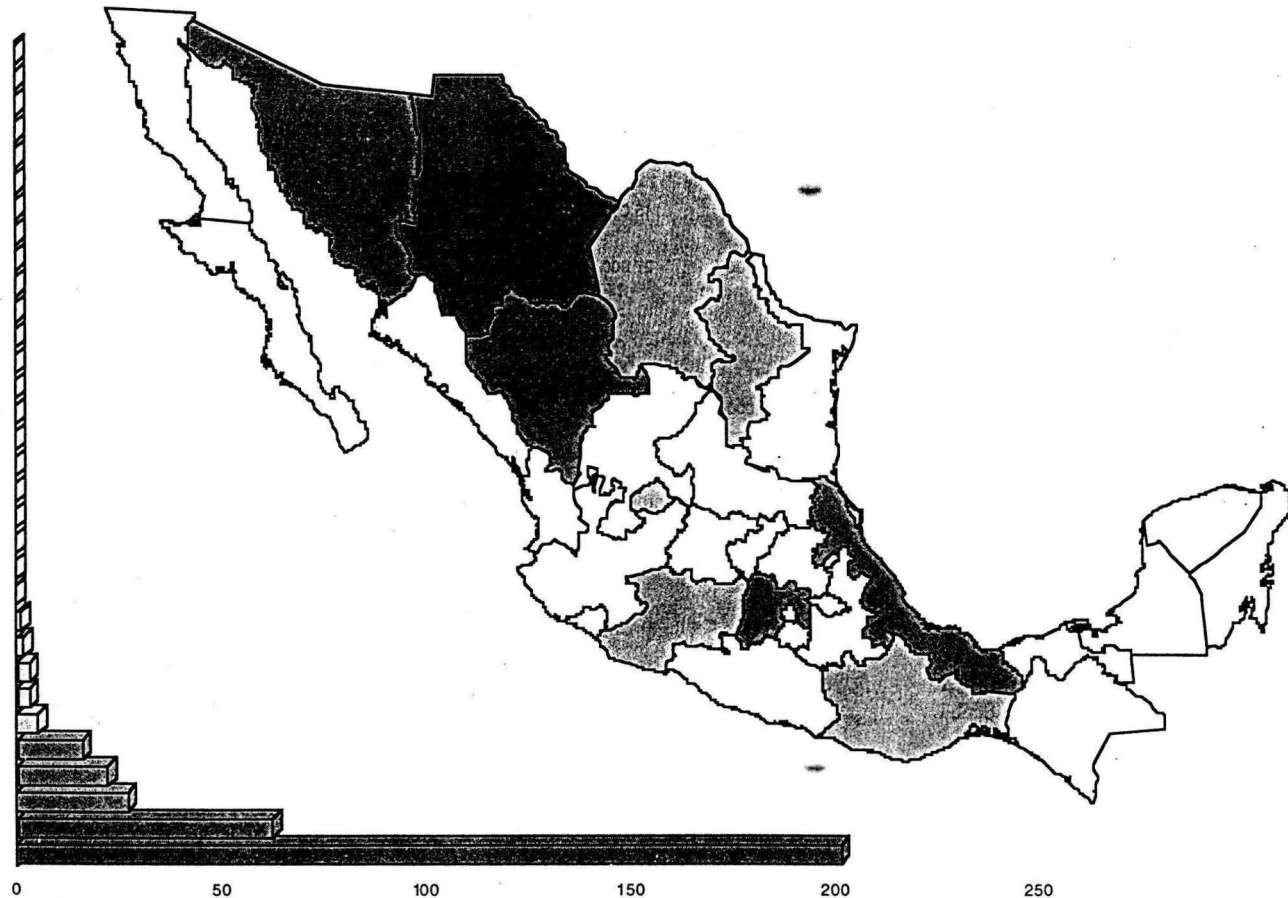


Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

# SUPERFICIE SEMBRADA CON TRIGO FORRAJERO EN EL CICLO AGRÍCOLA PRIMAVERA-VERANO 1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

ENTIDAD

- BC
- BCS
- CAM
- CHIS
- COL
- DF
- GTO
- GRO
- HGO
- JAL
- MOR
- NAY
- PUE
- QRO
- Q ROO
- SLP
- SIN
- TAB
- TAM
- TLAX
- YUC
- ZAC
- NL
- MICH
- AGS
- OAX
- COAH
- VER
- MÉX
- DGO
- SON
- CHIH

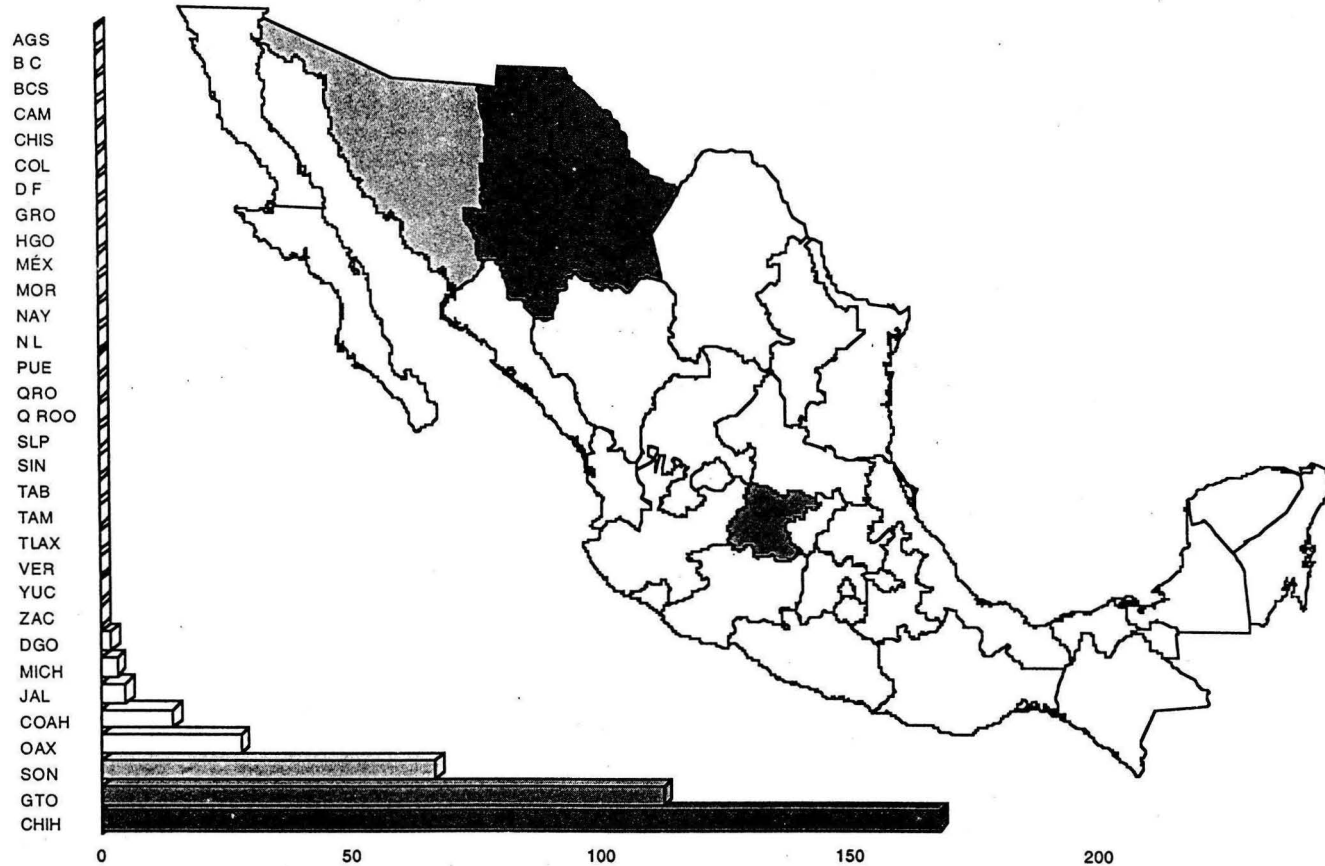


TRIGO FORRAJERO	AÑO AGRÍCOLA 1990-1991								
	UNIDADES DE PRODUCCIÓN	PRIMAVERA-VERANO			OTOÑO-INVIERNO				
		UNIDADES DE PRODUCCIÓN	SUPERFICIE SEMBRADA (HA)	SUPERFICIE COSECHADA (HA)	PRODUCCIÓN OBTENIDA (TON)	UNIDADES DE PRODUCCIÓN	SUPERFICIE SEMBRADA (HA)	SUPERFICIE COSECHADA (HA)	PRODUCCIÓN OBTENIDA (TON)
ESTADOS UNIDOS MEXICANOS	165	57	344.200	221.000	1 027.419	122	400.086	308.189	3 296.794
AGUASCALIENTES	-	-	3.000	3.000	1.000	-	-	-	-
BAJA CALIFORNIA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
BAJA CALIFORNIA SUR	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CAMPECHE	-	-	-	-	-	-	-	-	-
COAHUILA	18	5	5.000	5.000	6.800	16	14.250	11.250	44.760
COLIMA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CHIAPAS	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CHIHUAHUA	69	32	202.700	145.000	588.940	44	168.386	113.739	428.429
DISTRITO FEDERAL	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DURANGO	4	1	27.000	27.000	15.000	3	2.000	1.250	4.092
GUANAJUATO	6	-	-	-	-	6	113.000	113.000	2 329.000
GUERRERO	-	-	-	-	-	-	-	-	-
HIDALGO	-	-	-	-	-	-	-	-	-
JALISCO	3	-	-	-	-	3	4.700	4.700	18.000
MÉXICO	3	3	22.000	7.000	118.265	-	-	-	-
MICHOACÁN	7	1	1.500	-	-	6	3.000	1.500	19.377
MORELOS	-	-	-	-	-	-	-	-	-
NAYARIT	-	-	-	-	-	-	-	-	-
NUEVO LEÓN	-	-	1.000	1.000	0.500	-	-	-	-
OAXACA	30	1	3.000	3.000	7.000	30	27.750	27.250	40.719
PUEBLA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
QUERÉTARO	-	-	-	-	-	-	-	-	-
QUINTANA ROO	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SAN LUIS POTOSÍ	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SINALOA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SONORA	20	9	63.000	30.000	289.914	14	67.000	35.500	412.417
TABASCO	-	-	-	-	-	-	-	-	-
TAMAULIPAS	-	-	-	-	-	-	-	-	-
TLAXCALA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
VERACRUZ	3	3	16.000	-	-	-	-	-	-
YUCATÁN	-	-	-	-	-	-	-	-	-
ZACATECAS	-	-	-	-	-	-	-	-	-

FUENTE: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

# SUPERFICIE SEMBRADA CON TRIGO FORRAJERO EN EL CICLO AGRÍCOLA OTOÑO-INVIERNO 1990-1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA

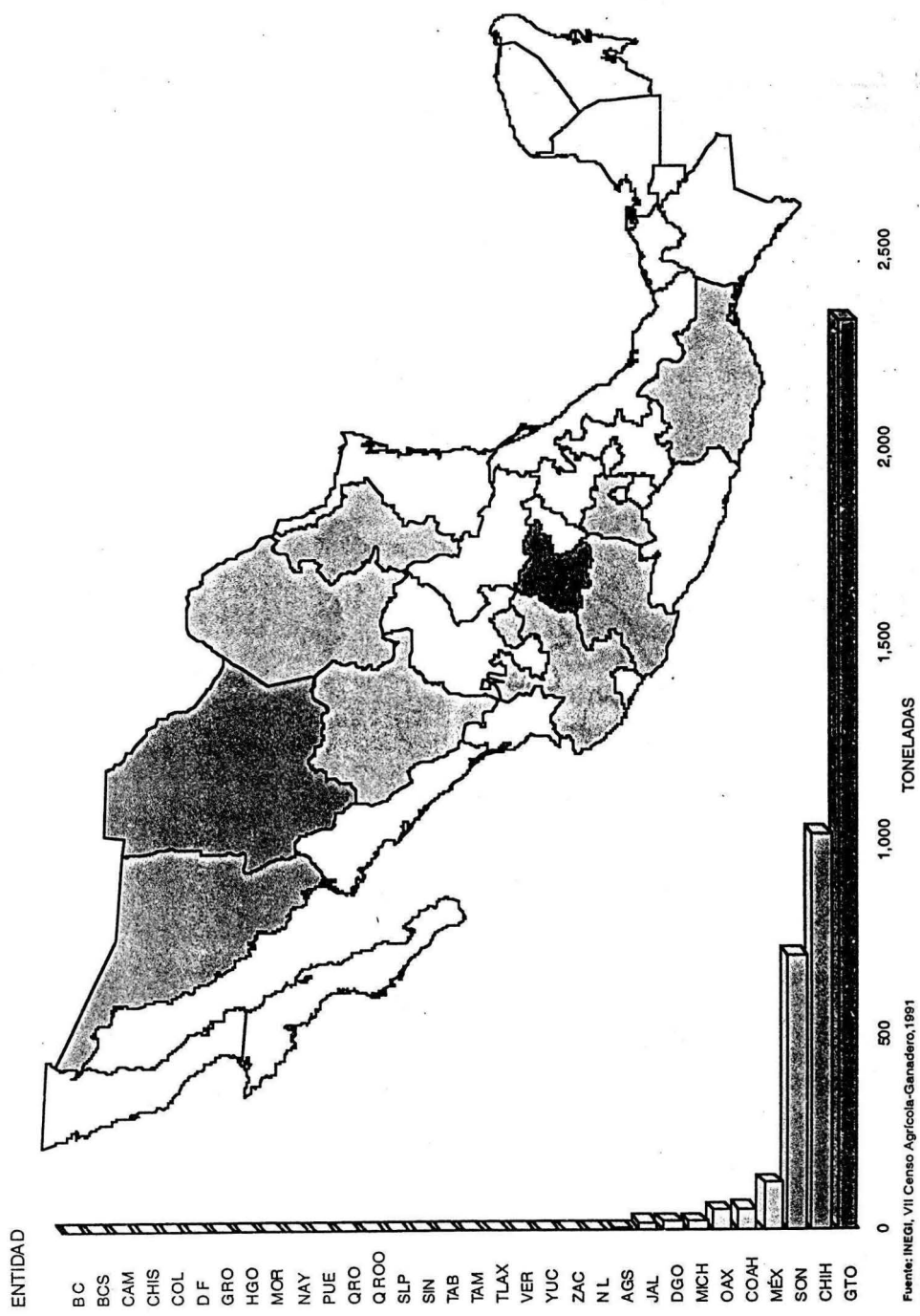
ENTIDAD



Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991

HECTÁREAS

# PRODUCCIÓN DE TRIGO FORRAJERO EN EL AÑO AGRÍCOLA 1990-1991 POR ENTIDAD FEDERATIVA



Fuente: INEGI, VII Censo Agrícola-Ganadero, 1991