

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Evaluación del Efecto Herbicida de Extractos de *Chloris gayana* Kunth y Aceite de Coco, Sobre Semillas y Plántulas de Trigo *Triticum aestivum* L. y Frijol *Phaseolus vulgaris* L. como Plantas Indicadoras

Por:

MICAELA MELGAR RODRÍGUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila México

Marzo, 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Evaluación del Efecto Herbicida de Extractos de *Chloris gayana* Kunth y Aceite de Coco, Sobre Semillas y Plántulas de Trigo *Triticum aestivum* L. y Frijol *Phaseolus vulgaris* L. como Plantas Indicadoras

Por:

MICAELA MELGAR RODRÍGUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

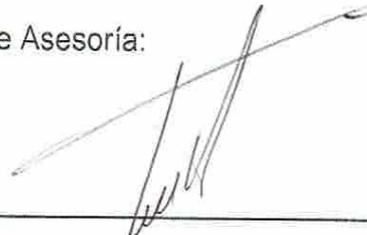
INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dra. Ma. Elizabeth Galindo Cepeda

Asesor Principal Interno



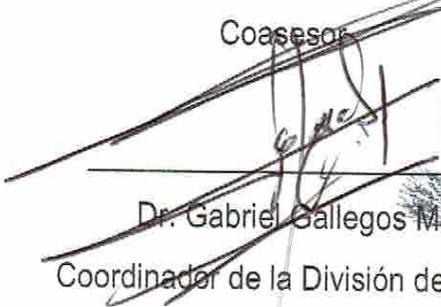
Dr. Fulgencio Martín Tucuch Cauich

Asesor Principal Externo



Ing. Gerardo Rodríguez Galindo

Coasesor



Dr. Gabriel Gallegos Morales

Coordinador de la División de Agronomía

Coordinación
División de Agronomía



Saltillo, Coahuila México

Marzo, 2018

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la vida y la salud que tengo, por ser mi guía a lo largo de mi carrera, y mi fortaleza en los momentos de debilidad.

A toda mi familia y las personas que me impulsaron a culminar esta etapa y obtener una meta más en mi vida.

A mi asesor de tesis el Dr. Fulgencio Martín Tucuch Cauich, por su apoyo y dedicación durante este proceso y poder culminar con este trabajo.

A la Dra. Ma Elizabeth Galindo Cepeda por todo el apoyo que me ha brindado en culminar este proceso para mi formación profesional.

Al Ing. Gerardo Rodríguez Galindo por el apoyo que me ha brindado durante esta etapa.

Mis agradecimientos también para el compañero Cesar Enrique Gastelum Amador por todo el apoyo, la comprensión, paciencia y dedicación que me brindó durante el proceso de este trabajo.

A la Empresa GreenCorp Biorganiks de México S.A. de C.V., por todo el apoyo, confianza y el material brindado para llevar a cabo este trabajo dentro de sus instalaciones.

A MI ALMA MATER por abrirme sus puertas y permitir realizar mis estudios desarrollándome como profesionista.

A todos mis profesores de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por su paciencia y dedicación también por haber compartido conmigo sus conocimientos y ser parte de mi formación profesional.

A ti por tu apoyo y motivación para culminar esta etapa sin condición alguna, simplemente gracias por formar parte de mi vida Ramiro Gómez Ayala.

Agradezco también a las personas que a desconocidos pasaron a ser mis amigos, gracias por su gran amistad y por los momentos compartidos.

Mis más sinceros agradecimientos para todos ustedes, Dios los bendiga.

DEDICATORIA

A mis padres Gabriel Melgar López y Elia Rodríguez López por el apoyo y ejemplo que en cada segundo de mi vida me han brindado, por sus cuidados, amor y comprensión, por sus sabios consejos que me orientaron hacia el camino recto de la vida y me impulsaron a culminar una etapa más de mi vida. A mis hermanos por ser parte importante de mi vida, por llenar mis días de alegrías, amor y motivación por seguir adelante y superarme profesionalmente, especialmente dedico y agradezco a mi hermano Eduardo Melgar Rodríguez por el apoyo moral y económico que me ha brindado en transcurso de mi formación, y aunque cada uno de ellos no estén presentes físicamente conmigo están presentes en mi corazón.

Gracias a ustedes por apoyarme en todo momento y porque creyeron en mí aun cuando nadie más lo hizo, sobre todo por enseñarme que no existe lo imposible cuando se quiere.

La aventura de la vida es aprender.

El objetivo de la vida es crecer.

La naturaleza de la vida es cambiar.

El desafío de la vida es superarse.

La esencia de la vida es cuidar.

El secreto de la vida es atreverse.

La belleza de la vida es dar.

La alegría de la vida es amar.

WILLIAM WARD.

RESUMEN

Los herbicidas químicos son productos que se utilizan para inhibir o evitar el desarrollo de las malas hierbas, sin embargo, debido al largo uso estos productos ha causado grandes contaminaciones y resistencia sobre las malas hierbas.

Las plantas poseen propiedades alelopáticas que asemejan la acción de los químicos usados para el control de maleza. Tomando en cuenta que esta es una fuente de control orgánico, por lo tanto, no ocasiona daños al medio ambiente ni a la salud humana. En este trabajo se ha planteado evaluar la actividad de algunos extractos vegetales y un aceite esencial sobre plantas monocotiledónea y dicotiledónea.

El presente trabajo se realizó en la ciudad de Saltillo, Coahuila de Zaragoza México, en el laboratorio de investigación de la empresa GreenCorp Biorganiks de México, S.A. de C.V. Se evaluaron cinco extractos orgánicos, en cuatro concentraciones (1%, 5%, 10% y 20%), más los testigos químico y absoluto, y en invernadero se evaluaron siete tratamientos orgánicos más los testigos químico y absoluto. El trabajo se estableció en un diseño completamente al azar con tres repeticiones.

Los tratamientos evaluados, excepto el testigo absoluto se diluyeron en 125 mililitros de agua destilada dentro de matraces de 250 mL, utilizando como medio de cultivo agar bacteriológico siete gr por un litro de agua, fueron vaciados en cajas de Petri, posteriormente se realizaron siembras de ocho semillas de frijol y diez semillas de trigo en cada caja asignada. La finalidad de esta práctica fue evaluar el porcentaje de germinación, el peso de hipocótilo y de radícula.

Se realizaron evaluaciones de aplicación postemergente de siete tratamientos orgánicos más los testigos químico y absoluto. Los tratamientos se aplicaron en las plantas indicadoras cuando contaban con una altura de mínima 15 cm, con la finalidad de medir la fitotoxicidad a los siete y 13 días. Las variables medidas fueron no. de semillas germinadas, altura de planta, peso de hipocótilo y peso de radícula al final de cada ensayo.

Los resultados mostraron que uno de los extractos utilizados inhibió la germinación de semillas; también se observó alta fitotoxicidad en las plantas indicadoras, obteniendo diferencias significativas entre los tratamientos.

Palabras clave: Agricultura orgánica, extractos vegetales, Alelopatía, *Triticum aestivum* L., *Phaseolus vulgaris* L.

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA.....	ii
RESUMEN	iv
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xv
INTRODUCCIÓN	1
Justificación	2
Objetivo.....	2
Hipótesis	2
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Concepto de Maleza	3
Características de la Maleza	3
Importancia de la Maleza	5
Biología de la Maleza.....	6
Tipos de Reproducción	6
La reproducción sexual.....	6
La reproducción asexual o vegetativa natural.....	7
Clasificación de la Maleza.....	7
Por su ciclo de vida.....	7
Por su Hábitat.....	7
Por los requerimientos	8
Control de Maleza	8
Métodos de Control de Malezas	9
Control químico.....	9
Control biológico	9
Control mecánico.....	9

Métodos preventivos.....	10
Control físico.....	10
Concepto de Herbicidas.....	10
El uso de los Herbicidas en la Agricultura.....	10
Método de Uso de los Herbicidas.....	11
Clasificación de los Herbicidas.....	11
Según su época de aplicación.....	11
Por sitio de aplicación.....	12
Por su selectividad.....	12
Por su tipo de acción.....	12
Herbicidas pre-emergentes.....	13
Herbicidas post-emergentes.....	13
Factores que Afectan la Actividad de un Herbicida.....	13
Agricultura Orgánica.....	13
Importancia de la Agricultura Orgánica.....	14
Herbicidas Orgánicos.....	15
Concepto de Alelopatía.....	15
Beneficios de la Alelopatía.....	16
Competencia y Alelopatía.....	16
Compuestos Alelopáticos que Median en la Invasión de las Especies.....	16
Inducción de Compuestos Aleloquímicos por Estrés Ambiental.....	17
Vías de Liberación de los Compuestos Alelopáticos.....	18
Volatilización.....	18
Exudación.....	18
Descomposición.....	18
Lixiviación.....	18
Extractos Vegetales.....	19

Aceite Esencial	20
Origen y Dispersión de <i>Cocos nucifera</i> L.....	21
Ecología	21
Aceite de Coco.....	21
Propiedades Químicas.....	22
Propiedades Antimicrobianas	22
<i>Chloris gayana</i>	22
Clasificación Taxonómica	23
Descripción Botánica	23
Composición Química.....	24
Distribución en México	24
MATERIALES Y METODOS	25
Localización del Sitio Experimental.....	25
Materiales Utilizados.....	25
Ensayos en Laboratorio	26
Plantas indicadoras	26
Metodología de análisis	26
Metodología de Establecimiento	27
Efecto de los extractos vegetales y aceite esencial <i>in vitro</i>	27
Parámetros evaluados.....	27
Ensayos en Invernadero	28
Plantas indicadoras	28
Efecto de los extractos vegetales y aceite esencial en invernadero.	28
Aplicación postemergente.....	28
Parámetros evaluados.....	29
Metodología de análisis	29
Aplicación preemergente	29

Parámetros evaluados	30
Metodología de análisis	30
RESULTADOS	31
Resultados de laboratorio	31
Evaluación del Efecto de los Extractos sobre Semillas de Frijol	31
Porcentaje de germinación.	31
Peso fresco de hipocótilo	33
Peso fresco de radícula	34
Evaluación del Efecto de los Extractos sobre Semillas de Trigo.....	35
Porcentaje de germinación	35
Peso fresco de hipocótilo	37
Peso fresco de radícula	38
Resultados de Invernadero	39
Evaluación preemergente de Extractos sobre Frijol.....	39
Porcentaje de germinación	39
Altura de la planta	41
Peso fresco de hipocótilo	43
Peso fresco de radícula	44
Evaluación Postemergente de Extractos sobre Frijol.....	44
Nivel de daño en frijol	44
Peso fresco de hipocótilo	45
Peso fresco de radícula	46
Evaluación Preemergente de Extractos sobre Trigo.....	47
Porcentaje de germinación	47
Altura de la planta	49
Peso fresco de hipocótilo	50
Peso fresco de radícula	51

Evaluación Postemergente de Extractos sobre Trigo.	52
Nivel de daño en trigo	52
Peso fresco de hipocótilo	53
Peso fresco de radícula	53
DISCUSIÓN	55
CONCLUSIONES.....	57
BIBLIOGRAFÍA	58
APÉNDICE	67
Resultados de Laboratorio	67
Resultados de Invernadero	70

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Especies de malezas más importantes del mundo y su forma de crecimiento.....	4
Cuadro 2. Composición química de <i>Chloris gayana</i> en su base seca.....	24
Cuadro 3. Tratamientos evaluados en laboratorio.....	26
Cuadro 4. Tratamientos evaluados en invernadero por aplicaciones preemergente y postemergente.	28
Cuadro 5. Escala de EWRS utilizada como nivel de fitotoxicidad sobre las plantas indicadoras.	29
Cuadro 6. Porcentaje de germinación sobre semillas de frijol a las 48 horas.	31
Cuadro 7. Porcentaje de germinación sobre semillas de frijol a las 96 horas.	32
Cuadro 8. Porcentaje de germinación sobre semillas de frijol a las 144 horas.	33
Cuadro 9. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de frijol.....	34
Cuadro 10. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de frijol.....	34
Cuadro 11. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo a las 48 horas.	35
Cuadro 12. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo a las 96 horas.	36
Cuadro 13. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo a las 144 horas.	37
Cuadro 14. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de trigo.	37
Cuadro 15. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de trigo.	38
Cuadro 16. Porcentaje de germinación preemergente sobre semillas de frijol a los cuatro días.....	39
Cuadro 17. Porcentaje de germinación preemergente sobre semillas de frijol a los ocho días.	40
Cuadro 18. Porcentaje de germinación preemergente sobre semillas de frijol a los 12 días.....	41

Cuadro 19. Altura de planta de frijol preemergente a los siete días.	42
Cuadro 20. Altura de planta de frijol preemergente a los 14 días.	43
Cuadro 21. Análisis de varianza del peso fresco de hipocotilo en plántulas de frijol preemergente.	43
Cuadro 22. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de frijol preemergente.	44
Cuadro 23. Nivel de daño en plantas de frijol postemergente a los 13 días.	45
Cuadro 24. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de frijol postemergente.	46
Cuadro 25. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de frijol postemergente.	46
Cuadro 26. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo preemergente a los cuatro días.	47
Cuadro 27. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo preemergente a los ocho días.	48
Cuadro 28. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo preemergente a los 12 días.	49
Cuadro 29. Altura de la planta de trigo preemergente a los siete días.	49
Cuadro 30. Altura de la planta de trigo preemergente a los 14 días.	50
Cuadro 31. Análisis de varianza del peso fresco de hipocotilo en plántulas de trigo preemergente.	51
Cuadro 32. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de trigo preemergente.	52
Cuadro 33. Nivel de daño en plantas de trigo postemergente a los 13 días.	52
Cuadro 34. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de trigo postemergente.	53
Cuadro 35. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de trigo postemergente.	54
Cuadro 36. Porcentaje de germinación evaluada por cinco tratamientos orgánicos sobre semillas de frijol mediante una prueba de ji cuadrada.	67
Cuadro 37. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos aplicados sobre semillas de frijol mediante un análisis de varianza.	67
Cuadro 38. Peso fresco de radícula por tratamientos aplicados sobre semillas de frijol mediante un análisis de varianza.	68

Cuadro 39. Porcentaje de germinación evaluada por cinco tratamientos orgánicos sobre semillas de trigo mediante una prueba de ji cuadrada.	68
Cuadro 40. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos aplicados sobre trigo por medio de un análisis de varianza.	69
Cuadro 41. Peso fresco de radícula evaluada por tratamientos sobre semillas de trigo por un análisis de varianza.	69
Cuadro 42. Porcentaje de germinación por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol una prueba de ji cuadrada.	70
Cuadro 43. Altura de planta a los siete días por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol de acuerdo un análisis de varianza.	70
Cuadro 44. Altura de planta a los 14 días por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol.	71
Cuadro 45. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol mediante un análisis de varianza.	71
Cuadro 46. Peso fresco de radícula por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol mediante un análisis de varianza.	72
Cuadro 47. Nivel de daño en plantas de frijol por tratamientos de aplicación postemergente a los 13 días, mediante un análisis de varianza.	72
Cuadro 48. Peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos de aplicación postemergente evaluados mediante un análisis de varianza.	73
Cuadro 49. Peso fresco de radícula en frijol por tratamientos de aplicación postemergente mediante un análisis de varianza.	73
Cuadro 50. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo por tratamientos de aplicación preemergente mediante una prueba de ji cuadrada.	74
Cuadro 51. Altura de planta a los siete días por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	74
Cuadro 52. Altura de planta a los 14 días por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	75
Cuadro 53. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	75
Cuadro 54. Peso fresco de radícula por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	76
Cuadro 55. Nivel de daño sobre plantas de trigo a los 13 días por tratamientos de aplicación postemergente, mediante un análisis de varianza.	76

Cuadro 56. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación postemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	77
Cuadro 57. Peso fresco de radícula por taratamientos de aplicación postemergente sobre trigo por medio de un análisis de varianza.	77

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Importancia de la maleza dentro de los cultivos de producción.	5
Figura 2. Inducción de los compuestos de sustancias aleloquímicos por un estrés ambiental.	17
Figura 3. Vías que utilizan los compuestos aleloquímicos para ser liberados en el medio ambiente.	19
Figura 4. Porcentaje de germinación a las 48 horas por tratamientos aplicados en semillas de frijol como planta indicadora.	31
Figura 5. Porcentaje de germinación a las 96 horas por tratamientos aplicados en semillas de frijol como planta indicadora.	32
Figura 6. Porcentaje de germinación por tratamientos de semillas de frijol como planta indicadora a las 144 horas.	33
Figura 7. Peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos aplicados sobre frijol como plantas indicadoras.	34
Figura 8. Peso fresco de radícula por tratamientos aplicados sobre frijol como planta indicadora.	34
Figura 9. Porcentaje de germinación a las 48 horas por tratamientos aplicados sobre semillas de trigo como planta indicadora.	35
Figura 10. Porcentaje de germinación a las 96 horas por tratamientos aplicados en semillas de trigo como planta indicadora.	36
Figura 11. Porcentaje de germinación a las 144 horas por tratamientos aplicados en semillas de trigo como planta indicadora.	37
Figura 12. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos aplicados sobre semillas de trigo como planta indicadora.	37
Figura 13. Peso fresco de radícula por tratamientos aplicados sobre trigo utilizada como planta indicadora.	38
Figura 14. Porcentaje de germinación a los cuatro días después de la aplicación preemergente sobre semillas de frijol.	39
Figura 15. Porcentaje de germinación a los ocho días después de la aplicación de tratamientos preemergente sobre semillas de frijol como plantas indicadoras.	40
Figura 16. Porcentaje de germinación a los 12 días por tratamientos con aplicación preemergente sobre semillas de frijol como planta indicadora.	41

Figura 17. Altura de planta por tratamientos de aplicación preemergente a las a los siete días en plantas de frijol.	42
Figura 18. Altura de la planta de frijol por tratamientos de aplicación preemergente a los 14 días.	43
Figura 19. Peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos de aplicación preemergente.	43
Figura 20. Peso fresco de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en frijol como planta indicadora.	44
Figura 21. Nivel de daño observado a los 13 días en plantas de frijol mediante la escala de EWRS, por tratamientos después de la aplicación postemergente.	45
Figura 22. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación postemergente sobre frijol como planta indicadora.	46
Figura 23. Peso fresco de radícula por tratamientos postemergentes aplicados sobre frijol como planta indicadora.	46
Figura 24. Porcentaje de germinación por tratamientos de aplicación preemergente sobre semillas de trigo a los cuatro días.	47
Figura 25. Porcentaje de germinación de semillas de trigo por tratamientos a los ocho días después de la aplicación preemergente.	48
Figura 26. Porcentaje de germinación a los 12 días por tratamientos después de la aplicación preemergente sobre trigo como planta indicadora.	49
Figura 27. Altura de planta por tratamientos de aplicación preemergentes sobre semillas de trigo a los siete días.	49
Figura 28. Altura de la planta de trigo por tratamientos a los 14 días después de la aplicación preemergente.	50
Figura 29. Peso fresco de hipocótilo de trigo por tratamientos de aplicación preemergente.	51
Figura 30. Peso fresco de radícula de trigo por tratamientos de aplicación preemergente.	52
Figura 31. Nivel de daño en trigo a los 13 días mediante la escala de EWRS después de la aplicación postemergente.	52
Figura 32. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación postemergentes sobre trigo.	53

Figura 33. Peso fresco de radícula de trigo por tratamientos de aplicación postemergente. 54

INTRODUCCIÓN

La agricultura es un arte o actividad que se realiza para cultivar la tierra y obtener a través de ella una producción de cultivos, siendo esta una de las actividades más importantes para la humanidad.

Desde la aparición de la agricultura, el hombre ha intentado con los medios disponibles, mejorar el rendimiento de su actividad agrícola (Laborde, 2008). La maleza son plantas que crecen fuera de lugar o bien plantas indeseables ya que estas interfieren a los intereses del hombre. En la actualidad el desarrollo de las malas hierbas en los terrenos productivos ha sido un gran problema para el agricultor, ya que con su existencia afecta los rendimientos de la producción de los cultivos. El control de maleza es uno de los principales problemas dentro de la producción, dado en que los productores acuden a la primera fuente de dicho control, siendo el uso de herbicidas químicos; sin embargo presentan una gran preocupación por sus efectos no muy deseables, ya que a través de su uso ha provocado una gran contaminación tanto al suelo, al medio ambiente y como a la salud humana.

La maleza siendo un gran problema para el hombre se deberá controlar, de lo contrario estas malas hierbas aprovechan los recursos del suelo como son: los fertilizantes, la luz y el riego que los agricultores proporcionan a sus cultivos dando como resultado el favorable desarrollo de la maleza, estas plantas invaden el terreno de siembra con mayor facilidad que los cultivos deseados volviéndose así una competencia para ellos, por consecuente darán grandes dificultades a las labores de los agricultores.

El uso de productos químicos hoy en día es un gran problema, son tóxicas y dañinas para las personas que los usan en exceso, sin alguna capacitación para su uso, por ello se ha impulsado el desarrollo de herbicidas naturales a base de extractos vegetales y aceites esenciales ya que son una alternativa para reducir el uso de productos químicos en el combate de las malas hierbas, pues son productos no tóxicos para el ser humano ni para la fauna benéfica, por lo tanto, no son contaminantes a diferencia de los herbicidas químicos o sintéticos que reducen la biodiversidad.

Para ello durante este experimento se utilizarán algunos extractos provenientes de las partes radicales y aéreas de (*Chloris gayana*) así como un aceite esencial (aceite de coco) con la finalidad de obtener como resultado el control de maleza libre de contaminaciones para nuestro medio ambiente.

Justificación

El motivo de este trabajo es buscar nuevas alternativas para el control de maleza, realizando pruebas de productos derivados de extractos orgánicos, con el fin de reducir el uso de herbicidas químicos.

Objetivo

Evaluar la efectividad herbicida de extractos de *Chloris gayana* Kunth y aceite vegetal de coco sobre la germinación y desarrollo de *Triticum aestivum* L. y *Phaseolus vulgaris* L. como una alternativa de herbicida orgánico.

Hipótesis

Al menos uno de los extractos vegetales mostrará efectos de inhibición y desarrollo inicial en las plantas indicadoras.

REVISIÓN DE LITERATURA

Concepto de Maleza

Aquellas plantas que interfieren con la actividad humana en las áreas cultivadas o no cultivadas son consideradas malezas. Las malezas compiten con los cultivos por los nutrientes del suelo, el agua y la luz; hospedan insectos y patógenos dañinos a las plantas de los cultivos y sus exudados de raíces y/o filtraciones de las hojas pueden ser tóxicos para las plantas cultivadas. Las malezas además interfieren con la cosecha del cultivo e incrementan los costos de tales operaciones. Además, en la cosecha, las semillas de las malezas pueden contaminar la producción. Por lo tanto, la presencia de malezas en las áreas de cultivo reduce la eficiencia de los insumos tales como el fertilizante y el agua de riego, fortalecen la densidad de otros organismos y plagas y, finalmente, reducen severamente el rendimiento y calidad del cultivo (Labrada y Parker, 1994).

Se dice entonces, que las malezas son plantas que obstaculizan el normal desarrollo de las cultivadas, así como el uso de los recursos hidráulicos o que de alguna manera afectan negativamente el bienestar del hombre (Medrano, 1999).

De las casi 300.000 especies de plantas ubicadas en la Clase Angiospermae (división Tracheophyta, subdivisión Spermopsida), descritas mundialmente, se sabe que alrededor de unas 30.000 se catalogan como malezas y están comprendidas en su mayoría en las familias: Amaranthaceae, Compositae (Asteraceae), Convolvulaceae, Cruciferae, Cyperaceae, Chenopodiaceae, Euphorbiaceae, Gramineae (Poaceae), Leguminosae (Fabaceae), Malvaceae, Maranthaceae, Polygonaceae, Sterculiaceae y Solanaceae (Mazparrote y Delascio, 1998).

Características de la Maleza

Varias características están relacionadas con el éxito de las malezas (Mortimer, 1994):

- Largo período de latencia.
- Alta capacidad de dispersión de las semillas.

- Alta diversidad genética, a tal punto que se adaptan a un amplio rango de condiciones.
- Alta velocidad de reproducción.
- Reproducción tanto por semillas o por medios vegetativos.
- Crecimiento vigoroso y rápido.
- Habilidad para sobrevivir y reproducirse bajo condiciones medio ambientales hostiles.

Pero el verdadero éxito de las malezas depende de su habilidad para invadir y colonizar o dominar y persistir en un área (Mortimer, 1994).

Cuadro 1. Especies de malezas más importantes del mundo y su forma de crecimiento.

Rango	Especies	Formas de Crecimiento*	
		P	M
1	<i>Cyperus rotundus</i> L.	P	M
2	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers	P	M
3	<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P. Beauv.	A	M
4	<i>Echinochloa colona</i> (L.) Link	A	M
5	<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.	A	M
6	<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers	P	M
7	<i>Imperata cylindrica</i> (L.) Raeuschel	P	M
8	<i>Eichhornia crassipes</i> (Mart.) Solms	P	M Ac.
9	<i>Portulaca oleraceae</i> L.	A	D
10	<i>Chenopodium album</i> L.	A	D
11	<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.	A	M
12	<i>Convolvulus arvensis</i> L.	P	D
13	<i>Avena fatua</i> L. y especies afines	A	M
14	<i>Amaranthus hybridus</i> L.	A	D
15	<i>Amaranthus spinosus</i> L.	A	D
16	<i>Cyperus esculentus</i> L.	P	M
17	<i>Paspalum conjugatum</i> Berg	P	M
18	<i>Rottboellia cochinchinensis</i> (Lour.) W.D. Clayton	A	M

* A = anual; Ac = acuática; D = dicotiledónea; M = monocotiledónea; P = perenne (Holm *et al.*, 1977).

Importancia de la Maleza

En las situaciones agrícolas la maleza, como producto de la alteración de la vegetación natural, son plantas indeseables y posiblemente, constituyen el componente económico más importante del total del complejo de plagas, que también incluye insectos, ácaros, vertebrados, nematodos y patógenos de plantas. Es bien sabido que las malezas compiten con las plantas cultivables por los nutrientes del suelo, agua y luz. Como se muestra en la Figura 1. Estas plantas indeseables sirven de hospederas a insectos y patógenos dañinos a las plantas cultivables. Sus exudados radicales y lixiviados foliares resultan ser tóxicos a las plantas cultivables (Settele y Braun, 1986).



Baja producción



Maleza huésped



Maleza en labores culturales

Figura 1. Importancia de la maleza dentro de los cultivos de producción.

Las pérdidas anuales causadas por las malezas en la agricultura de los países en desarrollo han sido estimadas aproximadamente en 125 millones de toneladas de alimentos, cantidad suficiente para alimentar 250 millones de personas (Grube, 2011).

Las malezas son importantes porque tienen efectos negativos sobre las actividades del ser humano, y por los costos en los que se incurren para mantener las poblaciones a un nivel que no reduzca el rendimiento del cultivo, no interfieran con las actividades de los humanos ni causen repulsión a la vista (Pitty 1997).

Holm *et al.* (1977), citado por Pitty (1997), señala la problemática en los cultivos, a pesar de las plantas conocidas en el mundo (350,000 especies), únicamente el 2.3 % son consideradas como malezas de importancia económica.

Biología de la Maleza

La biología de las malezas trata sobre las cualidades intrínsecas de la planta, abarcando las fases de su desarrollo, tipos de crecimiento, hábito, hábitat, tipo de reproducción, etc., y la influencia que sobre cada uno de estos procesos tiene el ambiente. La herencia y el ambiente son los factores más importantes de la vida. La Herencia determina lo que será un futuro organismo y ésta se logra controlando la forma de vida, potencial de crecimiento, método de reproducción, tiempo de vida y así sucesivamente. El ambiente determina el punto en el cual se desarrolla el proceso de la vida (Klingman y Ashton, 1989).

Tipos de Reproducción

Las malezas pueden reproducirse fundamentalmente mediante dos mecanismos diferentes: sexual y asexual.

La reproducción sexual

Es considerada como el proceso de reproducción más común de las malezas, en donde se producen un gran número de semillas viables (fértiles) dependiendo de la especie, tamaño de la planta y condiciones de crecimiento. Algunas de las malezas que se reproducen sexualmente son: la Pira ó Bledo (*Amaranthus* spp.), Falso Johnson (*Sorghum verticilliflorum*), Corocillo (*Cyperus rotundus*), Diente de León (*Taraxacum officinale*), etc (González *et al.*, 1990; Cárdenas, 1992; Labrada *et al.*, 1996; Mazparrote y Delascio, 1998; Virgüez y González, 1998).

La reproducción asexual o vegetativa natural

Los (rizomas, estolones, tubérculos, bulbos, cormos, entre otros), tanto las malezas perennes herbáceas como las leñosas, poseen un alto grado de capacidad para reproducirse. Algunas de las estructuras que hacen posible este tipo de reproducción son: la presencia de yemas (adventicias, etc.), masa de células meristemáticas, ubicadas en el ápice de las ramas (terminales o distales) y a lo largo del eje caulinar (laterales o axilares) (Labrada *et al.*, 1996).

Clasificación de la Maleza

Las malezas pueden clasificarse de acuerdo con algunos criterios, tales como:

Por su ciclo de vida

Son clasificadas como: a) Anuales: Viven sólo un año, durante el cual producen semillas (su único medio de propagación) y mueren. Ejemplos de éstos lo constituyen el Bledo Espinoso (*Amaranthus spinosus*), Cadillo Bravo (*Cenchrus echinatus*), Cordón de Fraile (*Hyptis capitata*), etc. b) Bianuales (Ciclo de vida de dos años). En el primer año, el crecimiento es netamente vegetativo; en el segundo año florecen, producen semillas y mueren. Un representante de este grupo es la Escoba Amarilla (*Sida aggregata*). c) Perennes: Viven tres años y/o más). Se reproducen por rizomas, estolones, raíces y semillas. Ej.: Palotal ó Estoraque (*Vernonia brasiliiana*), Paja Johnson (*Sorghum halepense*), etc (Vega, 1987; Virgüez y González, 1998).

Por su Hábitat:

a) Terrestres: Deben indicarse las condiciones que le son propicias para su desarrollo (relieve, textura, exigencias en pH, humedad y nutrientes en el suelo). b) Acuáticas: Crecen en sitios con una lámina de agua permanente, dependiendo su persistencia de una humedad alta en el suelo, en alguna etapa de su desarrollo (crecimiento vegetativo). Éstas a su vez pueden clasificarse en: No ancladas (Sumergidas y Flotantes). Ej.: Repollo de Agua (*Pistia stratiotes*), Buchón (*Limnocharis flava*), etc. y Ancladas (Sumergidas, Flotantes y Emergentes). Ej.: El

Lirio de Agua (*Eichornia crassipes*), etc. c) Epífitas: Viven sobre otras plantas, pero no obtienen de ellas sus nutrientes. Ej.: La Tiña (*Tillandsia recurvata*), entre otras. d) Parásitas: Viven sobre o dentro de otras plantas, sustentándose de la planta parasitada y pueden ser parásitas de tallo ó de raíces. Ej.: las diferentes especies de Guate Pajarito (*Phtrusa* spp. y *Phorandendrun* spp.), entre otras (Zambrano, 1979; Virgüez y González, 1998).

Por los requerimientos:

a) Hídricos: Hidrófitas (altos requerimientos de agua), Mesófitas (intermedios requerimientos de agua), Xerófitas (plantas adaptadas a condiciones de sequía o de clima seco) e Higrófitas (plantas que requieren alta humedad atmosférica). b) Lumínicos: Heliófitas (altos requerimientos de luz), Hemiesciófitas (con requerimientos intermedios de luz) y Esciófitas (bajos requerimientos de luz). c) Térmicos: Macrotérmicas (Tierra Caliente, 1000 m.s.n.m, 20°C), Macro-mesotérmicas (Tierra Templada, 1000 – 2000 m.s.n.m, 10 – 20°C), Mesomicrotérmicas (Tierra Fría, 2000 – 3000 m.s.n.m, 5 – 10°C) y Holotérmicas (Termoubicuas) (Virgüez y González, 1998; Rodríguez, 2000).

Control de Maleza

El control de malezas está destinado a reducir la incidencia que tienen las malezas, de forma que no afecte el desarrollo de las plantaciones o cultivos, minimizando los daños a ocasionar, focalizando los recursos disponibles en las especies de interés y no en otras especies circundantes. Los métodos a emplear para poder realizar este control dependen en gran medida del tipo de vegetación a controlar (Ramírez *et al.*, 1992; Richardson, 1993).

El incremento de las labranzas reducidas requiere altos niveles de herbicidas para el control de malezas, razón por la cual es necesario conocer la posible interacción entre herbicidas y patógenos. Los herbicidas pueden afectar a los patógenos directamente, a las plantas hospedantes o la restante microflora del suelo, ya sea estimulándolos o inhibiéndolos en su crecimiento o susceptibilidad (Lanusse, 1987).

La elección de un método de control de la maleza debe ser realizada analizando la relación beneficio-costos. Para esto existen diferentes métodos entre los cuales elegir, ya sean físicos o químicos, la elección de uno de estos métodos o la combinación de ellos se denomina “manejo integrado de la vegetación competidora” (Richardson, 1993).

La práctica del control de maleza está basada principalmente en el concepto de nicho ecológico, es decir, las relaciones tróficas, espaciales, temporales de las especies (FAO, 1996).

Métodos de Control de Malezas

Control químico

Los controles de tipos mecánicos o manuales han sido desplazados por el desarrollo de controladores químicos en los años `70, debido a la mayor rapidez con que estos actúan y el mayor tiempo de efectividad que poseen (Kogan, 1992; Zollinger y Quam, 1997; González, 2002).

La aplicación pre y post plantación de químicos es el principal tratamiento para el manejo de la vegetación competidora, preferibles de usar ante otros tratamientos de control de malezas, debido a que la competencia debe ser combatida a nivel radicular lo cual no es posible con la utilización de otros métodos (Kogan, 1992; Richardson, 1993).

Control biológico

Se lleva a cabo a través del uso de enemigos naturales específicos para el control de especies de malezas (Anderson, 1983).

Control mecánico

Consiste básicamente en la separación de las raíces y el tallo, de manera de provocar la destrucción o maceración de las especies. Este método en algunos casos es indispensable puesto que no existe la posibilidad de utilización de algún otro. Este tipo de control puede ser realizado de forma manual o con maquinaria,

utilizando para ello herramientas como el azadón, el escardillo, aradura entre otros (Kogan, 1992).

Métodos preventivos

Que incluyen los procedimientos de cuarentena para prevenir la entrada de una maleza exótica en el país o en un territorio particular (Labrada, 1992).

Control físico

Arranque manual, escarda con azada, corte con machete u otra herramienta y quema (Labrada, 1992).

Concepto de Herbicidas

Según Caseley (1997), los herbicidas son productos fitosanitarios utilizados para eliminar plantas indeseadas. Algunos actúan interfiriendo con el crecimiento de las malas hierbas y se basan frecuentemente en las hormonas de las plantas.

Se entiende por herbicida toda aquella sustancia que, al entrar en contacto con las plantas, perjudica su metabolismo en tal grado que les ocasiona la muerte o inhiben su crecimiento (Alemán, 1997; García, Fernandez, 1991).

El uso de los Herbicidas en la Agricultura

El empleo de preparados químicos para la destrucción de las malezas aumenta cada vez más. Debido en gran parte a la falta y carestía de la mano de obra y por otro lado al constante progreso de la química orgánica y los descubrimientos de productos nuevos (Alemán, 1997).

Los herbicidas como productos químicos se encuentran expuestos luego de la aplicación a un proceso continuo de degradación, en los que participan diversos factores, entre los que sobresalen el clima y el suelo. Estos procesos de degradación pueden ser lentos o acelerados dependiendo de la distribución del producto en el suelo, la dosis utilizada, y las diversas reacciones químicas y

bioquímicas que se establecen y operan en los diferentes tipos de suelo (Alfaro *et al.*, 2001).

Método de Uso de los Herbicidas

Los herbicidas se pueden aplicar al follaje o al suelo. Los que se aplican al follaje y afectan solamente la parte tratada se describen como herbicidas de contacto, mientras que aquellos que se trasladan fuera del follaje tratado hacia un punto de acción en otro lugar de la planta se denominan herbicidas sistémicos. Los herbicidas de aplicación al suelo que generalmente afectan la germinación de la maleza tienen que persistir por algún tiempo para ser efectivos y se denominan herbicidas residuales. Algunos herbicidas residuales tienen acción de contacto y afectan las raíces y los tallos en la medida en que emergen de la semilla, mientras que otros entran en la raíz y las partes subterráneas de la planta y se traslocan a su punto de acción (Caseley, 1997).

Clasificación de los Herbicidas

Según su época de aplicación

- Pre-siembra
- Pre-siembra incorporado
- Pre-emergente
- Post-emergente

Moya (1990), opina que el estado de desarrollo de las plantas afecta los niveles de absorción de muchos herbicidas, siendo que plantas con hojas más jóvenes absorberán más herbicida aplicado a su aparato foliar. Las hojas jóvenes presentan una cubierta cerosa más delgada y más humectante, además metabólicamente son más activas lo que podría tener efectos sobre los mecanismos de transporte activo. También afirma que plantas favorables de balance hídrico tendrán ritmo de absorción más intenso que las sometidas a estrés hídrico. Las plantas con buen balance hídrico tendrán las cutículas

epidérmicas en mayor grado de hidratación, lo que las hace más permeables a los solutos acuosos y tendrán un ritmo más activo de transporte de solutos, aumentando el gradiente de concentración y por supuesto el proceso de difusión de los solutos.

Por sitio de aplicación

- Al suelo
- Foliar

Por su selectividad

De acuerdo Alstrom (1990), por su selectividad los herbicidas pueden ser clasificados como:

- **Selectivos:** herbicidas que a ciertas dosis, formas y épocas de aplicación eliminan a algunas plantas sin dañar a otras.
- **No selectivos:** aquellos herbicidas que ejercen su toxicidad sobre toda clase de vegetación y deben utilizarse en terrenos sin cultivo.

Por su tipo de acción

De acuerdo Alstrom (1990), por su tipo de acción los herbicidas pueden ser:

- **De contacto:** herbicidas que eliminan sólo los tejidos con los que entran en contacto y tienen un transporte limitado dentro de la planta.
- **Sistémicos:** herbicidas que se aplican al suelo o al follaje y son absorbidos y transportados a toda la planta incluyendo sus raíces y otros órganos subterráneos.

La clasificación de los herbicidas en familias químicas se basa en características químicas afines en los diferentes compuestos usados como herbicidas. En la actualidad existen alrededor de 140 herbicidas como ingrediente activo y más de 300 como herbicidas comerciales disponibles en el mercado. La presentación comercial de un herbicida consiste en el ingrediente activo en un porcentaje conocido en formulaciones sólidas o en gramos por litro en formulaciones líquidas, además de un material inerte o disolvente y en algunas ocasiones coadyuvantes. Es importante conocer el ingrediente activo de un herbicida, ya que

puede presentarse en forma comercial con varios nombres, tal es el caso del 2,4 - D amina que se comercializa con nombres como Hierbamina, Weedar 64, DMA 6M, Formula 48 y otros (Alstrom, 1990).

Herbicidas pre-emergentes

Fuantos (1994), define a los herbicidas preemergente como productos que evitan la germinación de las semillas de malas hierbas, así como su desarrollo.

Herbicidas post-emergentes

Los herbicidas postemergentes Glover (1983), los define como productos químicos aplicados directamente al follaje de las malas hierbas, es un eficiente auxiliar para controlar aquellas malezas que han logrado escapar al control mecánico y control químico pre emergente.

Factores que Afectan la Actividad de un Herbicida

De acuerdo a Pitty (1997), los herbicidas aplicados al suelo deben estar activos en una concentración suficiente para proporcionar un adecuado control de malezas debido a que ocurren una gran cantidad de reacciones los cuales afectan la vida útil del herbicida. Entre estos factores esta la textura de suelo, humedad del suelo y otras condiciones climáticas. Suelos con una baja de capacidad buffer como por ejemplo con altos contenidos de arena o bajos contenidos de materia orgánica, son especialmente propensos a mostrar niveles tóxicos de los herbicidas.

Agricultura Orgánica

Es un sistema holístico de producción que promueve y mejora la salud del agroecosistema, incluyendo la biodiversidad, los ciclos biológicos y la actividad biológica del suelo, prefiriendo el uso de prácticas de manejo dentro de la finca, tomando en cuenta que condiciones regionales requieren de sistemas adaptados a las condiciones locales. Esto se logra utilizando en lo posible métodos

culturales, biológicos y mecánicos en oposición a materiales sintéticos para satisfacer cualquier función específica dentro del sistema (Codex, 1999).

Según la FAO (2003), la agricultura orgánica es un sistema de producción que trata de utilizar al máximo los recursos de la finca, dándole énfasis a la fertilidad del suelo y la actividad biológica y al mismo tiempo, a 16 minimizar el uso de los recursos no renovables y no utilizar fertilizantes y plaguicidas sintéticos para proteger el medio ambiente y la salud humana. La agricultura orgánica involucra mucho más que no usar agroquímicos. La producción orgánica no solo se ocupa del producto sino también de todo el sistema que se usa para producir y entregar el producto al consumidor final.

Importancia de la Agricultura Orgánica

- 1.- Fomentan y retienen la mano de obra rural ofreciendo una fuente de empleo permanente.
- 2.- Eliminan el uso y dependencia de plaguicidas, fertilizantes, funguicidas y otros productos sintéticos cuyos residuos contaminan las cosechas, el suelo y el agua.
- 3.- Favorecen la salud de los agricultores, los consumidores y el entorno natural, al eliminar los riesgos asociados con el uso de agroquímicos artificiales y bioacumulables.
- 4.- Dan importancia preponderante al conocimiento y manejo de los equilibrios naturales encaminados a mantener los cultivos sanos, trabajando con las causas por medio de la prevención y no con los síntomas.
- 5.- Entienden y respetan las leyes de la ecología, trabajando con la naturaleza.
- 6.- Protegen el uso de los recursos renovables y disminuyen el uso de los no renovables.
- 7.- Reducen la lixiviación de los elementos minerales e incrementan la materia orgánica en el suelo.
- 8.- Trabajan con tecnologías apropiadas aprovechando los recursos. (SAGARPA, 2013).

Herbicidas Orgánicos

La agricultura orgánica no permite el uso de pesticidas sintéticos, incluyendo herbicidas. El manejo de malezas en la agricultura ecológica practica es muy problemática, aunque la mayoría de los métodos se basan en el cultivo del suelo, desmalezado manual, control biológico, coberturas orgánicas, e irónicamente cubierta de plástico (sintética) y el uso de algunos productos naturales permite a diferencia de los herbicidas sintéticos, los herbicidas naturales disponibles tienen poca o ninguna selectividad y deben aplicarse en cantidades relativamente grandes (Dayan *et al.*, 2009).

Herbicidas específicos de base natural incluyen el ácido acético, ácido cítrico, el aceite de cítricos, y aceite de clavo (eugenol). Estos materiales son de postemergencia, no selectivo, herbicidas de contacto que trabajan de diversas maneras, pero básicamente alteran las membranas celulares causando que las plantas des sequen. Funcionan mejor en las plantas jóvenes y tienen múltiples aplicaciones, suelen ser necesarios para controlar malezas perennes o preemergentes (Dayan *et al.*, 2009).

Concepto de Alelopatía

La alelopatía es la lucha bioquímica de las plantas para sobrevivir en su propio ambiente. Su efecto se basa en la interferencia que puede ejercer una especie sobre otra a partir de la planta viva o de sus residuos. Las toxinas alelopáticas pueden influir ejerciendo un efecto inhibitorio, estimulante e incluso autotóxico (Bowen, 1991; Dilday, 1994).

Camero (1992) señala que diversos autores consideran la alelopatía como un fenómeno de excreción, es decir, exudados de sustancias con efecto inhibitorio, estimulante e incluso autotóxico que provienen del follaje o partes subterráneas de otras plantas ya sean vivas, muertas o en descomposición. (Borges *et al.*, 1994).

El término alelopatía se refiere a los efectos detrimentales de una especie de planta superior o donante sobre la germinación, crecimiento y desarrollo de otra

especie de planta receptora. Sin embargo, algunos investigadores incluyen efectos estimulantes bajo condiciones alelopáticas, asemejándolos al caso de algunos herbicidas en bajas concentraciones, que activan el crecimiento por efectos hormonales aun cuando continúan siendo clasificados como herbicidas (Chiapusio *et al.*, 2004).

Beneficios de la Alelopatía

Zarate *et al.* (2006) mencionan que son compuestos orgánicos naturales, mejor conocidos como aleloquímicos, los beneficios en el proceso de producción son muchos, ya que son biodegradables, son persistentes en el suelo, no causan daños en los mantos acuíferos, y sobre todo no son perjudiciales al hombre; así mismo Zamorano (2006) menciona que brinda una de las ventajas más importantes de los compuestos aleloquímicos el desarrollo de pesticidas naturales que son fácilmente biodegradables y muchos de ellos son seguros y limpios desde el punto de vista ambiental.

Competencia y Alelopatía

Pitty (1997) menciona que existe una gran diferencia entre competencia y alelopatía, en el caso de alelopatía un compuesto químico es añadido al ambiente; contrario a la alelopatía, la competencia reduce o remueve un compuesto o factor esencial para el crecimiento de las plantas. Se dice que existe competencia entre dos plantas, cuando ambas requieren del mismo factor de crecimiento y el ambiente no puede suplir las necesidades de las dos al mismo tiempo.

Compuestos Alelopáticos que Median en la Invasión de las Especies

La mayoría de los compuestos liberados por las plantas son considerados metabolitos secundarios producidos como resultado de las rutas metabólicas primarias (Hadacek, 2002).

Dependiendo de su acción fitotóxica, su concentración bioactiva y su persistencia y destino en el entorno en que son liberados, pueden actuar como compuestos alelopáticos (Inderjit y Duke, 2003).

Inducción de Compuestos Aleloquímicos por Estrés Ambiental

Es un hecho conocido que sustancias alelopáticas son inducidas por estreses ambientales hasta hace poco tiempo muchos estudios verificaron los mecanismos de un sistema de autodefensa, incluyendo la alelopatía en las plantas, especialmente referida al metabolismo de fenilpropanoides e isoterpenoides. Como se muestra en la Figura 2. Las plantas responden al estrés ambiental por medio de una variedad de reacciones bioquímicas que pueden proporcionar protección contra los agentes causantes. El incremento de compuestos fenólicos y terpenoides alelopáticos bajo condiciones de estreses ambientales ha sido bien documentado. Por ejemplo, un fortalecimiento de la luz UV-B induce la acumulación de fenilpropanoides y flavonoides en diferentes especies tales como frijoles, perejil, papa, tomate, maíz, centeno, cebada y arroz (FAO, 2004).

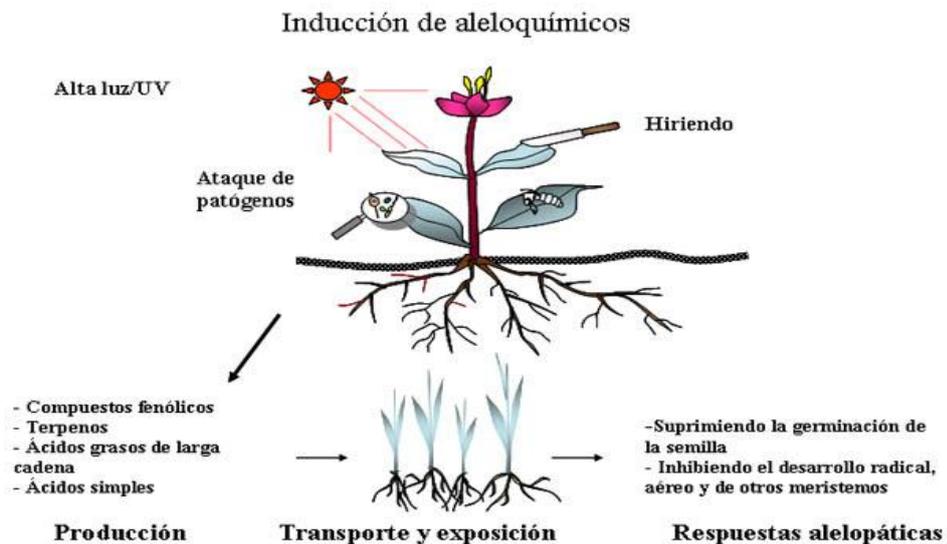


Figura 2. Inducción de los compuestos de sustancias aleloquímicos por un estrés ambiental.

Vías de Liberación de los Compuestos Alelopáticos

Aldrich (1984) reporta que los aleloquímicos que se sintetizan y acumulan en hojas, tallos, raíces, flores y frutos pueden ser liberados a través de cuatro vías, como se muestra en la Figura 3.

Volatilización hacia la atmósfera, donde los compuestos pueden ser adsorbidos por plantas vecinas por medio del vapor de agua y la condensación del rocío o también pueden alcanzar el suelo y ser absorbidas por las raíces.

Exudación de las raíces hacia el ambiente edáfico.

Descomposición de los órganos caídos de las plantas.

Lixiviación por lluvia, rocío o riego, provocando la liberación y transporte de compuestos de los órganos aéreos hacia el suelo o directamente hacia las plantas circundantes o también desde los residuos vegetales depositados sobre el suelo hacia el ambiente radical.

En los agroecosistemas, los residuos de las plantas alelopáticas pueden permanecer en la superficie del suelo (Sodaeizadeh *et al.*, 2010) o ser incorporados en la matriz de este a través de los sistemas de labranzas (Weston, 1996). Así, los aleloquímicos presentes en el suelo dependerán, por un lado, de la disponibilidad estática (i.e. disponibilidad existente en el suelo) y por otro, de su dinámica (i.e. tasa de liberación, de degradación o pérdida) (Williamson y Weidenhamer, 1990).

Se denominan exudados radiculares todas las sustancias orgánicas, solubles e insolubles, liberadas al suelo por las raíces sanas o heridas. La exudación radicular presenta un interés particular para los fenómenos alelopáticos porque se trata de una vía de liberación directa de toxinas en rizosfera que puede influir sobre la composición de la población microbiana (Woods, 1960).

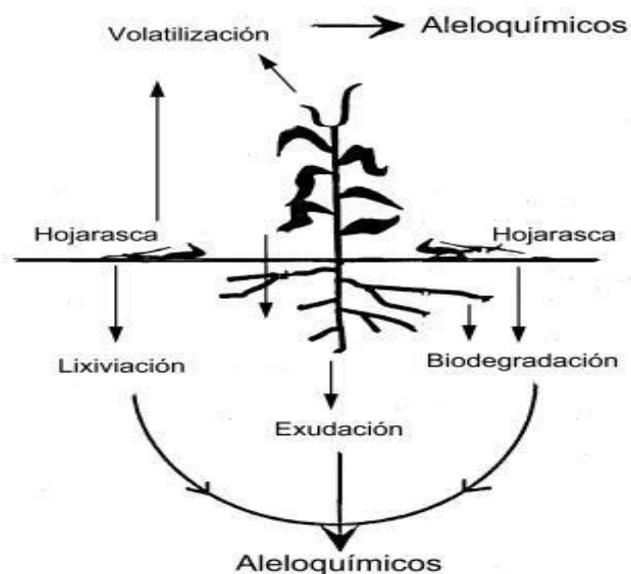


Figura 3. Vías que utilizan los compuestos aleloquímicos para ser liberados en el medio ambiente.

Extractos Vegetales

Antes de que el hombre desempeñara un rol activo en la protección de las plantas, estas ya habían demostrado la capacidad de defenderse por sí solas. Se conoce que sintetizan una gran variedad de metabolitos secundarios (alcaloides, esteroides, flavonoides, terpenoides, quinonas, entre otros), los cuales están implicados en los mecanismos de defensa hacia distintos factores de estrés biótico y abiótico (Wilson *et al.*, 1999; Hernández-Lauzardo *et al.*, 2007).

La producción de estos metabolitos secundarios por parte de las plantas está ligada a diferentes vías metabólicas. La cantidad y diversidad de estos es muy variable y depende del tipo de tejido, edad de la planta, hábitat, tipo de suelo, entre otros (Alcalá *et al.*, 2005). Muchos de estos compuestos son producidos y almacenados en tejidos jóvenes, como hojas, flores y semillas (Cruz De Matos, 2000; Costa Mauro *et al.*, 2001).

El reconocimiento de algunas propiedades biológicas de los metabolitos secundarios o productos naturales es conocido desde hace tiempo, lo que ha motivado su amplio uso en diversos campos como la agricultura y medicina. A partir de ellos se han obtenido diversos fármacos, antibióticos, insecticidas y herbicidas (Croteau *et al.*, 2000).

Algunos ejemplos que podemos mencionar son:

1.- Pesticidas empleados en agricultura como la nicotina, la sabadilla (alcaloide veratro), la rotenona y la ryania, son productos extraídos de *Nicotiana tabacum*, *Shoenocaulon officinale*, *Derris elliptica*, *Lonchocarpus utilis* y *Ryania speciosa*, respectivamente (Reigart y Roberts 1999; Buss y Park-Brown 2002).

2.- Compuestos a base de azadiractina y salanina utilizados en agricultura, se obtienen de las semillas del árbol de Nim (*Azadirachta indica*). Planta ampliamente conocida por sus propiedades antimicrobianas e insecticidas (Reigart y Roberts 1999; Buss y Park-Brown 2002).

3.- Los piretros o piretrinas son insecticidas ampliamente utilizados en agricultura. Son sustancias aisladas de las flores de *Chrysanthemum cinerariaefolium*. Los piretroides han sido sintetizados e imitan la acción de las piretrinas (Kurihara *et al.*, 1997; Reigart y Roberts, 1999; Buss y ParkBrown, 2002).

La búsqueda de nuevos compuestos útiles para el control de plagas y enfermedades de importancia económica ha despertado el interés por el estudio de los extractos vegetales. Ferget (1994) propuso la utilización de extractos vegetales para contrarrestar problemas fitosanitarios, aprovechando la presencia de los metabolitos secundarios en estas sustancias. Con esto no pretendía redescubrir tecnologías que hace mucho tiempo se vienen practicando en el manejo de plagas y enfermedades de los cultivos, sino validar esta información y adaptarla para poner en práctica el concepto de desarrollo sostenible, económicamente rentable, ecológicamente viable y socialmente manejable (Ferget, 1994).

Aceite Esencial

Los aceites esenciales son mezclas de sustancias aromáticas obtenidas de plantas, de compleja composición química y contienen principalmente compuestos orgánicos líquidos ligeramente volátiles. Para la formación de los aceites las plantas destinan parte del carbono asimilado a la síntesis de moléculas orgánicas, estos aceites parecen desarrollarse como metabolitos secundarios al

no intervenir en procesos fotosintéticos, respiratorios, asimilación de nutrientes, transporte de solutos, síntesis de proteínas, carbohidratos o lípidos (Méndez, 2000).

Origen y Dispersión de *Cocos nucifera* L.

La palabra coco proviene del portugués “cocu” con referencia al fruto, que sugiere una cara de mono (Mc Currach, 1970). *Cocos nucifera* L. se distribuye en regiones tropicales y subtropicales de África, el Caribe y América del Sur. De esta especie no se conocen individuos silvestres. Su mayor variabilidad se presenta en el sureste asiático y en segundo lugar en el Caribe. Se cree que el cocotero original fue de gran talla y con cocos de gruesa corteza; las plantas de este tipo crecen en forma natural en Filipinas y el noreste de Australia. Las variedades más productivas de porte enano, con frutos posteriormente ser introducidas en América por los españoles hacia 1549 (Harries, 1977).

Ecología

Tiene un buen desarrollo en suelos de aluvión tipo migajón arenoso, con presencia de materia orgánica, aireación, buen drenaje y con un pH entre 5 y 8. La profundidad mínima del suelo para su óptimo desarrollo radicular debe ser de 80 a 100 cm (Del Cañizo, 1991).

Aceite de Coco

El aceite de coco puede ser extraído directamente del endospermo o de la copra. En el primer caso, no tiene prácticamente color y presenta un bajo nivel de acidez (0.1- 0.2%). Cuando se extrae de la copra, adquiere un color marrón- amarillo, y la calidad del aceite estará directamente relacionada con la calidad de la copra. (De Taffin, 1998).

Los componentes de *C. nucifera* tienen algunos efectos biológicos, tales como actividades antihelmínticas, antiinflamatorias, antinociceptivas, antioxidantes, antifúngicas, antimicrobianas y antitumorales.

Propiedades Químicas

El aceite de coco se compone predominantemente de ácidos grasos saturados (94%), con un buen porcentaje (superior al 62%) de los ácidos grasos de cadena media entre ellos. Las propiedades antimicrobianas del ácido láurico y su derivada monolaurina del aceite de coco han demostrado que está presente en alta concentración en aceite de coco, forma monolaurina en el cuerpo del animal y estederivado del ácido láurico puede inhibir el crecimiento de microorganismos patógenos (Kabara, 1984).

El aceite de coco se ha informado como un producto capaz de inhibir la metanogénesis debido a su contenido elevado de ácidos grasos de cadena larga. Su composición media en ácidos grasos es: mirístico (Blas *et al.*, 2003).

Propiedades Antimicrobianas

Los ácidos mencionados convierten en grandes agentes antimicrobianos y anti hongos como monocaprin y monolaurin cuando actuó por ciertas enzimas. Estos derivados protegen nuestro cuerpo, tanto interna como externamente, de condiciones como el pie de atleta, sarpullido, picor, tiña y dermatitis.

Chloris gayana

Chloris gayana Kunth (Gramma Rhodes) es una gramínea perenne nativa de África tropical y subtropical (Bogdan, 1969). Fue cultivada por primera vez en Sud África en 1895 por Cecil Rhodes, de allí su nombre común; posteriormente fue sembrada en otros países alrededor del mundo. Esta especie es de fácil implantación, produce semillas con facilidad y resiste condiciones de sequía y salinidad (Haffar y Alhadrami, 1997). En Argentina, fue introducida inicialmente en Tucumán y actualmente presenta una amplia distribución en el país debido a su gran adaptación tanto a climas subtropicales como climas templados, sean estos semiáridos o subhúmedos (Martín, 2010).

Clasificación Taxonómica

Familia: Poaceae

Subfamilia: Chloridoideae

Tribu: Cynodonteae

Género: *Chloris*

Especie: *gayana* (Soreng *et al.*, 2013).

Descripción Botánica

Descripción botánica Basada en Rzedowski (2001):

Hábito y forma de vida: Hierba perenne estolonífera y amacollada. Esta especie se puede comportar como anual en regiones con inviernos extremadamente fríos o estaciones secas prolongadas (Bogdan, 1969).

Tamaño: Hasta de uno (1.7) m de alto.

Tallo: Glabro, algunas veces ramificado, con los nudos comprimidos.

Hojas: Vainas foliares de 4.5 a 14.5 cm de largo, vilosas o escabrosas en el ápice, las superiores más cortas que los entrenudos, los márgenes sobrepuestos, lígulas membranosas, ciliadas, de 0.4 a 0.6 mm de largo, vilosas en el dorso y a veces en los extremos, láminas aplanadas, escabrosas, hasta de 30 (55) cm de largo por cinco a 10 mm de ancho, generalmente vilosas detrás de la lígula.

Inflorescencia: De 12 a 30 cm de largo, las espigas siete a 22, de 7.5 a 10.5 cm de largo, ascendentes, con la edad divergentes, a veces levemente falcadas (en forma de hoz), distribuidas en un (a veces dos) verticilo con una a varias espigas adicionales por arriba o por abajo.

Espiguilla/Flores: Espiguillas imbricadas y adpresas al raquis, con la flor inferior perfecta y de dos a tres masculinas o estériles, ocasionalmente la segunda perfecta; glumassub-iguales, de uno a tres mm de largo, escabrosas, la segunda generalmente con el ápice aristado, flor fértil filosa en el callo; lema de tres a

cuatro mm de largo, lanceolada, con una arista áspera de dos a seis mm de largo, los bordes membranosos, los nervios laterales con pelos de 1.5 mm de largo cerca de sus extremos, pálea generalmente tan larga como la lema, bidentada y con nervios escabriúsculos (poco ásperos); segunda flor de 2.5 a tres mm de largo, obovada, truncada diagonalmente y escabriúscula, con una arista de uno a dos mm de largo, tercera flor generalmente sin arista y la cuarta, de estar presente, representada solo por la lema.

Raíz: Presenta estolones.

Composición Química

Cuadro 2. Composición química de *Chloris gayana* en su base seca.

Materia seca	(%)
Proteína cruda	5.7
Grasa cruda	1.3
Fibra cruda	31.7
E.L.N.	41.8
Cenizas	8.5

(Davila *et al.*, 2006).

Distribución en México

Se distribuye en áreas tropicales y subtropicales del viejo y nuevo mundo. En México en Aguascalientes, Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Colima, Guanajuato, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Querétaro, San Luis Potosí, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz, Yucatán y Zacatecas. Además, se registra del D.F., Hidalgo, Nayarit, Sonora (Dávila *et al.*, 2006), y de Durango (Herrera, 2001).

MATERIALES Y METODOS

Localización del Sitio Experimental

El presente trabajo llevó a cabo en el laboratorio de malezas y en el invernadero de la empresa GreenCorp Biorganiks S.A. de C.V., ubicado al Norte de la Ciudad de Saltillo.

Materiales Utilizados

- Cajas Petri.
- Vasos de poliestireno.
- Tierra estéril para macetas.
- Extractos orgánicos.
- Medio de cultivo agar bacteriológico.
- Matraces Erlenmeyer.
- Campana de flujo laminar.
- Olla de presión.
- Micropipetas.
- Pipetas.
- Vernier digital.
- Estufa de secado.
- Adherente.
- Semillas de frijol
- Semillas de trigo
- Agua destilada estéril.
- Balanza analítica.
- Balanza granataria.
- Herbicida pendimetalina.
- Hoja de datos.
- Regla de 30 cm.

Ensayos en Laboratorio

Plantas indicadoras

Como plantas indicadoras se utilizaron semillas y plantas de trigo y frijol como especie monocotiledónea y dicotiledónea, a causa de la dificultad en homogenizar la germinación de semillas de maleza.

En laboratorio se establecieron dos experimentos con cada una de las especies indicadoras, en un diseño completamente al azar, distribuidos en tres repeticiones. Como se observa en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Tratamientos evaluados en laboratorio.

N° Trat.	Tratamientos evaluados
1	Extracto acuoso de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> en semillas de Frijol al 1%, 5%, 10% y 20%.
2	Extracto etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> en semillas de Frijol al 1%, 5%, 10% y 20%.
3	Extracto acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i> en semillas de Frijol al 1%, 5%, 10% y 20%.
4	Extracto etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> en semillas de Frijol al 1%, 5%, 10% y 20%.
5	Aceite de coco en semillas de frijol al 1%, 5%, 10% y 20%.
6	Tratamiento químico (Pendimetalin).
7	Tratamiento absoluto.

Metodología de análisis

El porcentaje de germinación *in vitro* se analizó mediante una prueba de ji cuadrada y los pesos de hipocótilo y radícula por medio de un análisis de varianza mediante un diseño completamente al azar.

Metodología de Establecimiento

Efecto de los extractos vegetales y aceite esencial *in vitro*

Se prepararon varios matraces Erlenmeyer de 250 ml, en cada matraz se agregaron 125 mL de agua destilada utilizando siete gramos de agar bacteriológico por litro de agua, se cubrió con un pedazo de aluminio en el orificio de cada matraz, posteriormente se agitaron suavemente hasta disolver muy bien el contenido; previo a ello se llevó a cabo la esterilización dentro de una olla de presión a 15 libras (psi) durante 15 minutos. Transcurrido el tiempo se dejaron enfriar a medio solidificar para posteriormente dentro de una campana de flujo laminar se añadieron las concentraciones de cada extracto, se agitaron suavemente para homogenizar la mezcla, en seguida se vaciaron en cajas Petri y se dejaron solidificar durante 24 h.

Una vez transcurridas las 24 h se realizó la siembra de semillas de frijol y trigo según en las cajas Petri asignadas para cada cultivo. Se colocaron 10 semillas de trigo y ocho semillas de frijol, se sellaron las cajas Petri y con un marcador de aceite se marcaron los tratamientos con sus repeticiones.

Parámetros evaluados

Porcentaje de germinación, peso fresco de hipocótilo y radícula.

A las 48 horas se tomaron datos de la cantidad de semillas germinadas, se llevó este procedimiento hasta las 168 horas la cual comprende siete días.

Transcurrida las 168 horas, se separó la radícula del hipocótilo de cada tratamiento con sus respectivas repeticiones; para finalizar este proceso con la ayuda de una balanza analítica se llevó a cabo el pesado de las radículas e hipocótilos tomando dato de cada una de ellas

Ensayos en Invernadero

Plantas indicadoras

Como plantas indicadoras se utilizaron semillas y plantas de trigo y frijol como especie monocotiledónea y dicotiledónea, a causa de la dificultad en homogenizar la germinación de semillas de maleza.

En el invernadero se establecieron dos experimentos con cada una de las especies indicadoras, en un diseño completamente al azar, distribuidos en tres repeticiones. Como se observa en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Tratamientos evaluados en invernadero por aplicaciones preemergente y postemergente.

N°	Tratamientos evaluados	concentración
1	Extracto etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> .	10%
2	Extracto etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> .	20%
3	Extracto etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> .	10%
4	Extracto etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> .	20%
5	Aceite de coco.	10%
6	Aceite de coco.	20%
7	Extracto etanólico de partes aéreas + extracto etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> +aceite de coco.	10%
8	Testigo químico (Pendimetalin).	
9	Tratamiento absoluto.	

Efecto de los extractos vegetales y aceite esencial en invernadero.

Aplicación postemergente

Se prepararon un total de 54 macetas con vasos de poliestireno, posteriormente se llevó a cabo la siembra de semillas de frijol y trigo; estas macetas se regaron con agua pura de la llave durante 15 días, hasta alcanzar una altura de 15 cm. para realizar la aplicación post emergente.

Parámetros evaluados

Nivel de fitotoxicidad, peso fresco de hipocótilo y radícula.

La posible fitotoxicidad en el cultivo se evaluó a los 13 días después de la aplicación mediante una escala como se muestra en el cuadro 6.

Cuadro 5. Escala de EWRS utilizada como nivel de fitotoxicidad sobre las plantas indicadoras.

Valor	Efecto sobre el cultivo	% Fitotoxicidad
1	Sin efecto	0.0-1.0
2	Síntomas muy ligeros	1.0-3.5
3	Síntomas ligeros	3.5-7.0
4	Síntomas que no se reflejan en el rendimiento	7.0-12.5
5	Daño medio	12.5-20.0
6	Daños elevados	20.0-30.0
7	Daños muy elevados	30.0-50.0
8	Daños severos	50.0-99.0
9	Muerte completa	99.0-100.0

(Fuente: Urzua, 1997).

Metodología de análisis

El nivel de fitotoxicidad, los pesos de hipocótilo y radícula por aplicación postemergente se evaluaron mediante un análisis de varianza con un diseño completamente al azar.

Transcurrida los 13 días (312 horas) de evaluación se retiraron las plantas de las macetas, y con la ayuda de una balanza granataria se llevó a cabo la toma de datos del peso fresco de partes aéreas y radícula de acuerdo con cada tratamiento.

Aplicación preemergente

Se realizó la esterilización de suelo a una temperatura de 10°C durante 20 minutos en una olla de presión.

Se prepararon un total de 54 macetas las cuales se rellenaron con suelo estéril asignando 27 para cada cultivo.

En las 27 macetas asignadas para cada cultivo se colocaron cinco semillas de frijol y ocho semillas de trigo en macetas por separado, después de la siembra se aplicó un riego al suelo a capacidad de campo en cada maceta; posteriormente se realizó la aplicación los tratamientos y los testigos químico y absoluto.

Parámetros evaluados

Porcentaje de germinación, altura de planta, peso fresco de hipocótilo y radícula.

Transcurrida las 336 horas se retiraron las plantas de las macetas y con la ayuda de una balanza granataria se llevó a cabo la toma de datos del peso fresco de partes aéreas y radícula de acuerdo con cada tratamiento.

Metodología de análisis

El porcentaje de germinación se analizó por una prueba de ji cuadrada, la altura de planta, el peso fresco de hipocótilo y radícula fueron evaluados mediante un análisis de varianza con un diseño completamente al azar.

RESULTADOS

Resultados de laboratorio

Evaluación del Efecto de los Extractos sobre Semillas de Frijol

Porcentaje de germinación.

En la Figura 4 se observa el porcentaje de germinación en semillas de frijol a las 48 horas después de la aplicación. Se observó que los extractos etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) y el aceite de coco (T5) en sus cuatro concentraciones mostraron fuerte inhibición en la germinación de semillas en relación con el testigo absoluto; resultados similares se observaron con el extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2), al 5%, 10% y 20%. Conforme a la prueba de ji cuadrada se determinó que existe diferencia significativa entre tratamientos.

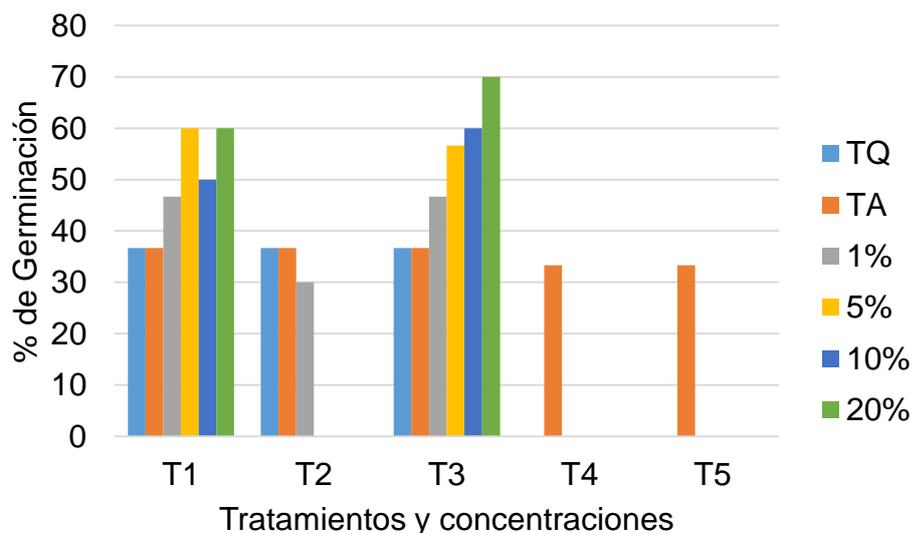


Figura 4. Porcentaje de germinación a las 48 horas por tratamientos aplicados en semillas de frijol como planta indicadora.

	T1	T2	T3	T4	T5
X2 c	11.1818182	33.3636364	17.6363636	50	50
X2 0.05	11.070	11.070	11.070	11.070	11.070

En la Figura 5 se observa el porcentaje de germinación de frijol a las 96 horas después de la aplicación. Se observó que el extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2) en sus concentraciones 10% y 20% y el extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) a 10%, mostraron baja germinación; en tanto que en la concentración al 20% se observó inhibición total de la germinación. Conforme a la prueba de ji cuadrada se observó diferencia significativa entre tratamientos.

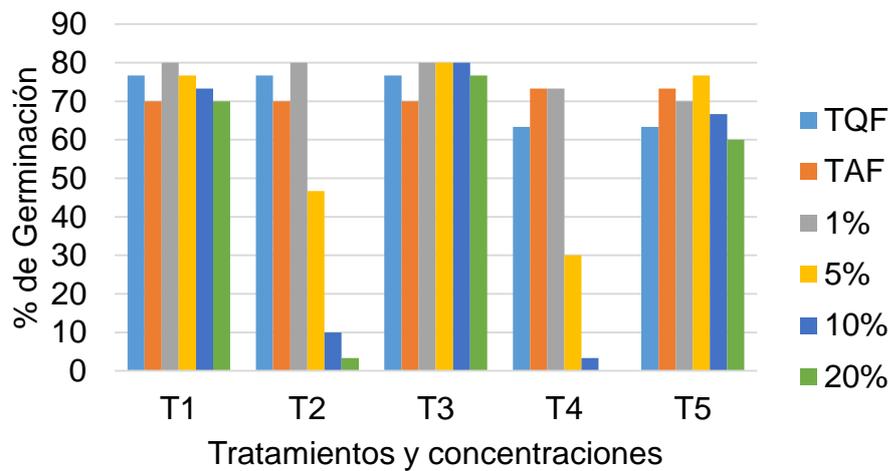


Figura 5. Porcentaje de germinación a las 96 horas por tratamientos aplicados en semillas de frijol como planta indicadora.

Cuadro 7. Porcentaje de germinación sobre semillas de frijol a las 96 horas.					
	T1	T2	T3	T4	T5
X2 c	0.85714286	37.4285714	1.66666667	50.1363636	1.40909091
X2 0.05	11.070	11.070	11.070	11.070	11.070

En la Figura 6 se observa el porcentaje de germinación de semillas de frijol a las 144 horas después de la aplicación. Se observó inhibición de germinación con el extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2) al 20%, y con el extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) al 10% en la cual se determina que, a mayor concentración, hay mayor inhibición de germinación de semillas. De acuerdo con los análisis estadísticos de ji cuadrada mostró que si existe diferencia entre los tratamientos.

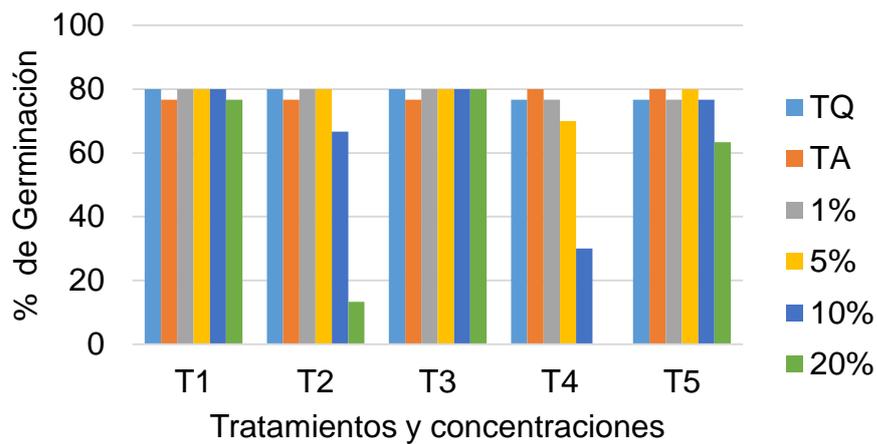


Figura 6. Porcentaje de germinación por tratamientos de semillas de frijol como planta indicadora a las 144 horas.

	T1	T2	T3	T4	T5
X2 c	0.17391304	16.2173913	0.2173913	33.83333333	1.166667
X2 0.05	11.070	11.070	11.070	11.070	11.070

Peso fresco de hipocótilo

En la Figura 7 se observa el peso fresco de hipocótilo de frijol. Se concluye que existe efecto detrimental en el desarrollo del hipocótilo con el extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2), extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) y el aceite de coco (T5), pues los citados tratamientos muestran un menor peso, en relación con el testigo absoluto. El análisis de varianza muestra que existe diferencia significativa entre tratamientos.

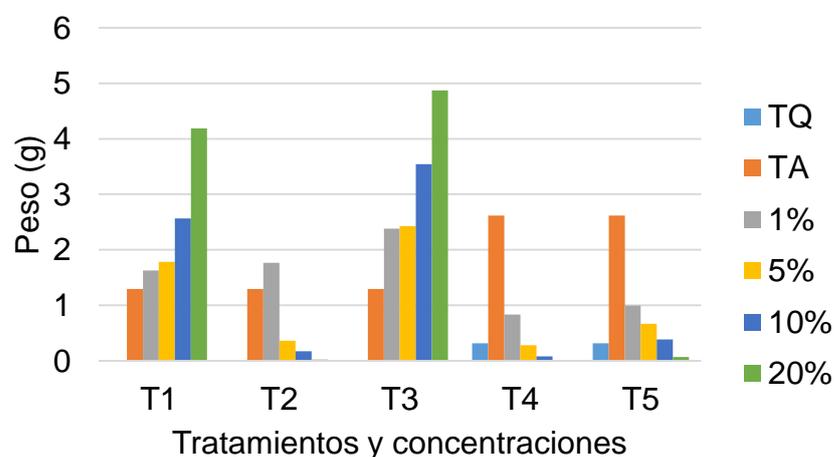


Figura 7. Peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos aplicados sobre frijol como plantas indicadoras.

Cuadro 9. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de frijol.					
	T1	T2	T3	T4	T5
CV	32.03253	60.92186	16.89637	33.79509	31.85099
FC	15.66	13.01	51.71	54.42	36.02
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Peso fresco de radícula

En la Figura 8 se muestra el peso de radícula de frijol. Se observó fuerte inhibición en el desarrollo de la radícula con los tratamientos; extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2), extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) y aceite de coco (T5). Se observa que a mayor concentración de los extractos utilizados se obtuvo un mínimo desarrollo de radícula, por lo tanto, un peso extremadamente bajo. El análisis de varianza determinó que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

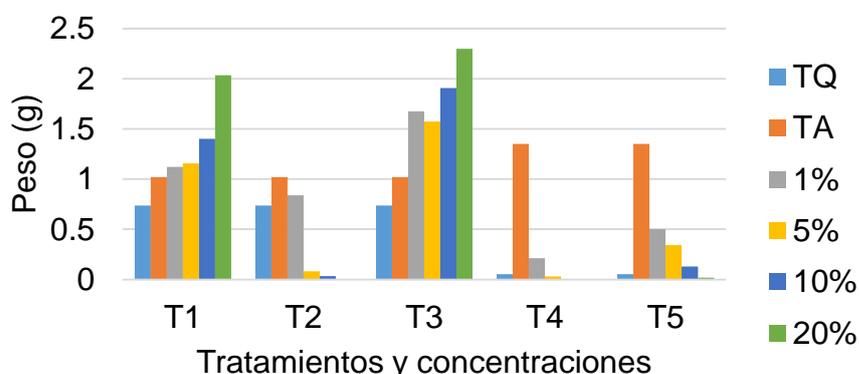


Figura 8. Peso fresco de radícula por tratamientos aplicados sobre frijol como planta indicadora.

Cuadro 10. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de frijol.					
CV	30.45951	12.08773	22.23586	29.90662	26.53639
FC	4.08	213.66	8.44	126.53	67.11
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Evaluación del Efecto de los Extractos sobre Semillas de Trigo

Porcentaje de germinación

En la Figura 9 se muestra el porcentaje de germinación en trigo a las 48 horas después de la aplicación. Se observó que el testigo químico (TQ) y el aceite de coco (T5) a mayor concentración presentan menor porcentaje de germinación. De acuerdo con el análisis estadístico de ji cuadrada muestran que existe una diferencia entre los tratamientos.

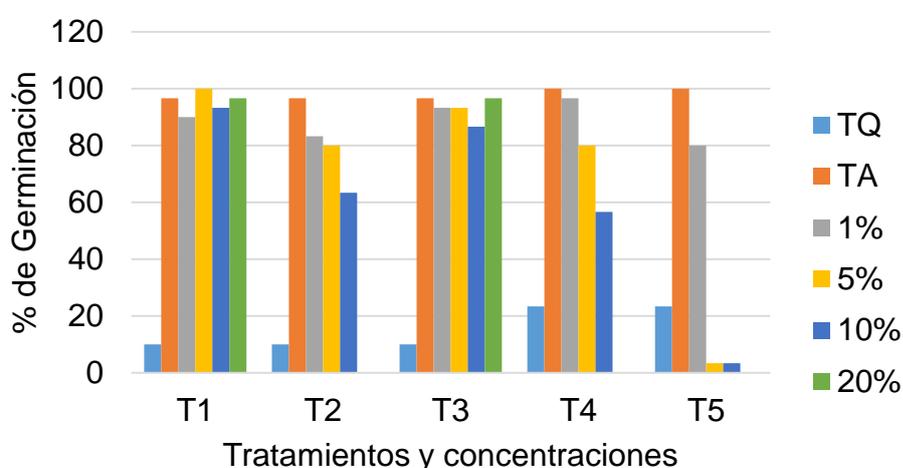


Figura 9. Porcentaje de germinación a las 48 horas por tratamientos aplicados sobre semillas de trigo como planta indicadora.

	T1	T2	T3	T4	T5
X2 c	23.5172414	57.1724138	23.6896552	54.5	111.566667
X2 0.05	11.070	11.070	11.070	11.070	11.070

En la Figura 10 se observa el porcentaje de germinación de trigo a las 96 horas después de la aplicación. En los tratamientos extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) y aceite de coco (T5) en la concentración al 20% no se observaron semillas germinadas. El análisis estadístico de ji cuadrada muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

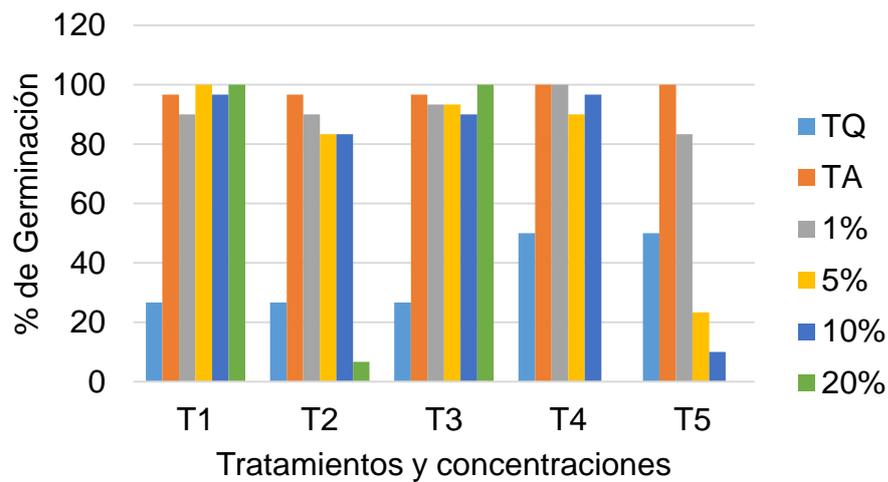


Figura 10. Porcentaje de germinación a las 96 horas por tratamientos aplicados en semillas de trigo como planta indicadora.

Cuadro 12. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo a las 96 horas.

	T1	T2	T3	T4	T5
X2 c	15.4137931	41.5862069	15.44827586	37.83333333	80.26666667
X2 0.05	11.070	11.070	11.070	11.070	11.070

En la Figura 11 se observa el porcentaje de germinación de trigo a las 144 horas después de la aplicación. Se observó que el extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) al 20% solamente presentó el 3.33% de germinación mientras que el aceite de coco (T5) al 20% inhibió completamente la germinación de la semilla. por lo que se observa que a mayor concentración del extracto existe menor porcentaje de germinación de semillas. De acuerdo con el análisis estadístico de ji cuadrada muestra que existe diferencia significativa entre los tratamientos.

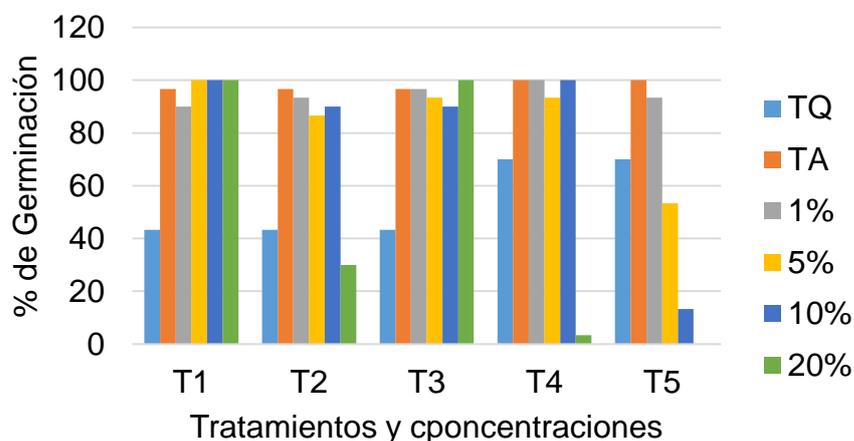


Figura 11. Porcentaje de germinación a las 144 horas por tratamientos aplicados en semillas de trigo como planta indicadora.

Cuadro 13. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo a las 144 horas.					
	T1	T2	T3	T4	T5
X2 c	9.06896552	23.06896552	9.034482759	30.8666667	61.9
X2 0.05	11.070	11.070	11.070	11.070	11.070

Peso fresco de hipocótilo

En la Figura 12 se muestra el peso fresco de hipocótilo de trigo. Se observa que los extractos etanólicos de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2), etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4) y aceite de coco (T5) mostraron mayor inhibición en las concentraciones al 5%, 10% y 20% similar al tratamiento químico. Estadísticamente según el análisis de varianza existe diferencia significativa entre los tratamientos.

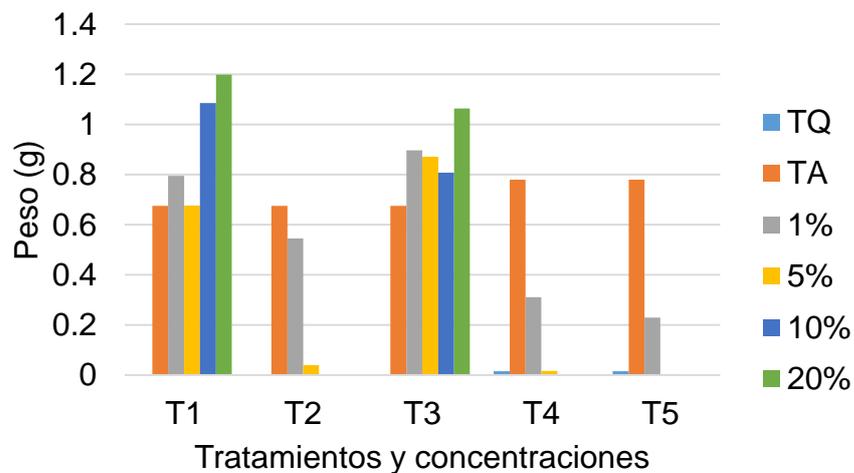


Figura 12. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos aplicados sobre semillas de trigo como planta indicadora.

Cuadro 14. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de trigo.					
	T1	T2	T3	T4	T5
CV	30.11278	29.77047	11.81080	27.64094	20.09665
FC	10.78	75.33	58.26	111.39	245.54
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Peso fresco de radícula

En la figura 13 se observa el peso fresco de radícula de trigo. Se observó que los tratamientos; extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* (T2), extracto etanólico de raíz de *Chloris gayana* (T4), aceite de coco (T5) y el testigo químico (TQ) mostraron menor porcentaje de germinación. El análisis de varianza muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

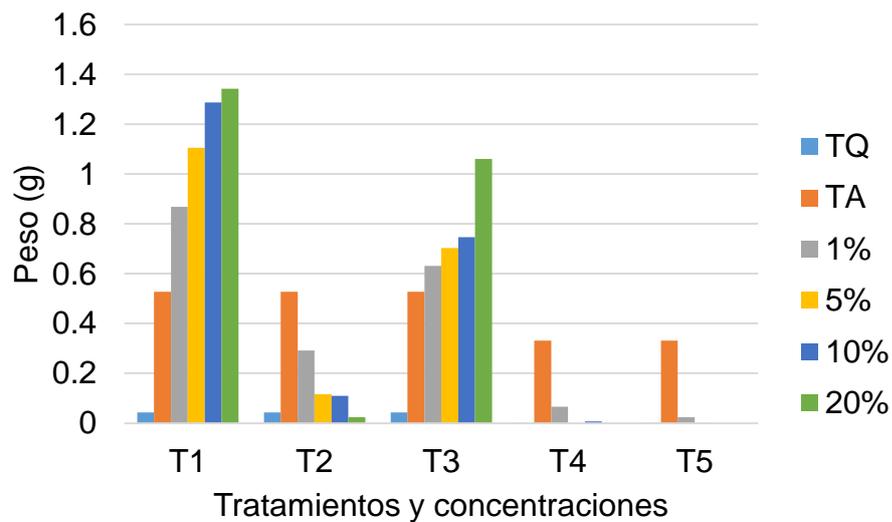


Figura 13. Peso fresco de radícula por tratamientos aplicados sobre trigo utilizada como planta indicadora.

Cuadro 15. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de trigo.					
	T1	T2	T3	T4	T5
CV	11.85577	10.96581	11.57041	39.48461	44.51033
FC	71.91	269.30	65.36	73.49	76.77
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Resultados de Invernadero

Evaluación preemergente de Extractos sobre Frijol

Porcentaje de germinación

En la Figura 14 se muestra el porcentaje de germinación de frijol a los cuatro días después de la aplicación. Se observó que los extractos etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* al 10% (T1), partes aéreas + extr. etanólico de raíz de *Chloris gayana* + aceite de coco al 10% (T7), y el aceite de coco al 10% (T5) inhiben fuertemente la germinación. De acuerdo con los análisis estadísticos de ji cuadrada existe diferencia significativa entre los tratamientos.

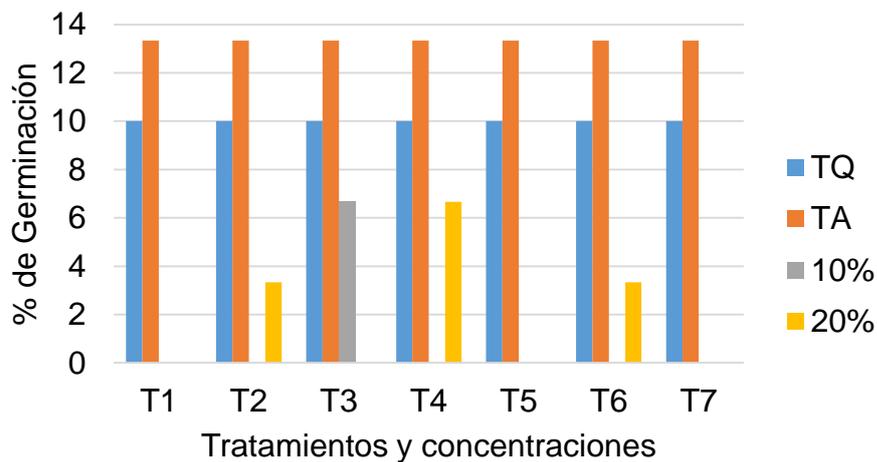


Figura 14. Porcentaje de germinación a los cuatro días después de la aplicación preemergente sobre semillas de frijol.

Cuadro 16. Porcentaje de germinación preemergente sobre semillas de frijol a los cuatro días.	
X2 c	18.75
X2 0.05	15.507

En la Figura 15 se observa el porcentaje de germinación de semillas de frijol a los ocho días después de la aplicación. Se observó que el aceite de coco al 20% (T6) fue el tratamiento que presentó el menor porcentaje de germinación con un

23.33%. De acuerdo con los análisis estadísticos de ji cuadrada no existe diferencia significativa entre los tratamientos.

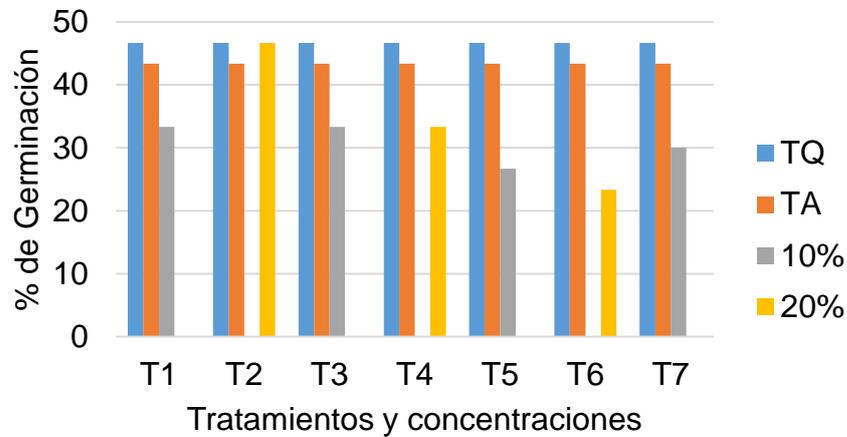


Figura 15. Porcentaje de germinación a los ocho días después de la aplicación de tratamientos preemergente sobre semillas de frijol como plantas indicadoras.

Cuadro 17. Porcentaje de germinación preemergente sobre semillas de frijol a los ocho días.	
X2 c	8.15384615
X2 0.05	15.507

En la Figura 16 se observa la germinación en semillas de frijol a los 12 días después de la aplicación. Se observó que el aceite de coco al 20% (T6) fue el tratamiento que mostró el menor porcentaje de germinación con un 23.33%. Estadísticamente con la prueba de ji cuadrada muestra que no hay diferencia significativa entre los tratamientos.

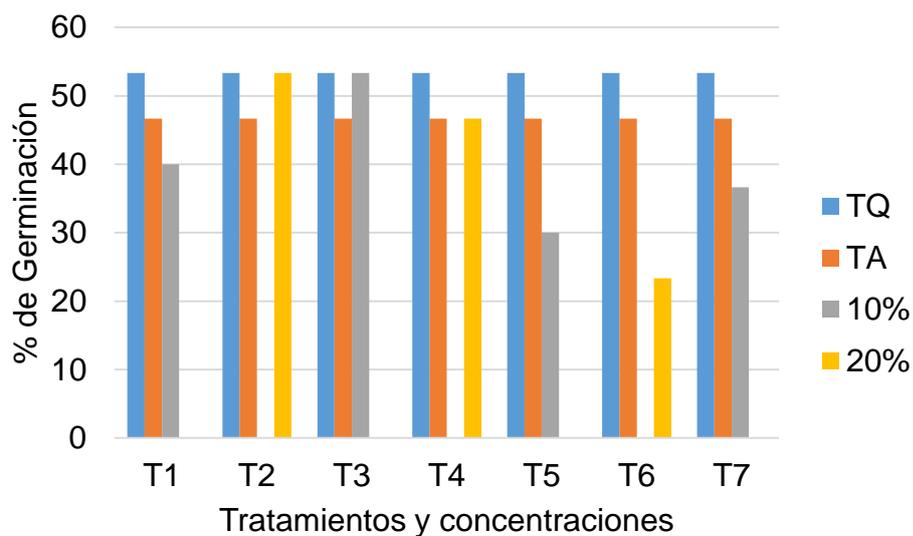


Figura 16. Porcentaje de germinación a los 12 días por tratamientos con aplicación preemergente sobre semillas de frijol como planta indicadora.

Cuadro 18. Porcentaje de germinación preemergente sobre semillas de frijol a los 12 días.	
X ² c	7.07142857
X ² 0.05	15.507

Altura de la planta

En la Figura 17 se observan los resultados de la altura de la planta de frijol por tratamientos preemergentes a los siete días después de la aplicación. El aceite de coco al 10% (T5) fue el que presentó la menor altura con un 3.06 cm. De acuerdo al análisis de varianza muestra que no existe una diferencia significativa entre los tratamientos.

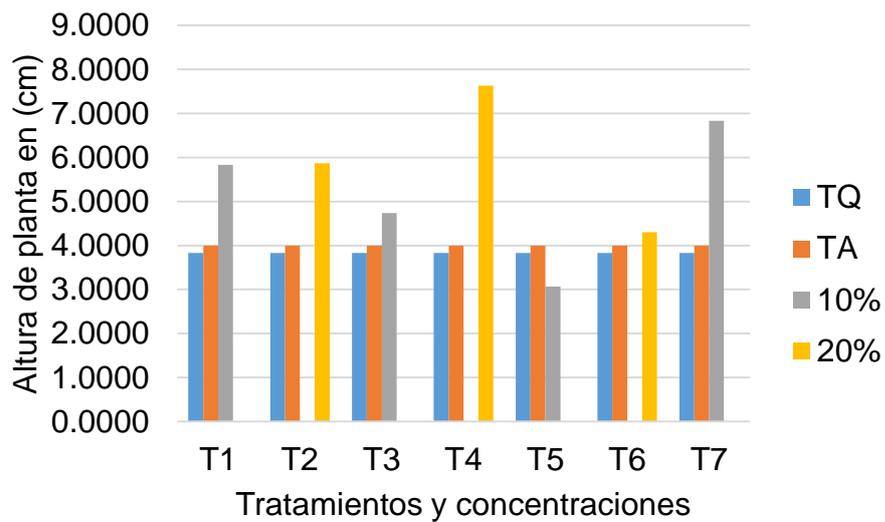


Figura 17. Altura de planta por tratamientos de aplicación preemergente a las a los siete días en plantas de frijol.

Cuadro 19. Altura de planta de frijol preemergente a los siete días.	
CV	47.52473
FC	1.16
F 0.05	2.510

En la Figura 18 se observan la altura de plantas de frijol a los 14 días después de la aplicación preemergente. El tratamiento químico (TQ) y el aceite de coco al 10% (T5) mostraron menor altura. El análisis de varianza muestra que si existe diferencia entre los tratamientos.

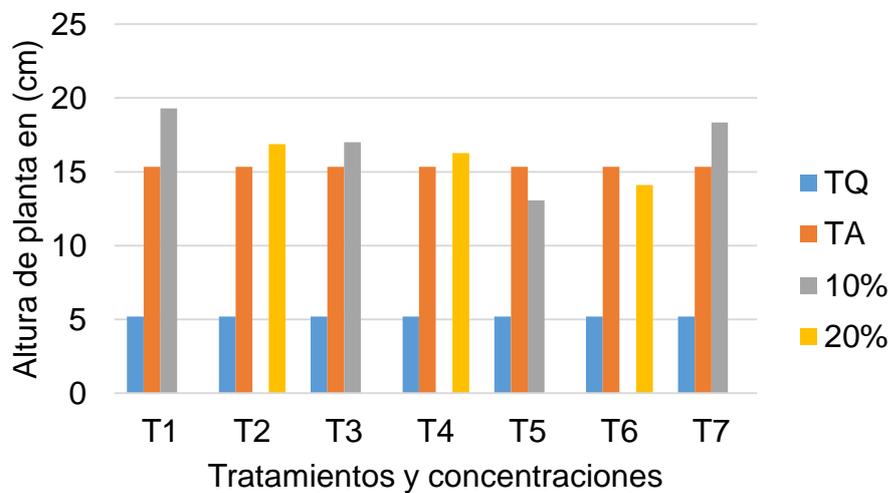


Figura 18. Altura de la planta de frijol por tratamientos de aplicación preemergente a los 14 días.

Cuadro 20. Altura de planta de frijol preemergente a los 14 días.	
CV	26.57151
FC	3.24
F 0.05	2.510

Peso fresco de hipocótilo

En la Figura 19 se observa el peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos de aplicación preemergente. Se observó el tratamiento del aceite de coco al 20% (T6) fue el que obtuvo el menor peso. Estadísticamente el análisis de varianza muestra que no hay diferencia significativa entre los tratamientos.

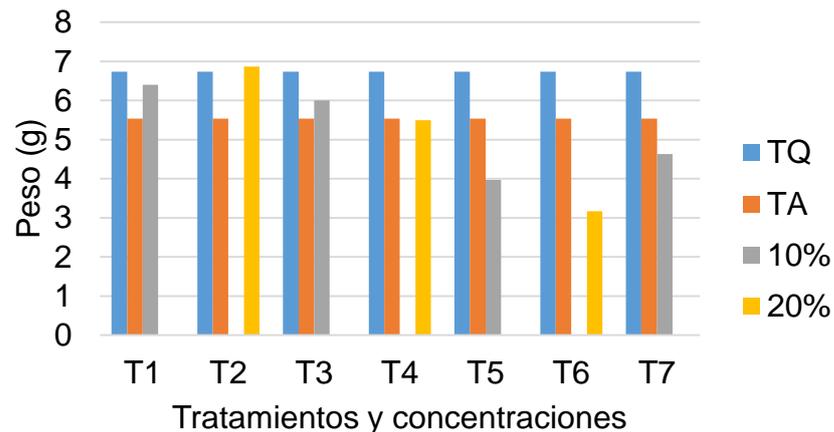


Figura 19. Peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos de aplicación preemergente.

Cuadro 21. Análisis de varianza del peso fresco de hipocotilo en plántulas de frijol preemergente.	
CV	36.17659
FC	1.26
F 0.05	2.510

Peso fresco de radícula

En la Figura 20 se observa el peso de radícula de frijol obtenidos por la aplicación preemergente. Se observó que el tratamiento químico (TQ), el extracto etanólico de partes aéreas de *Chloris gayana* al 20% (T2) y el aceite de coco al 20% (T6), mostraron menor peso de radícula. El análisis de varianza muestra que existe diferencia significativa entre los tratamientos.

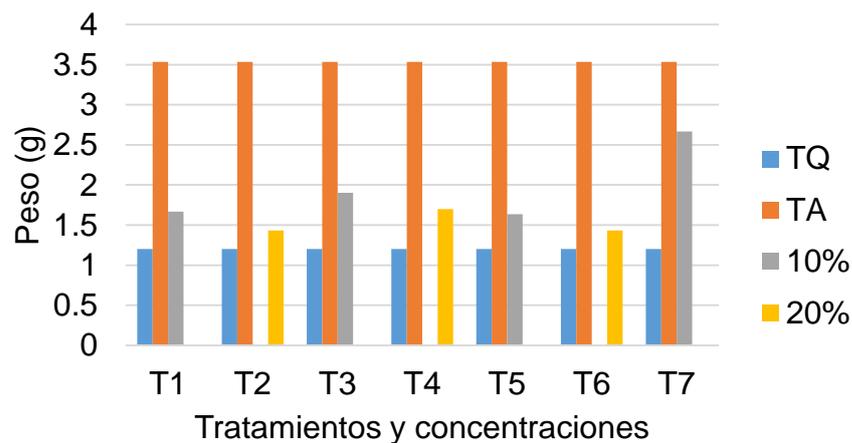


Figura 20. Peso fresco de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en frijol como planta indicadora.

Cuadro 22. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de frijol preemergente.	
CV	52.04717
FC	1.65
F 0.05	2.510

Evaluación Postemergente de Extractos sobre Frijol.

Nivel de daño en frijol

En la Figura 21 se observa los resultados de nivel de daño en plantas de frijol a los 13 días después de la aplicación postemergentes mediante la escala de EWRS. Se observó que el aceite de coco al 10% (T5) causó daños muy severos en la planta mientras que el tratamiento químico y el aceite de coco al 20% (T6) causaron la muerte completa de la planta. Estadísticamente con el análisis de varianza muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

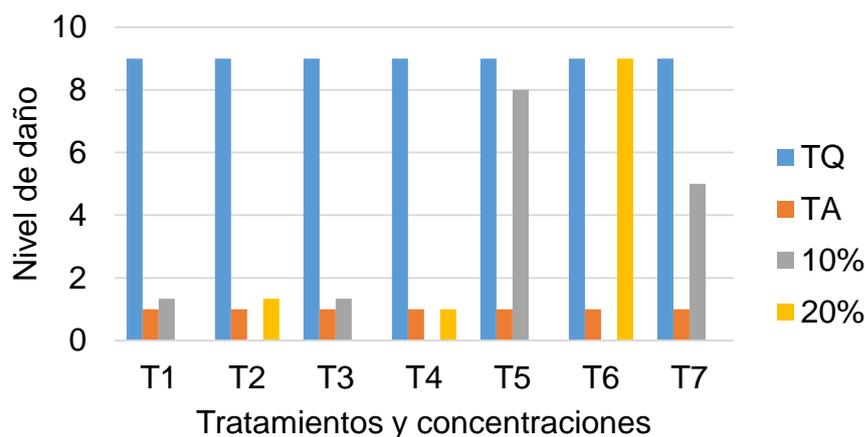


Figura 21. Nivel de daño observado a los 13 días en plantas de frijol mediante la escala de EWRS, por tratamientos después de la aplicación postemergente.

CV	8.108108
FC	358.50
F 0.05	2.510

Peso fresco de hipocótilo

En la Figura 22 se observa el peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos de aplicación postemergentes. Se observó que el tratamiento químico (TQ), aceite de coco al 10% (T5) y aceite de coco al 20% (T6) fueron los tratamientos que obtuvieron menor peso de hipocótilo. El análisis de varianza muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

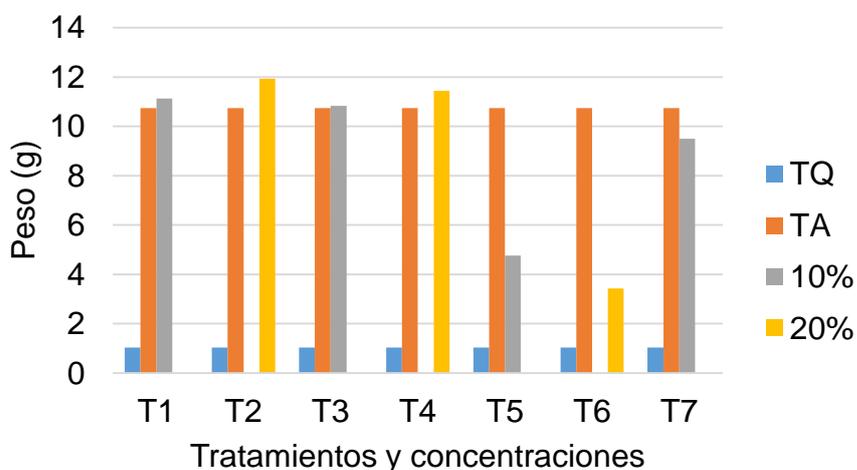


Figura 22. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación postemergente sobre frijol como planta indicadora.

Cuadro 24. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de frijol postemergente.	
CV	11.34160
FC	56.47
F 0.05	2.510

Peso fresco de radícula

En la Figura 23 se observa el peso fresco de radícula de frijol por tratamientos de aplicación postemergente. Se observó que el tratamiento químico (TQ) y el aceite de coco al 10% (T5) mostraron menor peso de radícula. De acuerdo con el análisis de varianza si hay diferencia significativa entre los tratamientos aplicados.

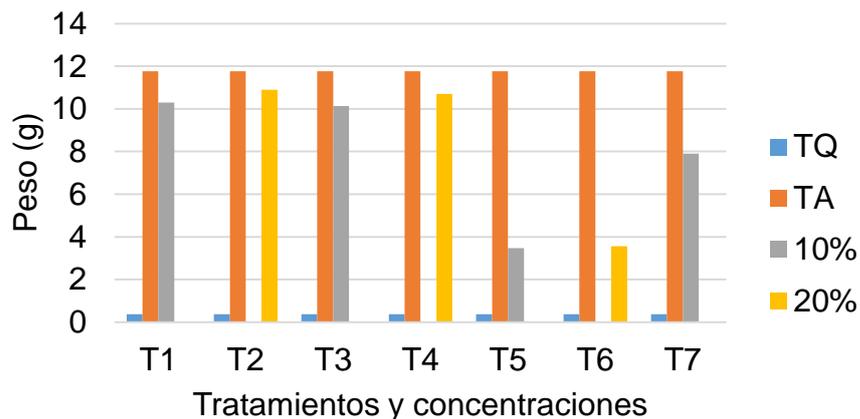


Figura 23. Peso fresco de radícula por tratamientos postemergentes aplicados sobre frijol como planta indicadora.

Cuadro 25. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de frijol postemergente.	
CV	13.65802
FC	46.82
F 0.05	2.510

Evaluación Preemergente de Extractos sobre Trigo.

Porcentaje de germinación

En la Figura 24 se observa el porcentaje de germinación de semillas de trigo a los cuatro días después de la aplicación preemergente. Se observó el extracto etanólico de partes aéreas al 10 % (T1), extracto etanólico al 20% (T2), extracto etanólico de radícula al 10% (T3) y aceite de coco al 10% (T5) presentaron solamente un 6.66% de germinación. En cuanto al análisis estadístico de ji cuadrada indica que si existe diferencia significativa entre los tratamientos.

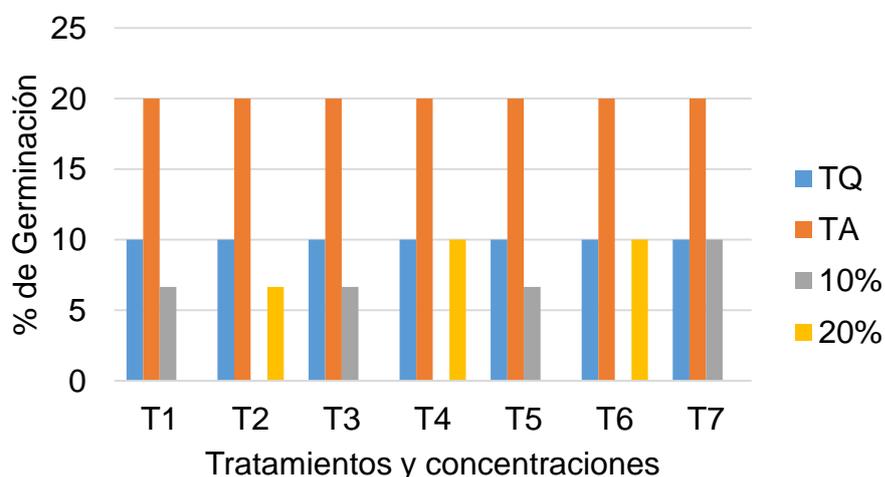


Figura 24. Porcentaje de germinación por tratamientos de aplicación preemergente sobre semillas de trigo a los cuatro días.

Cuadro 26. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo preemergente a los cuatro días.	
X2 c	16.6666667
X2 0.05	15.507

En la Figura 25 se observa el porcentaje de germinación de trigo a los ocho días después de la aplicación. se observó que el aceite de coco al 10% (T5) mostró el menor porcentaje de germinación con un 13.33%. Estadísticamente con la prueba de ji cuadrada muestra que si existe diferencia significativa entre los tratamientos.

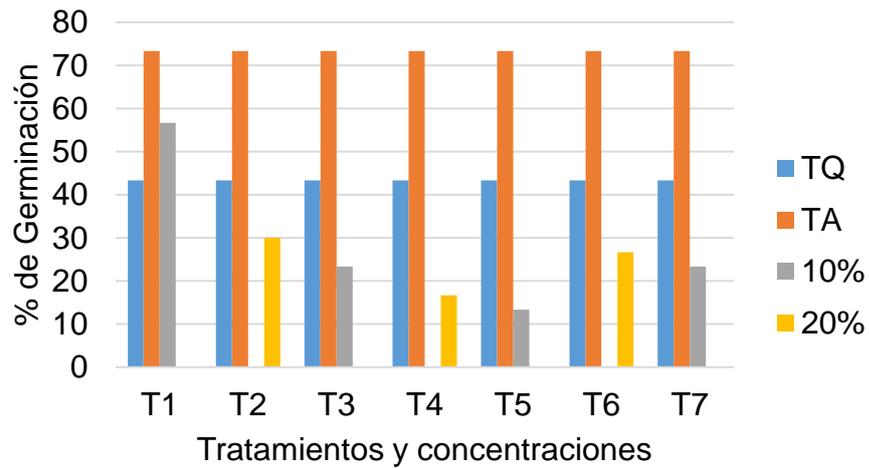


Figura 25. Porcentaje de germinación de semillas de trigo por tratamientos a los ocho días después de la aplicación preemergente.

Cuadro 27. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo preemergente a los ocho días.	
X2 c	69.7272727
X2 0.05	15.507

En esta Figura 26 se observa el porcentaje de germinación de semillas de trigo a los 12 días después de la aplicación. Se observó que el extracto etanólico de raíz de *chloris gayana* al 20% (T4) y aceite de coco al 10% (T5) presentaron un 16.66% de germinación. Estadísticamente con la prueba de ji cuadrada muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

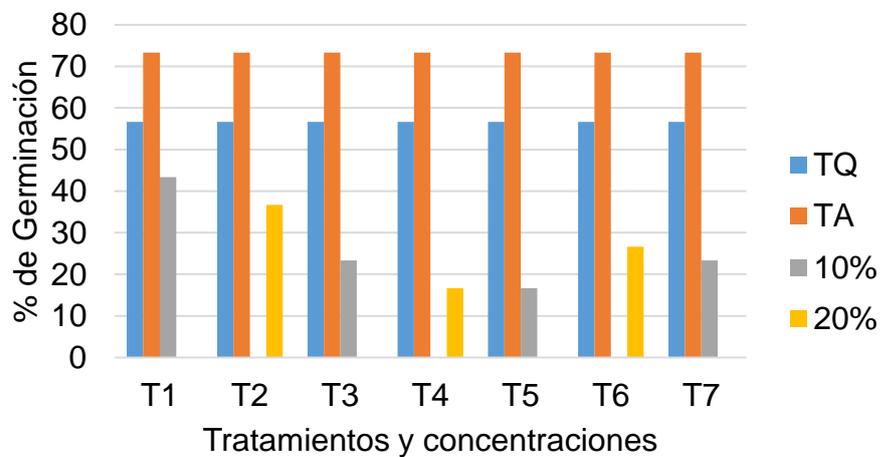


Figura 26. Porcentaje de germinación a los 12 días por tratamientos después de la aplicación preemergente sobre trigo como planta indicadora.

Cuadro 28. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo preemergente a los 12 días.	
X2 c	65.9545455
X2 0.05	15.507

Altura de la planta

En la Figura 27 se observa la altura en plantas de trigo a los siete días después de la aplicación preemergente. El tratamiento químico (TQ) y el aceite de coco al 20% (T6) presentaron la menor altura. El análisis de varianza muestra que no existe diferencia significativa entre los tratamientos.

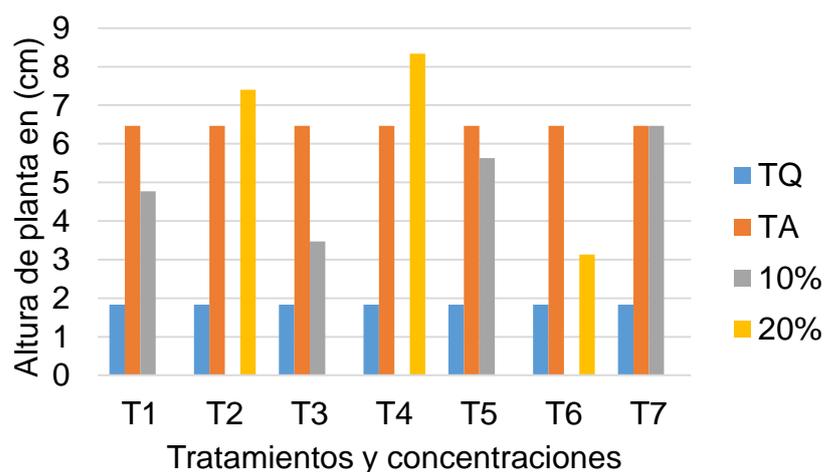


Figura 27. Altura de planta por tratamientos de aplicación preemergentes sobre semillas de trigo a los siete días.

Cuadro 29. Altura de la planta de trigo preemergente a los siete días.	
CV	40.11801
FC	2.24
F 0.05	2.510

En la Figura 28 se observa la altura de planta de trigo a los 14 días después de la aplicación preemergente. Se observó que el tratamiento químico (TQ) obtuvo la menor altura. El análisis de varianza muestra que hay diferencia significativa entre los tratamientos.

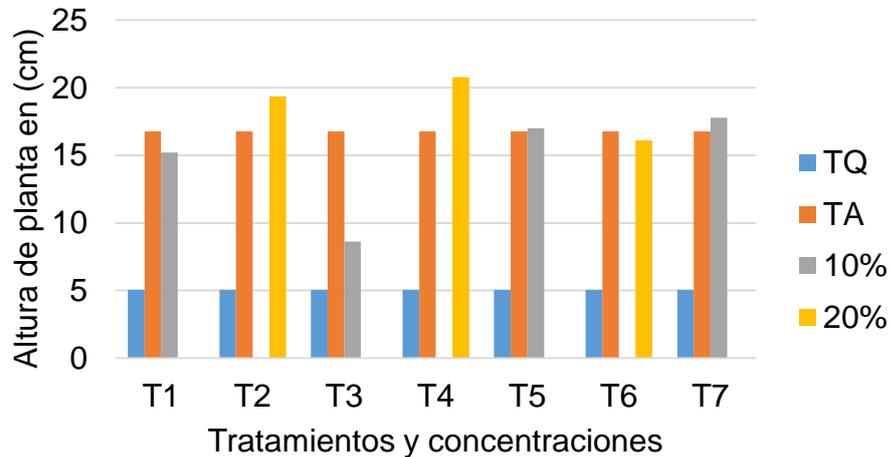


Figura 28. Altura de la planta de trigo por tratamientos a los 14 días después de la aplicación preemergente.

Cuadro 30. Altura de la planta de trigo preemergente a los 14 días.	
CV	29.26107
FC	3.94
F 0.05	2.510

Peso fresco de hipocótilo

En la Figura 29 se muestra el peso fresco de hipocótilo de trigo por tratamientos de aplicación preemergente. Se observó que el tratamiento del aceite de coco al 20% (T6) fue el que obtuvo el menor peso de hipocótilo con 0.46 gr. El análisis de varianza muestra que existe diferencia significativa entre los tratamientos.

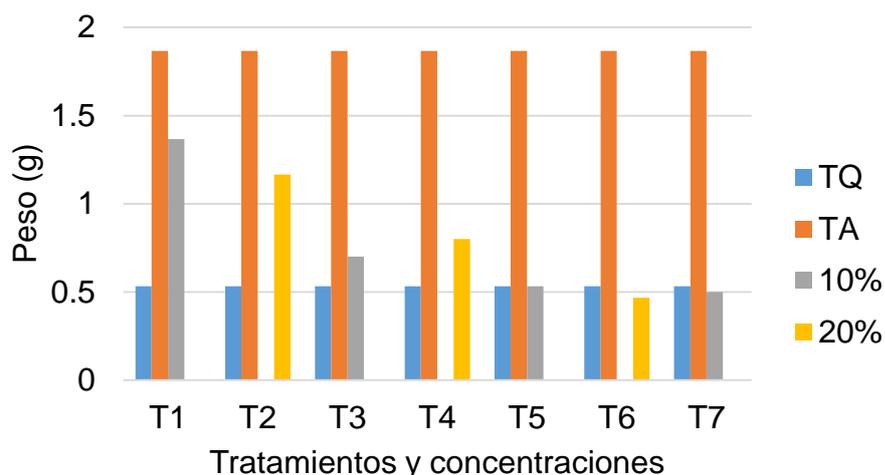


Figura 29. Peso fresco de hipocótilo de trigo por tratamientos de aplicación preemergente.

Cuadro 31. Análisis de varianza del peso fresco de hipocotilo en plántulas de trigo preemergente.	
CV	55.18936
FC	2.99
F 0.05	2.510

Peso fresco de radícula

En la Figura 30 se observa el peso de radícula de trigo por tratamientos de aplicación preemergente. Se observó Extracto etanólico de partes aéreas + etanólico de raíz de *Chloris gayana* + aceite de coco al 10% (T7) obtuvo menor peso de radícula con un 0.3 gr. Estadísticamente con el análisis de varianza muestra que no hay diferencia significativa entre los tratamientos.

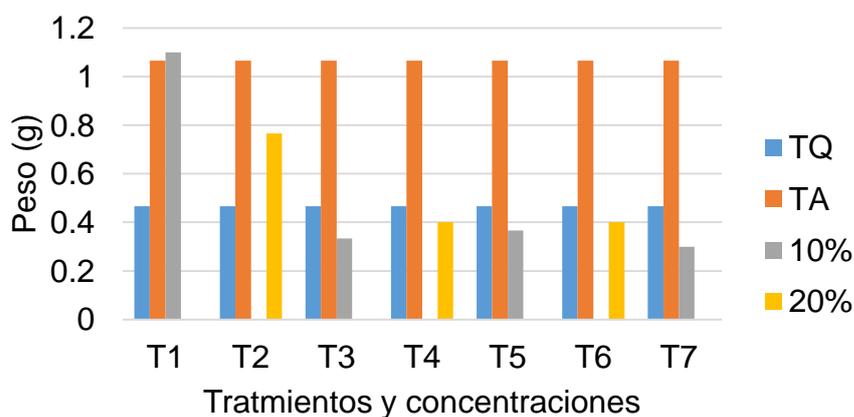


Figura 30. Peso fresco de radícula de trigo por tratamientos de aplicación preemergente.

Cuadro 32. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de trigo preemergente.	
CV	69.86885
FC	1.85
F 0.05	2.510

Evaluación Postemergente de Extractos sobre Trigo.

Nivel de daño en trigo

En la Figura 31 se observa el nivel de daño a los 13 días mediante la escala de EWRS después de la aplicación. De los tratamientos orgánicos se observó que el aceite de coco al 20% (T6) ocasionó prácticamente la muerte de la planta mientras que el tratamiento químico ocasionó la muerte de la planta. El análisis de varianza muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

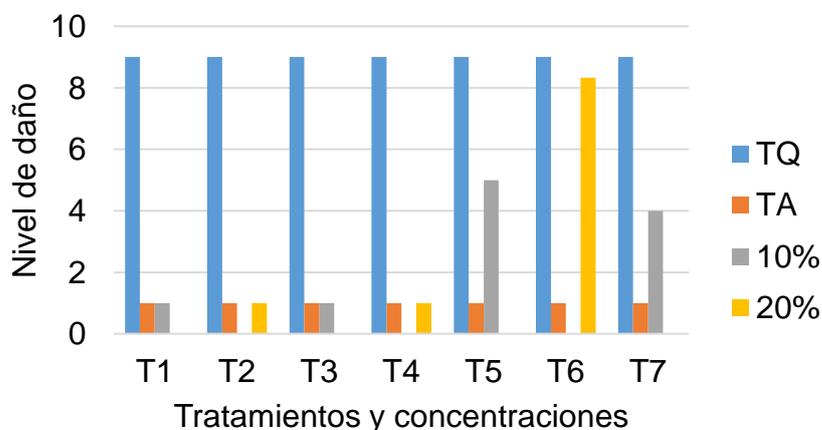


Figura 31. Nivel de daño en trigo a los 13 días mediante la escala de EWRS después de la aplicación postemergente.

Cuadro 33. Nivel de daño en plantas de trigo postemergente a los 13 días.	
CV	5.527822
FC	884.50

Peso fresco de hipocótilo

En la Figura 32 se observa el peso fresco de hipocótilo en planta de trigo por tratamientos de aplicación postemergente. Se observó que el tratamiento químico (TQ) y el aceite de coco al 20% (T6) obtuvieron el menor peso de hipocótilo. El análisis estadístico muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

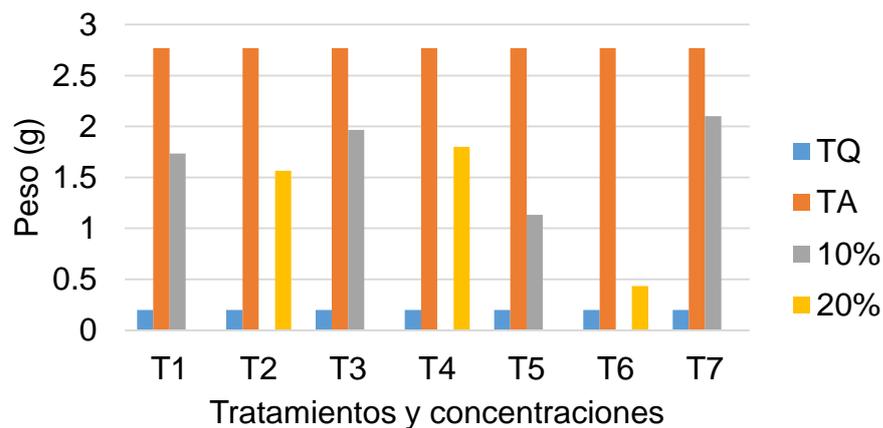


Figura 32. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación postemergentes sobre trigo.

Cuadro 34. Análisis de varianza del peso fresco de hipocótilo en plántulas de trigo postemergente.	
CV	21.23071
FC	18.99
F 0.05	2.510

Peso fresco de radícula

En la Figura 33 se muestra el peso fresco de radícula de trigo por tratamientos de aplicación postemergente. Se observó que el tratamiento químico (TQ) no presenta ningún peso de radícula, de los extractos orgánicos el aceite de coco al 20% (T6) es el que tiene menor peso de radícula mostrando un 0.1 gr. De acuerdo con el análisis de varianza muestra que si hay diferencia significativa entre los tratamientos.

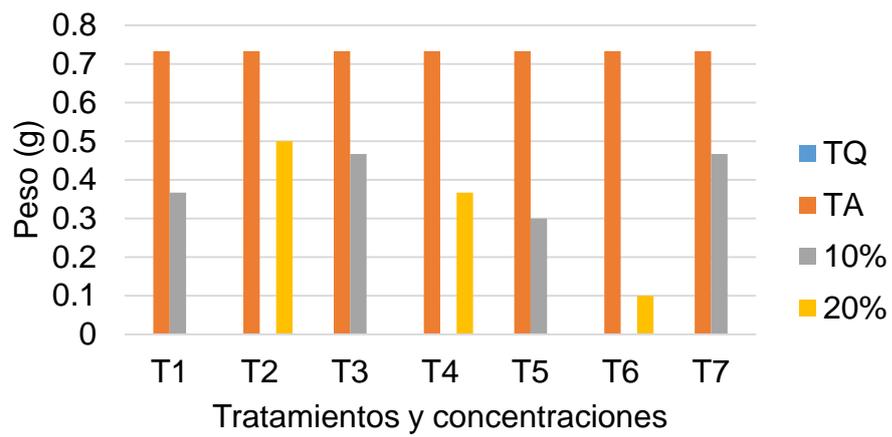


Figura 33. Peso fresco de radícula de trigo por tratamientos de aplicación postemergente.

Cuadro 35. Análisis de varianza del peso fresco de radícula en plántulas de trigo postemergente.	
CV	32.35478
FC	10.18
F 0.05	2.510

DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos mostraron que existen buenas perspectivas para el control de maleza en la utilización de los metabolitos secundarios que poseen las plantas, mostrando buenas tendencias en las evaluaciones.

De acuerdo con el efecto inhibitorio se logró ver diferencias, aunque no hubo consistencia entre todos los tratamientos.

En cuanto a los daños ocasionados en las plantas indicadoras se observaron grandes diferencias entre los tratamientos, incluso hasta la muerte de la planta ocasionado por uno de los tratamientos.

La toxicidad de las plantas indicadoras se observó por: 1.- decoloración de las hojas por la pérdida de clorofila, 2.- quemaduras de las hojas y tallo, 3.- muerte de la planta por uno de los tratamientos vegetales y el tratamiento químico.

De acuerdo con otros ensayos se ha mostrado que el ácido láurico el cual está presente en el aceite de coco puede inhibir el crecimiento de microorganismos patógenos (Kabara, 1984).

Según otro autor el aceite de coco se ha informado como un producto capaz de inhibir la metanogénesis debido a su contenido elevado de ácidos grasos de cadena larga. Su composición media en ácidos grasos es: mirístico (Blas *et al.*, 2003).

Los resultados observados con los extractos etanolicos de *Chloris gayana* en la inhibición de germinación de semillas *in vitro* concuerdan con lo reportado por Yan-Guijun (2006), señala que en el suelo el extracto aceite de *P. nigrum* L. y *M. indica* L. observo que en la germinación y el crecimiento de *Z. mays* L. fue estimulado en contraste *A. hypogaea* L. se inhibió, lo que indica que *P. nigrum* L. y *M. indica* L. contienen aleloquímicos con alta polaridad.

Los resultados observados con el aceite de coco en la germinación de semillas de trigo *in vitro* concuerdan con lo reportado por Cavalieri (2010), estudió los efectos alelopáticos de aceites esenciales extraídos de plantas aromáticas de canela (*Cinnamomum zeylanicum* L.), lavanda (*Lavandula* spp.) Y menta (*Mentha piperita*

L.) sobre la germinación de semillas de siete especies de malezas de las concentraciones de 1,8 y 5,4 mg inhibieron totalmente la germinación de la semilla. El aceite de canela causó efectos inhibitorios drásticos seguidos de lavanda y menta.

En los resultados observados con el aceite de coco en postemergencia sobre la fitotoxicidad concuerdan con lo reportado por Tworkoski (2002), señala que el aceite de clavo causó daños visibles en la ambrosía común (*Ambrosia artemisiifolia* L.), cenizo (*Chenopodium álbum* L.) y sorgo de Alepo (*Sorghum halepense* L.) utilizando una solución de 5%. También observo que en la tasa de aplicación entre 10-30 kg/ha serían suficientes para matar el 50 % de las plantas de estudio.

CONCLUSIONES

De acuerdo con los análisis estadísticos de los resultados obtenidos se concluyó lo siguiente:

En los ensayos *in vitro*, los extractos etanólicos de partes aéreas y de raíz de *Chloris gayana* mostraron efecto inhibitorio de la germinación y en el desarrollo inicial de las plantas indicadoras a diferencia de estos extractos el aceite de coco mostró efecto inhibitorio solamente en trigo.

Los tratamientos aplicados como pre emergentes en el invernadero no mostraron ser inhibidores de germinación en semillas de frijol y trigo, pero si mostraron efectos sobre el desarrollo inicial de las plántulas.

El aceite de coco mostro fuerte efecto como herbicida postemergente.

.

BIBLIOGRAFÍA

- Alcalá De Marcano, D.; Vargas, N. y Pire A. 2005. "Efecto de extractos vegetales y fungicidas sintéticos sobre el crecimiento micelial *in vitro* de *Sclerotium rolfsii* y *Thielaviopsis basicola*". *Rev. Fac. Agron. (LUZ)*, 22: 315-323.
- Aldrich R.J. 1984. *Weed Crop Ecology: Principles in Weed Management*. Breton Publishers, North Scituate, MA.
- Alemán, F. 1997. *Manejo de malezas en el trópico*. Editorial Multiformas, R.L., Managua, Nicaragua. 227 p.
- Alfaro, R. 2001. *Principios Basicos en el Control de Malezas en la caña de azúcar*. Direccion investigación y Extension de la Caña de Azucar. DIECA, Grecia, Costa Rica. 25 p.
- Alström S. 1990. Fundamentos del manejo de la mala hierba en agricultura campesina de clima cálido. *Crop Production Science* 11, Uppsala, 271 pp.
- Anderson, W.P. 1983. *Weed Science: Principles*. West Publishing Co. Saint Paul, Minnesota.
- Blas, C., Mateos, G.G. & Rebollar, P.G. 2003. *Composición y valor nutritivo de alimentos para la formulación de piensos compuestos*. Tablas FEDNA. Segunda Edición. Ed Fundación Española para el Desarrollo de la Nutrición. Animal. Madrid, España. 423 pp
- Bogdan, A. V. 1969. *Chloris gayana* without antocynain colouration. *Herb. Abstr. Hurley Berks* 39: 1- 13.
- Borges, E.E.L .; Silva, G.F. & López, E.S. Evaluación de sustancias alelopáticas en vegetación de un bosque secundario. 2. Arbustos. *Revista del árbol*, 18: 275-286, 1994.
- Bowen, J. E. 1991. La alelopatía en la producción agrícola. *Revista Agricultura de las Américas*, 40 (1): 8-11.
- Buss, E.A.; Park-Brown, S.G. 2002. Natural products for insect pest management (on line). Florida, US, UF/IFAS. Disponible en <http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/IN/IN19700.pdf>

- Cárdenas, H. (1992). El Corocillo (*Cyperus rotundus* L.): La Maleza y su Uso Potencial. Colección Rectorado. Universidad Central de Venezuela. Caracas, Venezuela. pp: 20 – 22.
- Caseley, J. C. 1997. Herbicidas. Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO Producción y Protección Vegetal. Roma, Italia. pp. 1-10.
- Cavaliere, A. and F. Caporali. 2010. Effects of essential oils of cinnamon, lavender and peppermint on germination of Mediterranean weeds. *Allelopathy Jour.* 25 (2): 441-451.
- Chiapusio G, Gallet C, Dobremez JF, Pellisier F (2004) Compuestos alelopáticos: ¿Herbicidas del futuro? En Regnault Roger C, Philogène BJR, Vincent Ch (Eds.) Biopesticidas de Origen Vegetal. MundiPrensa. Madrid, España. pp. 153-171
- Codex alimentarius. 1999. Guidelines for the production, processing, labeling and marketing of organic produced products. GL-32- 1999. Rev. 2001.
- Costa Mauro J.N.; Campos V.P.; Oliveira D.F. y Pfenning L.H. 2001. “Toxicidad de extratosvegetais e de estorcocos a Meloidogyne incógnita”. Summa. Phytopathologica. 27 (2): 245-250.
- Croteau, R.; Kutchan, T.M.; Lewis, N.G. 2000. Natural products (secondary metabolites). In Buchanan, B.B.; Gruissem, W.; Jones, R.L. eds. Biochemistry and molecular biology of plants. Rockville, US, American Society of Plant Physiologists. p. 1250-1318.
- Cruz De Matos, O. 2000. “Uso de sustancias naturais de origen vegetal com actividade biológico na proteccaao das cultural agrícolas”. Agronomía Lusitana. 48 (Suplemento 2) 1-44.
- Davila, P., M. Mejía, M. Gómez., J. Valdés, J. Ortíz, J. Morín, J Castrejón y A. Ocampo. 2006. Catálogo de las gramíneas de México. UNAM-CONABIO. Mexico.
- Davila, P., T. Mejía-Saulés, M. Gómez-Sanchez, J. Valdés-Reyna, J. J. Ortíz, C. Morín J. Castrejón A. Ocampo. 2006. Catálogo de las gramíneas de México. Universidad Nacional Autónoma de México y Comisión Nacional

- para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. 671 pp.
- Dayan, F.E., Cantrell C. L., S.O. Duke. 2009. Natural Products in crop protection. *Bioorganic & Medicinal Chemistry*. P. 4022-4034.
- Del-Cañizo, P. J. A. 1991. *Palmeras*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España.
- De Taffin, Gabriel. "The Tropical Agriculturalist: Coconut". ICTA, Macmillan, 1998.
- Dilday, R. H. 1994. Identification of allelopathy in the USDA, ARS rice germplasm collection. In: International Conference on herbicide Use in Asian Rice Production. Stanford University, CA. p 11.
- FAO. 2003a. *Agricultura Orgánica ambiente y Seguridad Alimentaria*. Editorial FAO. Italia. 253 pp.
- FAO, 2004. Manejo de Malezas para países en desarrollo (Addendum I). Estudios FAO: Producción y protección vegetal-120 Add.1 2004. 318 P. ISBN: 9253050195
- FAO, 2006. Manejo de malezas para países en desarrollo. (Estudio FAO producción y protección vegetal – 120) [En Línea] <http://www.fao.org/docrep/T1147S/t1147s00.htm#Contents>
- Ferget, G. 1994. "Hidrolatos de plantas cultivadas biológicamente y su utilización en la producción de cultivos: una forma innovadora de manejo agrícola". Santa Fé de Bogotá. 302 p.
- Fuantes-Delgado, J.S. 1994. Evaluación de Herbicidas Pre y Postemergentes para el control de Malas Hierbas en el cultivo del Nogal (*Caryai Illinoensis* K.). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Tesis de licenciatura. 78 pp.
- García, L; Fernandez, C. 1991. *Fundamentos sobre malas hierbas y herbicidas*. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España. 348p.
- Glover, R. C. 1983. Control Químico de Malas Hierbas en Nogales: curso Corto Sobre Manejo de Huertos de Nogal. Universidad Estatal de Nuevo México. USDA. USA.

González, M.; Mariño, N.; Parra, P.; Parra, R. y Suárez, G. (1990). Guía de Teoría de Morfología Vegetal. U.C.V., Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela. pp: 23 – 31.

González, C. 2002. Efecto del control de malezas en el desarrollo de una plantación de *Pinus radiata* (D. Don), en la provincia de Osorno, X región. Memoria de Ingeniería Forestal. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Forestales, Departamento de Silvicultura, Santiago, Chile, 185 p.

Grube, A., Donaldson, D., and T.Kiely. 2011. Pesticides Industry Sales and Usage. EPA. Washington, D.C. 33 pp.

Hadacek F., 2002. Secondary metabolites as plant traits: current assessment and future perspectives. *Critical Reviews in Plant Science* 21:273-322.

Haffar, I. y Alhadrami G. 1997. Effect of various bale treatments on physical quality and chemical composition of Rhodes grass (*Chloris gayana*). *Grass and Forage Science* 52: 199- 206.

Harries, H. C. 1977. The Cape Verde region (1499 to 1549): the key to coconut culture in the western hemisphere. *Turrialba* 27 (3): 227-231.

Hernández Lauzardo A.N., Bautista S., Velásquez Del Valle M.G. 2007. Prospectiva de extractos vegetales para controlar enfermedades postcosecha hortofrutícolas. *Revista Fitotecnia Mexicana* 30 (2):119-123.

Herrera, A. Y. 2001. Las gramíneas de Durango. Instituto Politécnico Nacional y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. 478 pp.

Holm L.G., D.L. Plucknett, J.V. Pancho y J.P. Herberger 1977. *The World's Worst Weeds, distribution and biology*. 609 pp The University Press of Hawaii, Honolulu.

<https://www.organicfacts.net/beneficios-de-salud/acites/las-propiedades-del-aceite-de-coco.html?lang=es#propiedades-quimicas>

- Inderjit, Duke, S.O. 2003. Ecophysiological aspects of allelopathy. *Planta* 217:529-539.
- Kabara, J.J. 1984. Medium-chain Fatty Acids and Esters as antimicrobial agents. In: Kabara, J.J. (ed.). *Cosmetic and Drug Presentation: Principles and Practice*. New York: Marcel Dekker, Inc.
- Klingman, G. y Ashton, F. (1989). *Estudio de las Plantas Nocivas. Principios y Prácticas*. 3° ed. Editorial Limusa. México, D. F. pp: 34 – 57.
- Koch, W. 1989. Principles of weed management (manuscript of a course). *Plits* 7: 85.
- Kogan, M. 1992. *Malezas: ecofisiología y estrategias de control*, Pontificia Universidad Católica de Chile, Facultad de Agronomía, Santiago Chile 402 p.
- Kurihara, N.; Miyamoto, J.; Paulson, G.D.; Zeeh, B.; Skidmore, M.W.; Hollingworth, R.M.; Kuiper, H.A. 1997. Chirality in synthetic agrochemicals: bioactivity and safety consideration (en línea). *Pure and Applied Chemistry* 69(6):1335-1348.
- Laborda, R. 2008. *Apuntes de Protección de cultivos*. Universidad Politécnica de Valencia.
- Labrada R. y Parker C. 1994. Weed Control in the context of Integrated Pest Management. *Weed Labrada R. y Parker C Management for Developing Countries*. Edited R. Labrada, J. C. Caseley y C. Parker, Plant Production and Protection Paper No. 120, FAO, Rome, pp. 3-8.
- Labrada, R. 1992. Weed Management- a component of IPM. *Proceedings, International Workshop "Weed Management of Asia and the Pacific Region"*, IAST (Taegu, Korea) FAO, Special supplement No.7. p. 5-14.

- Labrada, R.; Caseley, J. y Parker, C. (1996). Manejo de Malezas para Países en Desarrollo. FAO. Producción y Protección Vegetal N° 120. Roma, Italia. pp: 3 – 40.
- Lanusse, M. 1987. Control de maleza. / CREA / INTA / "Cuaderno de Actualización Técnica"/.
- Martín, G. O. 2010. Pasturas cultivadas para el NOA: Grama Rhodes. Producir XXI, Buenos Aires. 18 (219): 48- 52.
- Mazparrote, S. y Delascio, F. (1998). Botánica. Editorial Biosfera, C. A. Caracas, Venezuela. 559 p.
- Mc-Currach, C. J. 1970. Palms of the world. Harper & Brothers. New York, USA. 290 pp.
- Medrano, C. (1999). Biología y Combate de Malezas. (eds). Universidad del Zulia. Maracaibo, Venezuela. 282 p.
- Méndez, C. S. 2000. Efecto del ajo en polvo sobre *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus* usando como ambiente de interacción ensalada de atún. Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Chihuahua, Facultad de Ciencias Químicas; Chihuahua, Chihuahua; 58 p.
- Mortimer, A.M. 1994. The Classification and Ecology of Weeds. Weed Management for.
- Moya J.C. 1990. Influencia de la época de aplicación de dos fuentes de nitrógeno sobre la tolerancia del arroz y la caminadora a los herbicidas fenoxaprop_etil y haloxifopmetil, Universidad de Costa Rica, Pág. 53. (en línea). Disponible en: <http://orton.catie.ac.cr/cgi-bin/wxis.exe/?IsisScript=GREYLIT.xis&method=post&formato=2&cantidad=1&expresion=mfn=0065>

- Pitty, A. 1997. Herbicidas aplicados al suelo. Introducción a la Biología, Ecología y manejo de Malezas. Editado por Abelino Pytty. Zamorano Academic Press. Zamorano, honduras. P. 187-201.
- Pitty, A. 1997. Introducción a la Biología, Ecología y Manejo de Malezas. Zamorano Academia Press, Honduras. 300 p.
- Ramírez, C.; San Martín, C.; Verdugo, M.; Flores, L. 1992. Malezas en plantaciones forestales de la Cordillera Costera del centro-sur de Chile. Ciencias Forestales. Vol. 8, No 1-2: 27-46.
- Reigart, J. y Roberts, J. 1999. Reconocimiento y manejo de los envenenamientos por pesticidas. 5 ed. [en línea]. Washington, D.C. EPA, <http://www.epa.gov/oppfod01/safety/spanish/healthcare/handbook/contents.htm>
- Richardson, B. 1993. Vegetation management practices in plantation forest of Australia and New Zealand. Can. J. For. Res. Vol. 23: 1989-2005.
- Rodríguez, E. (2000). Capítulo 6 "Protección y Sanidad Vegetal". Sección 1 Combate y Control de Malezas. En: Fontana, H. y González, C. (2000). El Maíz en Venezuela. Fundación Polar. Caracas, Venezuela. 800 p.
- Rodríguez, E. 2009. Combate y control de malezas. (en línea). Disponible en: <http://www.plagas-agricolas.info.ve/doc/htcc/tineo.htcc>
- Rodríguez, J (s/f). L. U. de Malezas. Dpto. Protección Vegetal Rodríguez L. U. de Malezas. Dpto. Protección Vegetal (en línea). Disponible en: <http://www.pv.fagro.edu.uy/Malezas/Doc/ClasificacionHerbicidas.pdf>
- Rzedowski, G. C. de, J. Rzedowski. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2a ed. Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro, Michoacán, México.

SAGARPA. 2013. Agricultura Orgánica.
URL:http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/Documents/cambioclimatico/tecnologias_mitigacion.pdf

Settele, J. and M. Braun 1986. Some effects of weed management on insect pests of rice. *Plits* 4: 83-100.

Sodaeizadeh H., Rafieiohossaini M. y Van Damme P. 2010. Herbicidal activity of a medicinal plant, *Peganum harmala* L., and decomposition dynamics of its phytotoxins in the soil. *Industrial Crops and Products* 31: 385-394.

Soreng, R. J., G Davidse, P. M. Peterson, F. O.Zuloaga, E. J. Judziewicz, T. S. Filgueiras, O. N. Morrone & K. Romaschenko. 2013. A World-wide Phylogenetic Classification of poaceae (Gramineae): grama, grasses, etc.

Tworkoski, T. 2002. Herbicide effects of essential oils. *Weed Sci.* 50:425-431

Vega, N. (1987). *Las Malezas y su Combate: Aspectos Generales*. Ediciones de la Biblioteca. Universidad Central de Venezuela. Caracas, Venezuela. pp: 7 – 32.

Virgüez, G. y González, E. (1998). *Las Malezas en los Pastizales*. I Cursillo sobre manejo de pastos y otros recursos alimentarios para la producción de leche y carne con bovinos a pastoreo. En: Chacón, E. y Baldizán, A. (Eds). U.C.V, Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela. pp: 136 – 162.

Weaver, E. T.D. Martin, A.M. Blair y B.J. Wilson Cousens R.D., S.E. Weaver, T.D. Martin, A.M. Blair y B.J. Wilson. J. Wilson 1991. Dynamics of competition between wild oats (*Avena fatua* L.) and winter cereals. *Weed Research* 31:203-210.

Weston L.A. 1996. Utilization of allelopathy for weed management in agroecosystems. *Agronomy Journal* 88: 860-866.

Williamson G.B. y Weidenhamer J.D. 1990. Bacterial degradation of juglone: Evidence against allelopathy? *Journal of Chemical Ecology* 16:1739-1742.

Wilson, C. L.; El Glaouth, A. y Wisniewski M. E. 1999. "Prospecting in nature's store house for biopesticides. *Rev. Mex. Fitopatol.* 17: 49-53.

- Woods, F.W. 1960. Biological antagonisms due to phytotoxic root exudates. *Bot. Rev.* 26: 546- 569.
- Yan-Guijun, Zhu-Chaohua, Luo-Yanping, Yang-Ye and Wei-Jinju. 2006. Potential allelopathic effects of (*Piper nigrum*), *Mangifera indica* and *Clausena lansium*. *Ying yong Shengtai Xuebao*. 17(9): 1633-1636
- Zambrano, J. (1979). Formas de Propagación en Hidrófilos. *Revista de la Facultad de Agronomía*. Universidad del Zulia (LUZ). Maracaibo, Venezuela. 6(1): 610 – 627.
- Zamorano, C. 2006. Alelopatía: Un Nuevo Reto en la Ciencia de las Arvenses en el Trópico. *Agron.* 14(1): 7-15, Agosto, 2006.
- Zarate, J.; García R.; Zavala, F.; Perez, Soto, M. 2006. Fitotoxicidad de los extractos de *Calia secundiflora* (Ort.) Yakovlev. *Revista Chapingo*. Serie Horticultura 12(2):197-202, 2006.
- Zollinguer, R.; Quam, V. 1997. Wees control in tree planting. North Dakota State University, Extension Service, W-1097, 30p.

APÉNDICE

Resultados de Laboratorio

Cuadro 36. Porcentaje de germinación evaluada por cinco tratamientos orgánicos sobre semillas de frijol mediante una prueba de ji cuadrada.

	Extr. acuoso de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>			Etanólico de p. aéreas de <i>Chloris gayana</i>			Acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i>			Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i>			Aceite de coco		
	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H
1%	14	24	24	9	24	24	14	24	24	0	22	23	0	21	23
5%	18	23	24	0	14	24	17	24	24	0	9	21	0	23	24
10%	15	22	24	0	3	20	18	24	24	0	1	9	0	20	23
20%	18	21	23	0	1	4	21	23	24	0	0	0	0	18	19
T. químico	11	23	24	11	23	24	11	23	24	0	19	23	0	19	23
tabolsoluto	11	21	23	11	21	23	11	21	23	10	22	24	10	22	24
X ² c	11.1818182	0.85714286	0.17391304	33.3636364	37.4285714	16.2173913	17.6363636	1.6666667	0.2173913	50	50.1363636	33.8333333	50	1.40909091	1.1666667
X ² 0.05	11.070														

Cuadro 37. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos aplicados sobre semillas de frijol mediante un análisis de varianza.

	Extr. Acuoso de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Prueba de aceite de coco
1%	4.1890 A	2.0000 A	4.8713 A	2.6197 A	2.6197 A
5%	2.5657 B	1.7663 A	3.5413 B	0.8324 B	0.9934 B
10%	1.7803 BC	0.3603 B	2.4293 C	0.3139 C	0.6657 BC
20%	1.6250 BC	0.1704 B	2.3827 C	0.2796 C	0.3851 DC
TQ	1.2903 C	0.0222 B	1.2903 D	0.0811 C	0.3139 DC
TA	0.0000 D	0.0000 B	0.0000 E	0.0000 C	0.0659 D
CV	32.03253	60.92186	16.89637	33.79509	31.85099
FC	15.66	13.01	51.71	54.42	36.02
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Cuadro 38. Peso fresco de radícula por tratamientos aplicados sobre semillas de frijol mediante un análisis de varianza.

	Extr. Acuoso de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Prueba de Aceite de coco
1%	2.0347 A	1.02120 A	2.2980 A	1.35067 A	1.35067 A
5%	1.4017 AB	0.83777 B	1.9080 AB	0.21073 B	0.50183 B
10%	1.1554 B	0.73833 C	1.6737 AB	0.05310 C	0.34133 B
20%	1.1224 B	0.08133 D	1.5740 BC	0.03060 C	0.12940 C
TQ	1.0212 B	0.03500 D	1.0212 CD	0.00153 C	0.05310 C
TA	0.7383 B	0.00360 D	0.7383 D	0.00000 C	0.01953 C
CV	30.45951	12.08773	22.23586	29.90662	26.53639
FC	4.08	213.66	8.44	126.53	67.11
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Cuadro 39. Porcentaje de germinación evaluada por cinco tratamientos orgánicos sobre semillas de trigo mediante una prueba de ji cuadrada.

	Extracto acuoso de p. aéreas de <i>Chloris gayana</i>			Etanólico de p. aéreas de <i>Chloris gayana</i>			Acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i>			Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i>			Aceite de coco		
	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H	48 H	96 H	144 H
1%	27	27	27	25	27	28	28	28	29	29	30	30	24	25	28
5%	30	30	30	24	25	26	28	28	28	24	27	28	1	7	16
10%	28	29	30	19	25	27	26	27	27	17	29	30	1	3	4
20%	29	30	30	0	2	9	29	30	30	0	0	1	0	0	0
T. químico	3	8	13	3	8	13	3	8	13	7	15	21	7	15	21
t. absoluto	29	29	29	29	29	29	29	29	29	30	30	30	30	30	30
X ² c	23.5172414	15.4137931	9.06896552	57.1724138	41.5862069	23.06896552	23.6896552	15.44827586	9.034482759	54.5	37.83333333	30.86666667	111.5666667	80.26666667	61.9
X ² 0.05	11.070														

Cuadro 40. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos aplicados sobre trigo por medio de un análisis de varianza.					
	Extr. Acuoso de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanolico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanolico de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Prueba de aceite de coco.
1%	1.1993 A	0.67507 A	1.06413 A	0.77940 A	0.77940 A
5%	1.0850 AB	0.54563 B	0.89653 B	0.31137 B	0.22923 B
10%	0.7944 AB	0.03900 C	0.87150 B	0.01597 C	0.01453 C
20%	0.6768 B	0.00000 C	0.80830 BC	0.01453 C	0.00400 C
TQ	0.6751 B	0.00000 C	0.67507 C	0.00000 C	0.00000 C
TA	0.0000 C	0.00000 C	0.00000 D	0.00000 C	0.00000 C
CV	30.11278	29.77047	11.81080	27.64094	20.09665
FC	10.78	75.33	58.26	111.39	245.54
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Cuadro 41. Peso fresco de radícula evaluada por tratamientos sobre semillas de trigo por un análisis de varianza.					
	Extr. Acuoso de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanolico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Acuoso de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Extr. Etanolico de raíz de <i>Chloris gayana</i>	Prueba de aceite de coco
1%	1.34200 A	0.52753 A	1.06033 A	0.33143 A	0.33143 A
5%	1.28767 A	0.29180 B	0.74623 B	0.06550 B	0.02400 B
10%	1.10567 B	0.11617 C	0.70243 B	0.00767 C	0.00053 B
20%	0.86867 C	0.10900 C	0.63110 BC	0.00013 C	0.00013 B
TQ	0.52753 D	0.04333 D	0.52753 C	0.00000 C	0.00000 B
TA	0.04333 E	0.02387 D	0.04333 D	0.00000 C	0.00000 B
CV	11.85577	10.96581	11.57041	39.48461	44.51033
FC	71.91	269.30	65.36	73.49	76.77
F 0.05	3.106	3.106	3.106	3.106	3.106

Resultados de Invernadero

Cuadro 42. Porcentaje de germinación por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol una prueba de ji cuadrada.				
# Trat.	Extractos	96 Hrs	192 Hrs	288 Hrs
1	Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	0	10	12
2	Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	1	14	16
3	Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	2	10	16
4	Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	2	10	14
5	Aceite de coco al 10%	0	8	9
6	Aceite de coco al 20%	1	7	7
7	Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	0	9	11
8	Testigo químico	3	14	16
9	Testigo absoluto	4	13	14
	X2 c	18.75	8.15384615	7.07142857
	X2 0.05	15.507	15.507	15.507

Cuadro 43. Altura de planta a los siete días por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol de acuerdo un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	7.633
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	6.833
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	5.867
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	5.833
Aceite de coco al 10%	4.733
Aceite de coco al 20%	4.300
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	4.000
T. químico	3.833
T. absoluto	3.067
CV	47.52473
FC	1.16
F 0.05	2.510

Cuadro 44. Altura de planta a los 14 días por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	19.300 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	18.333 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	16.867 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	16.267 A
Aceite de coco al 10%	16.000 A
Aceite de coco al 20%	15.333 A
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	14.100 A
T. químico	13.067 A
T. absoluto	5.200 B
CV	26.57151
FC	3.24
F 0.05	2.510

Cuadro 45. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	6.867
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	6.733
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	6.400
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	6.000
Aceite de coco al 10%	5.533
Aceite de coco al 20%	5.500
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	4.633
T. químico	3.967
T. absoluto	3.167
CV	36.17659
FC	1.26
F 0.05	2.510

Cuadro 46. Peso fresco de radícula por tratamientos de aplicación preemergente sobre frijol mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	3.5333 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	2.6667 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	1.9000 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	1.7000 AB
Aceite de coco al 10%	1.6667 AB
Aceite de coco al 20%	1.6333 AB
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + aceite de coco al 10%	1.4333 B
T. químico	1.4333 B
T. absoluto	1.2000 B
CV	52.04717
FC	1.65
F 0.05	2.510

Cuadro 47. Nivel de daño en plantas de frijol por tratamientos de aplicación postemergente a los 13 días, mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	9.0000 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	9.0000 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	8.0000 B
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	5.0000 C
Aceite de coco al 10%	1.3333 D
Aceite de coco al 20%	1.3333 D
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	1.3333 D
T. químico	1.0000 D
T. absoluto	1.0000 D
CV	8.108108
FC	358.50
F 0.05	2.510

Cuadro 48. Peso fresco de hipocótilo de frijol por tratamientos de aplicación postemergente evaluados mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	11.9333 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	11.4333 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	11.1333 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	10.8333 AB
Aceite de coco al 10%	10.7333 AB
Aceite de coco al 20%	9.5000 B
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	4.7667 C
T. químico	3.4333 C
T. absoluto	1.0333 D
CV	11.34160
FC	56.47
F 0.05	2.510

Cuadro 49. Peso fresco de radícula en frijol por tratamientos de aplicación postemergente mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	11.7667 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	10.9000 A
Ext. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	10.7000 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	10.3000 A
Aceite de coco al 10%	10.1333 A
Aceite de coco al 20%	7.9000 B
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + aceite de coco al 10%	3.5667 C
T. químico	3.4667 C
T. absoluto	0.3667 D
CV	13.65802
FC	46.82
F 0.05	2.510

Cuadro 50. Porcentaje de germinación sobre semillas de trigo por tratamientos de aplicación preemergente mediante una prueba de ji cuadrada.				
# Trat.	Extractos	96 Hrs	192 Hrs	288 Hrs
1	Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	2	17	13
2	ExtR. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	2	9	11
3	Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	2	7	7
4	Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	3	5	5
5	Aceite de coco al 10%	2	4	5
6	Aceite de coco al 20%	3	8	8
7	Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	3	7	7
8	Testigo químico	3	13	17
9	Testigo absoluto	6	22	22
	X2 c	16.6666667	69.7272727	65.9545455
	X2 0.05	15.507	15.507	15.507

Cuadro 51. Altura de planta a los siete días por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	8.333 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	7.400 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	6.467 ABC
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	6.467 ABC
Aceite de coco al 10%	5.633 ABC
Aceite de coco al 20%	4.767 ABC
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	3.467 BC
T. químico	3.333 BC
T. absoluto	3.133 C
CV	40.11801
FC	2.24
F 0.05	2.510

Cuadro 52. Altura de planta a los 14 días por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	20.767 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	19.367 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	17.767 A
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	17.000 AB
Aceite de coco al 10%	16.767 AB
Aceite de coco al 20%	16.100 AB
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	15.200 AB
T. químico	8.633 BC
T. absoluto	5.067 C
CV	29.26107
FC	3.94
F 0.05	2.510

Cuadro 53. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	1.8667 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	1.3667 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	1.1667 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	0.8000 B
Aceite de coco al 10%	0.7000 B
Aceite de coco al 20%	0.5333 B
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	0.5333 B
T. químico	0.5000 B
T. absoluto	0.4667 B
CV	55.18936
FC	2.99
F 0.05	2.510

Cuadro 54. Peso fresco de radícula por tratamientos de aplicación preemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	1.1000 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	1.0667 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	0.7667 AB
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	0.4667 AB
Aceite de coco al 10%	0.4000 AB
Aceite de coco al 20%	0.4000 AB
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	0.3667 AB
T. químico	0.3333 AB
T. absoluto	0.3000 B
CV	69.86885
FC	1.85
F 0.05	2.510

Cuadro 55. Nivel de daño sobre plantas de trigo a los 13 días por tratamientos de aplicación postemergente, mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	9.0000 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	8.3333 B
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	5.0000 C
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	4.0000 D
Aceite de coco al 10%	1.0000 E
Aceite de coco al 20%	1.0000 E
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	1.0000 E
T. químico	1.0000 E
T. absoluto	1.0000 E
CV	5.527822
FC	884.50
F 0.05	2.510

Cuadro 56. Peso fresco de hipocótilo por tratamientos de aplicación postemergente sobre trigo mediante un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	2.7667 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	2.1000 B
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	1.9667 B
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	1.8000 B
Aceite de coco al 10%	1.7333 B
Aceite de coco al 20%	1.5667 BC
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	1.1333 C
T. químico	0.4333 D
T. absoluto	0.2000 D
CV	21.23071
FC	18.99
F 0.05	2.510

Cuadro 57. Peso fresco de radícula por taratamientos de aplicación postemergente sobre trigo por medio de un análisis de varianza.	
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 10%	0.73333 A
Extr. Etanólico de partes aéreas de <i>Chloris gayana</i> al 20%	0.50000 B
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 10%	0.46667 B
Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> al 20%	0.46667 B
Aceite de coco al 10%	0.36667 B
Aceite de coco al 20%	0.36667 B
Extr. Etanólico de partes aéreas + Extr. Etanólico de raíz de <i>Chloris gayana</i> + Aceite de coco al 10%	0.30000 BC
T. químico	0.10000 CD
T. absoluto	0.00000 D
CV	32.35478
FC	10.18
F 0.05	2.510