

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Efecto Bioestimulante de Extractos Vegetales en Maíz (*Zea mays L.*), Frijol
(*Phaseolus vulgaris L.*) y Col (*Brassica oleracea L.*)

Por:

JORGE ALBERTO RODRÍGUEZ NAVARRO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México

Marzo de 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Efecto Bioestimulante de Extractos Vegetales en Maíz (*Zea mays* L.), Frijol
(*Phaseolus vulgaris* L.) y Col (*Brassica oleracea* L.)

Por:

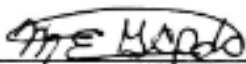
JORGE ALBERTO RODRÍGUEZ NAVARRO

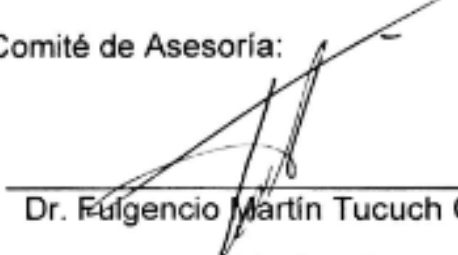
TESIS


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 Cauch
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 de 2018

RESUMEN

Los bioestimulantes surgen como una alternativa para la mejora de los cultivos, tanto en rendimiento como en calidad. Esto nos da como resultado alimentos más sanos, inocuos y saludables. En el presente trabajo se utilizaron extractos etanolicos de diversas especies vegetales. Para evaluar el efecto bioestimulantes de los extractos vegetales.

El trabajo se realizó en la ciudad de Saltillo, Coahuila de Zaragoza, México. Se obtuvieron extractos de diversas especies vegetales. De los cuales posteriormente se diluyeron con agua destilada a dos dosis; del 0.1%, 0.5%, 1% y 10%. Se establecieron tres ensayos en laboratorio con semillas de maíz, frijol y col. Estas fueron establecidas en cajas Petri las cuales se les coloco dos círculos de papel filtro con 15 mL. De solución de los extractos a las dosis indicadas, esto como medio de cultivo.

Los resultados mostraron que algunas de las soluciones de extractos etanolicos de especies vegetales, ligeramente mostraron efectos bioestimulantes sobre semillas de maíz y frijol ya que en algunos de los tratamientos a las dosis de 0.1% y 0.5% mostraron mayor germinación, peso de hipocótilo y de radícula que el testigo absoluto, con diferencia significativa entre algunos tratamientos. Sin embargo, en el ensayo con semillas de col no se observó mejora alguna, sino de lo contrario, se redujo el peso tanto hipocotilo como de radícula, con diferencia significativa entre algunos de los tratamientos.

Palabras clave: Bioestimulantes, Extractos vegetales, *Zea mays L.*, *Phaseolus vulgaris L.*, *Brassica oleracea L.*

DEDICATORIAS

A mis padres

Rafael Rodríguez Martínez y María Elena Navarro Gutiérrez

Con cariño y respeto por enseñarme y guiarme hasta este punto fundamental de mi vida. Por aceptarme tal y como soy, por confiar en mí y estar siempre para apoyarme, por ser mis padres, porque sin ustedes no sería la persona que hoy soy y porque los AMO.

A mis hermanos

Félix Rafael, Pedro, Xochitl Mariana, Mónica Citlali, Ana Alejandra y José Manuel, que siempre están a mi lado apoyándome, y por todos esos momentos que hemos pasado juntos.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, quiero agradecerle a Dios, por ayudarme a terminar este proyecto, por darme la fuerza y el coraje para lograr que este sueño se hiciera realidad. Gracias Dios por todo lo que me has dado, por permitirme estar en este mundo, por enseñarme día a día que con humildad sencillez y sabiduría todo es posible, por siempre estar conmigo en las buenas y en las malas.

A Mi Alma Terra Mater por abrirme las puertas, por cobijarme, y por formarme como un profesionista.

Al Dr. Fulgencio Martín Tucuch Cauich, por su apoyo, dedicación y tiempo que me prestó en la realización de este trabajo.

Al Ing. Gerardo Rodríguez Galindo por su apoyo, que me prestó en la realización de este trabajo.

A la Dra. María Elizabeth Galindo Cepeda por su apoyo, dedicación y tiempo que me prestó en la realización de este trabajo.

A todos mis profesores que de alguna u otra manera aportaron sus conocimientos para mi formación académica para que yo sea un profesionista exitoso.

A mis amigos por todos esos momentos que pasamos juntos, por el apoyo que me brindaron a lo largo de mi estancia en la universidad, por todas esas fiestas y desvelos que pasamos juntos, gracias amigos.

A Cesar Enrique Gastelum Amador, por su apoyo, dedicación y amistad que me brindo en la realización de este trabajo.

A la Empresa GreenCorp Biorganiks de México S.A. de C.V., Por todo su apoyo y confianza al permitirme realizar este trabajo en sus instalaciones.

“Nuestra recompensa se encuentra en el
esfuerzo y no en el resultado. Un esfuerzo
total es una victoria completa”.

Mahatma Gandhi

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	i
DEDICATORIAS	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
INDICE DE CUADROS	viii
INDICE DE FIGURAS	xi
INTRODUCCION	1
Justificación	2
Objetivo.....	2
Hipótesis.....	2
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Los Bioestimulantes.....	3
Clasificación de los bioestimulantes	4
Beneficios de los bioestimulantes:.....	7
Extractos vegetales como bioestimulantes.....	8
Fuentes Vegetales de Bioestimulantes.....	12
Peyote (<i>Lophophora williamsii</i>).....	12
Valeriana (<i>Valeriana officinalis</i>).....	15
Zacate buffel (<i>Cenchrus ciliaris L.</i>)	17
Sábila (<i>Aloe vera</i>)	18
Higuerilla (<i>Ricinus communis L.</i>)	22

Planta de la liebre (<i>Chrysothamnus viscidiflorus</i>).....	24
Jojoba (<i>Simmondsia chinensis</i>).....	25
MATERIALES Y MÉTODOS.....	28
Localización del Sitio Experimental	28
Materiales Usados	28
Material Vegetal Usado.....	29
Extractos y concentraciones a evaluar.....	29
Diseño Experimental.....	30
Metodología de Establecimiento.....	30
Establecimiento de los ensayos	30
Variables de Respuesta	31
Toma de datos.....	31
Metodología del Análisis.....	32
RESULTADOS.....	33
Resultados en Maíz.....	33
Porcentaje de germinación a las 48 horas.	33
Porcentaje de germinación a las 96 horas.	34
Porcentaje de germinación a las 144 horas.....	35
Peso de hipocótilo	36
Peso de radícula.....	37
Resultados en Frijol.....	38
Porcentaje de germinación a las 48 horas.	38
Porcentaje de germinación a las 96 horas.	39
Porcentaje de germinación a las 144 horas.....	40

Peso de hipocótilo	41
Peso de radícula.....	42
Resultados en Col	43
Porcentaje de germinación a las 72 horas.	43
Porcentaje de germinación a las 120 horas.....	44
Porcentaje de germinación a las 168 horas.....	45
Peso de hipocótilo	46
Peso de radícula.....	47
DISCUSIÓN	48
CONCLUSIÓN	50
BIBLIOGRAFÍA	51
APÉNDICE.....	58

INDICE DE CUADROS

Cuadro No.

1. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz a las 48 horas.....	33
2. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz a las 96 horas.....	34
3. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz a las 144 horas.....	35
4. Análisis de varianza del peso de hipocótilo de plántulas de maíz a las 168 horas.....	36
5. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de maíz a las 168 horas.....	37
6. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol a las 48 horas.....	38
7. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol a las 96 horas.....	39
8. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol a las 144 horas.....	40
9. Análisis de varianza del peso de hipocótilo de plántulas de frijol a las 168 horas.....	41
10. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de frijol a las 168 horas.....	42
11. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col a las 48 horas.....	43
12. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col a las 96 horas.....	44

13. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col a las 144 horas.....	45
14. Análisis de varianza del peso de hipocótilo de plántulas de col a las 168 horas.....	46
15. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de col a las 168 horas.....	47
16. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz. Promedio germinación observada en cuatro fechas distintas, analizadas por medio de la prueba de ji cuadrada.....	58
17. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol. Promedio germinación observada en cuatro fechas distintas, analizadas por medio de la prueba de ji cuadrada.....	59
18. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col. Promedio germinación observada en cuatro fechas distintas, analizadas por medio de la prueba de ji cuadrada.....	60
19. Análisis de varianza del peso de hipocótilo de plántulas de maíz a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS en el cual se puede observar que existe diferencia significativa en casi todos los extractos a excepción del extracto etanolico de cascara de jojoba en donde no hubo diferencia significativa.	61
20. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de maíz a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS, en el cual se puede observar que existe diferencia significativa en cuatro de los 7 extractos evaluados.....	62
21. Análisis de varianza del peso de hipocótilo de plántulas de frijol a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS en el cual se puede observar que existe diferencia significativa 5 de los 7 extractos evaluados.....	63

22. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de frijol a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS, en el cual se puede observar que existe diferencia significativa en 5 de los 7 extractos evaluados.....	64
23. Análisis de varianza del peso de hipocótilo de plántulas de col a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS en el cual se puede observar que existe diferencia significativa en cada uno de los 7 extractos evaluados.....	65
24. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de col a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS, en el cual se puede observar que existe diferencia significativa en 5 de los 7 extractos evaluados.....	66

INDICE DE FIGURAS

No. De Figura

1. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de maíz a las 48 horas sobre papel filtro.....	33
2. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de maíz a las 96 horas sobre papel filtro.....	34
3. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de maíz a las 144 horas sobre papel filtro.....	35
4. Peso de hipocótilo por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de maíz sobre papel filtro.....	36
5. Peso de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de maíz sobre papel filtro.....	37
6. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de frijol a las 48 horas sobre papel filtro.....	38
7. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de frijol a las 96 horas sobre papel filtro.....	39
8. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de frijol a las 144 horas sobre papel filtro.....	40
9. Peso de hipocótilo por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de frijol sobre papel filtro.....	41
10. Peso de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de frijol sobre papel filtro.....	42
11. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de col a las 72 horas sobre papel filtro.....	43
12. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de col a las 120 horas sobre papel filtro.....	44

13. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de col a las 168 horas sobre papel filtro.....	45
14. Peso de hipocótilo por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de col sobre papel filtro.....	46
15. Peso de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de col sobre papel filtro.....	45

INTRODUCCION

La agricultura es la actividad más importante de la humanidad. Es la principal fuente de los alimentos que consume la población mundial. Se calcula que la producción agrícola, en 2013, fue de 2.3 billones de toneladas de cereales de los cuales 1 billón son destinados a consumo humano, 750 millones a consumo de ganado y 500 millones para la industria; en frutales se produjeron 640 millones y 1 billón de toneladas de hortalizas en todo el mundo (FAO, 2013).

Sin embargo, la alimentación de una población en crecimiento requiere multiplicar el rendimiento y mejora en la calidad de los cultivos, esto nos lleva a querer mejorar y aumentar el rendimiento en la producción. Lo que obliga a utilizar diversos productos entre los cuales está el uso de hormonas y bioestimulantes para acelerar el desarrollo de los cultivos.

Un bioestimulante es cualquier sustancia o microorganismo que, al aplicarse a las plantas, es capaz de mejorar la eficacia de éstas en la absorción y asimilación de nutrientes, tolerancia a estrés biótico o abiótico o mejorar alguna de sus características agronómicas, independientemente del contenido en nutrientes de la sustancia (García, 2017).

Si bien, inicialmente, los bioestimulantes se utilizaban principalmente en la agricultura ecológica y en los cultivos de frutas y hortalizas de mayor valor añadido, hoy en día también juegan un papel cada vez más importante en la agricultura tradicional, como complemento de fertilizantes y productos fitosanitarios, y en las prácticas agronómicas en general (Valagro, 2014).

Actúan sobre la fisiología de las plantas a través de canales distintos a los nutrientes, mejorando el vigor, el rendimiento y la calidad, además de contribuir a la conservación del suelo después del cultivo. Estos se utilizan cada vez más en la producción agrícola en todo el mundo y pueden contribuir eficazmente a superar el reto que plantea el incremento de la demanda de alimentos por parte de la creciente población mundial (Valagro 2014).

Justificación

Este estudio tiene como finalidad la aportación de información sobre el efecto positivo hacia la germinación, desarrollo y crecimiento de los cultivos por parte de los extractos utilizados.

Objetivo

Determinar el efecto bioestimulante de extractos vegetales sobre el desarrollo inicial del maíz (*Zea mays L.*), frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) y col (*Brassica oleracea L.*)

Hipótesis

Al menos uno de los extractos vegetales posee un efecto bioestimulante en el desarrollo inicial en alguno de los cultivos.

REVISIÓN DE LITERATURA

Los Bioestimulantes

Los bioestimulantes de las plantas, o bioestimulantes agrícolas, incluyen diversas sustancias y microorganismos que mejoran el crecimiento de las plantas. Se proyecta que el mercado mundial de bioestimulantes llegará a \$ 2,241 millones en 2018 y tendrá una tasa de crecimiento anual compuesto del 12.5% de 2013 a 2018 (Anónimo, 2013). Según el mismo estudio, el mayor mercado de bioestimulantes en 2012 fue Europa. El Consejo Europeo de la Industria de Bioestimulantes (EBIC) informó que en 2012 más de 6,2 millones de hectáreas fueron tratadas con bioestimulantes en Europa definida como el Área Económica Europea (Consejo Europeo de la Industria de Bioestimulantes, 2013).

La definición y el concepto de bioestimulantes de plantas todavía están evolucionando, lo que es en parte un reflejo de la diversidad de insumos que pueden considerarse bioestimulantes. La amplitud del concepto de bioestimulantes es evidente al revisar dos iniciativas de consorcios de industrias bioestimulantes, una en Europa y otra en América del Norte. En Europa, el EBIC definió los bioestimulantes de la planta de la siguiente manera. "Los bioestimulantes de plantas contienen sustancias y / o microorganismos cuya función cuando se aplican a las plantas o la biosfera es estimular los procesos naturales para mejorar / beneficiar la absorción de nutrientes, la eficiencia de nutrientes, la tolerancia al estrés abiótico y la calidad del cultivo. Los bioestimulantes no tienen acción directa contra las plagas, y por lo tanto no entran dentro del marco regulatorio de los pesticidas "(European Biostimulants Industry, 2012).

En América del Norte, la coalición bioestimulante definió bioestimulante como "sustancias, incluidos microorganismos, que se aplican a plantas, semillas, suelos u otros medios de crecimiento que pueden mejorar la capacidad de la planta para asimilar nutrientes aplicados o proporcionar beneficios para el desarrollo de la planta. Los bioestimulantes no son nutrientes de las plantas y, por lo tanto, no pueden hacer ningún reclamo o garantía de nutrientes "(Coalición Bioestimulant, 2013).

El uso de los bioestimulantes puede mejorar parámetros de calidad de los productos. Una mayor calidad significa mayores beneficios para los agricultores y alimentos más sanos y nutritivos para los consumidores. Los bioestimulantes ayudan a proteger y mejorar la salud del suelo, fomentando el desarrollo de microorganismos benéficos del suelo. Un suelo saludable retiene el agua de manera más eficaz y resiste mejor la erosión. Los bioestimulantes ayudan a abordar algunos de los desafíos más importantes a los que se enfrenta la agricultura mundial en los próximos años (Lida Plant Research, 2018).

Los bioestimulantes agrícolas incluyen diferentes formulaciones de sustancias que se aplican a las plantas o al suelo para regular y mejorar los procesos fisiológicos de los cultivos, haciéndolos más eficientes (Valagro, 2014).

Clasificación de los bioestimulantes

Los bioestimulantes se enmarcan en una categoría de productos tan novedosa que su reglamentación a nivel mundial aún no está completamente cerrada. Sin embargo, existe cierto consenso entre científicos, reguladores, productores y agricultores en la definición de las categorías principales de productos bioestimulantes (García 2017).

Ácidos húmicos y fúlvicos. Las sustancias húmicas son constituyentes naturales de la materia orgánica de los suelos, resultantes de la descomposición de las plantas, animales y microorganismos, pero también de la actividad metabólica de los microorganismos del suelo que utilizan estos compuestos como sustrato (García 2017).

Aminoácidos y mezclas de péptidos. Se obtienen a partir de la hidrólisis química o enzimática de proteínas procedentes de productos agroindustriales tanto vegetales (residuos de cultivos) como animales: colágenos, tejidos epiteliales (García, 2017).

Extractos de algas y de plantas. El uso de algas como fuente de materia orgánica y con fertilizante es muy antiguo en la agricultura, pero el efecto bioestimulante ha sido detectado muy recientemente (García, 2017).

Quitosan y otros biopolímeros. El quitosano es la forma deacetilada del biopolímero de quitina, producido natural o industrialmente. Los polímeros/oligómeros de tamaño variado se usan habitualmente en alimentación, cosmética, medicina y recientemente en agricultura. El efecto fisiológico de los oligómeros de quitosano en plantas son el resultado de la capacidad de este compuesto policatiónico de unirse a una amplia variedad de compuestos celulares, incluyendo DNA y constituyentes de la membrana plasmática y de la pared celular (García, 2017).

Compuestos inorgánicos. Se suelen llamar “elementos beneficiosos” a aquellos elementos químicos que promueven el crecimiento de las plantas y que pueden llegar a ser esenciales para algunas especies, pero no para todas. Entre estos elementos se suelen considerar el Aluminio, Cobalto, Sodio, Selenio y Silicio; y

están presentes tanto en el suelo como en plantas como diferentes sales inorgánicas y como formas insolubles. Sus efectos beneficiosos pueden ser constitutivos, como el reforzamiento de las paredes celulares por los depósitos de silicio, o por la expresión en determinadas condiciones ambientales, como es el caso del selenio frente al ataque de patógenos (García, 2017).

Hongos beneficiosos. Los hongos interactúan con las plantas de muchas formas, desde simbiosis mutualista hasta el parasitismo. Los hongos micorrícicos son un heterogéneo grupo de hongos que establecen simbiosis con el 90% de las plantas. Hay un creciente interés por el uso de los hongos micorrícicos para promocionar la agricultura sostenible, considerando sus efectos en mejorar la eficacia de la nutrición, balance hídrico y protección frente al estrés de las plantas (García, 2017).

Bacterias beneficiosas. Las bacterias interactúan con las plantas de todas las formas posibles: Como en los hongos, esta interacción puede ir desde el parasitismo hasta el mutualismo. La aplicación de bacterias beneficiosas en los cultivos comienza a ser una práctica común dentro de los esquemas de bioestimulación (García, 2017).

Uso de los bioestimulantes.

Los bioestimulantes favorecen el crecimiento y el desarrollo de las plantas durante todo el ciclo de vida del cultivo, desde la germinación hasta la madurez de las plantas (García, 2017).

- Mejorando la eficiencia del metabolismo de las plantas obteniéndose aumentos en los rendimientos de los cultivos y la mejora de su calidad.

- Implementando la tolerancia de las plantas a los esfuerzos abióticos y la capacidad de recuperarse de ellos Facilitando la asimilación, el paso y el uso de los nutrientes.
- Aumentando la calidad de la producción agrícola, incluyendo el contenido de azúcares, color, tamaño del fruto, etc.
- Regulando y mejorando el contenido de agua en las plantas.
- Aumentando algunas propiedades físico-químicas del suelo y favoreciendo el desarrollo de los microorganismos del suelo (García, 2017).

Beneficios de los bioestimulantes:

Aumento de rendimiento: Los bioestimulantes proporcionan incrementos adicionales a los rendimientos de los cultivos (García, 2017).

Mejoran la tolerancia de las plantas al estrés abiótico cuando se enfrentan a un estrés abiótico: ¿Qué es el estrés abiótico? Es un término utilizado para describir el impacto negativo que la sequía, las temperaturas extremas y la salinidad ejercen sobre las plantas. Con el uso de bioestimulantes se logra reforzar el vigor de las plantas y las hace más fuertes ante condicionantes anteriormente mencionados (García, 2017).

Ayudan a los cultivos a asimilar nutrientes: Gracias a los bioestimulantes, las plantas obtienen nutrientes capaces de reducir los impactos no deseados en el medio ambiente, a la vez que aseguran que los agricultores tengan un mayor retorno en sus inversiones (García, 2017).

Mejoran la calidad de los cultivos: Con su uso, el cultivo tiene una mayor calidad (contenido en azúcares, color, cuajado de los frutos, firmeza y absorción de nutrientes) (García, 2017).

Mejoran la sanidad de los suelos: Tienen la capacidad de ayudar al desarrollo de microorganismos beneficiosos para el suelo. Ello se traduce en suelos que retienen agua de forma más eficiente y su vez, terrenos con menos erosión (García, 2017).

Extractos vegetales como bioestimulantes

Gómez et al.(s/f) mencionan que, aunque los extractos de *Larrea tridentata* y *Karwinskia humboldtiana* al 5 % actúan como inhibidores de la germinación en sandía, melón y calabaza, para el tomatillo resultaron tener un efecto estimulante.

Rodríguez (2006) planteo que el gel de *Aloe vera* ha demostrado su eficacia en la sustitución de reguladores sintéticos. Refiere además la utilización del A. vera como enraizador en condiciones de campo, con experiencias en plántulas de mora, donde se recomienda extraer el cristal de las hojas y colocarlo en contacto con la parte vegetativa de la plántula de mora para enraizar.

Los extractos de *Larrea tridentata* inhiben la germinación en las semillas de sorgo (*Sorghum bicolor*), en un 13.33 % en el genotipo 855-F y 22.8 % en el Azul Verde. En el genotipo Milenio se presentan diferencias altamente significativas tanto entre los extractos, como entre las concentraciones, así como en su interacción, reduciéndose la germinación hasta en un 33.9 %. Estos resultados demuestran que el genotipo Milenio es el más susceptible a estos tratamientos, mientras que el genotipo 855-F es el más resistente (Gómez et al, s/f).

Bedin *et al.* (2006) encontrón que el extracto acuoso de hojas frescas de *Eucalyptus citriodora L.* no influye en el porcentaje de germinación de tomate, pero si disminuye la velocidad del índice de la tasa de germinación.

Gómez *et al.* (2003) observo que extractos de hojas y raíces *Rumex crispus L.* y *Polygonum segetum HBK* con una concentración de 0.05 % ocasionaron un efecto inhibitorio sobre la germinación del trigo, la coliflor y la arveja.

Layne y Méndez (2007) apreciaron un efecto inhibidor en la germinación del maíz (*Zea mays L.*) al aplicar extractos acuosos de la maleza *Cyperus rotundus L.* al aumentar proporcionalmente la concentración del extracto en 4,0 y 6,0 % p/v. Torres *et al.*, (2003) mencionan que el extracto de boniato de *Ipomoea batatas L.* aplicado al suelo no mostro efecto inhibitorio ni estimulante sobre la actividad germinativa en los cultivos de maíz, sorgo y melón.

Penna *et al.* (2003) mencionan que extractos acuosos de *Chenopodium ambrosioides L.* retardan y pueden llegar a inhibir la germinación de la maleza *Bidens pilosa L.* según el método de obtención.

González (2011) menciona que el extracto acuoso de hojas de *Eucaliptus gomphocephala* no mostro efectos significativos sobre la germinación de semillas de *A. hybridus*, *P. oleracea* y *E. colona*

Activos fitoquímicos de los extractos

Isoprenoides Se forman a través de la ruta del ácido mevalónico a partir de la AcetilCoA, en donde se incorpora unidades de C5, presentan estructuras diversas y pueden encontrarse como tal o formando parte de compuestos más complejos. A los isoprenoides se los puede clasificar de la siguiente manera (Kuklinski, 2000).

Terpenos Los elementos estructurales básicos de los terpenos se conocen como unidades de isopreno, porque los terpenos pueden descomponerse a elevadas temperaturas dando isopreno (Kuklinski, 2000).

Aceites esenciales Los aceites esenciales son sustancias volátiles de naturaleza compleja, con frecuencia están asociadas a gomas y a resinas. Estas esencias se encuentran exclusivamente en vegetales superiores. Muchos aceites esenciales son de origen terpenoide, solo un pequeño número de ellos contienen derivados aromáticos (bencénicos) mezclados con terpenos (Kuklinski, 2000).

Heterósidos cardiotónicos Están formados por una parte glucídica constituida por una o varias unidades de azúcar y un aglicón que tiene un núcleo esteroídico (C27 tetracíclico) unido a un anillo lactónico insaturado (Kuklinski, 2000).

Alcaloides Los alcaloides típicos son de origen vegetal, contienen uno o más átomos de nitrógeno (Evans, 1991).

Derivados fenólicos Las plantas producen una gran variedad de productos secundarios que contienen un grupo hidroxilo en un anillo aromático, que les confiere una estructura fenólica (Evans, 1991).

Fenoles simples Son poco frecuentes y se encuentran en las plantas en forma de heterósidos (Evans, 1991).

Ácidos fenólicos Se pueden encontrar libres o unidos a azúcares (heterósidos), pueden formar ésteres al unirse tanto con el ácido químico como con otro ácido fenólico (Evans, 1991).

Taninos Los taninos poseen un amplio grupo de compuestos hidrosolubles con estructura polifenólica (Evans, 1991).

Cumarinas Las cumarinas son derivados de la benzo- α -pirona, muchas de ellas son fenólicas, por lo que se incluyen dentro de los derivados fenólicos (Evans, 1991).

Quinonas Son compuestos aromáticos con dos grupos cetona, son dicetonas insaturadas que por reducción se convierten en polifenoles (Evans, 1991).

Flavonoides Los flavonoides constituyen un grupo amplio de fenoles naturales, se encuentran tanto como agliconas libres o en forma de heterósidos. En la actualidad se conocen más de 2000 de estos compuestos, de los cuales unos 500 se encuentran en estado libre (Evans, 1991).

Fuentes Vegetales de Bioestimulantes

Peyote (*Lophophora williamsii*).

El peyote es un pequeño cactus que tienen por nombre científico *Lophophora williamsii*, el cual crece principalmente en México y en algunas zonas de Estados Unidos. Hoy veremos cuáles son las propiedades del peyote y qué recomendaciones existen a la hora de usarla (Mora s/f).

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Cactaceae

Género: *Lophophora*

Especie: *williamsii*

Origen

El cactus de peyote ó *Lophophora Williamsii* es una especie de cactácea, original del desierto de México (norte) y el sur EEUU. (Psycodelice, 2017).

Historia

Desde la antigüedad, antes de que los europeos llegaran a la región de Mesoamérica, el peyote ya era utilizado y reverenciado por tribus nativas, tales como los mexicas, los huicholes del norte de México, y los navajos del suroeste de Estados Unidos, como parte de su espiritualidad tradicional. Es posible que dichas culturas hayan dejado textos o códices donde expresaran la forma de uso del peyote; sin embargo, estos pudieron haberse perdido o fueron destruidos por los conquistadores europeos. La primera referencia histórica de los europeos fue hecha por un misionero: el monje franciscano Bernardino de Sahagún, quien en 1560 escribió sobre los efectos alucinógenos que producía su ingestión. En este trabajo escribió que los chichimecas fueron los primeros en descubrir y usar el peyote. A finales de 1800, la tradición comenzó a extenderse hacia el norte, como parte del resurgimiento de la espiritualidad nativa bajo el auspicio de lo que vino a llamarse “Iglesia nativa estadounidense” (Native American Church) y cuyos miembros se refieren al peyote como “la medicina”, utilizándola para combatir el alcoholismo y otras enfermedades sociales (Anónimo, s/f).

Propiedades medicinales del peyote

A este tipo de hierba medicinal conocido como el peyote se le atribuyen efectos analgésicos, sobre todo cuando tiene que ver con tratamientos del sistema óseo y articular. Además, posee un efecto relajante en casos de fatiga extrema, depresión y cansancio (Mora s/f).

Incluso, por estas condiciones, en algunas regiones del mundo se le utiliza como tratamiento a modo de calmante para pacientes psiquiátricos, aunque existen algunas restricciones en su uso, la verdad es que se utiliza también para tratar fiebres y parálisis. Algunas personas también utilizan el peyote para el tratamiento de fracturas, heridas y mordeduras de serpientes (Mora s/f).

Riesgos del consumo de peyote

El peyote contiene una sustancia llamada mescalina que tiene efectos similares a los de LSD, pero claro está que la hierba es menos potente. Así que vale la pena tener mucho cuidado con el objetivo de su utilización ya que puede causar alucinaciones. De hecho, en los Estados Unidos el peyote no es legal (Mora s/f).

Algunos expertos consideran que hacen falta más investigaciones para evaluar la eficacia de este tipo de hierba medicinal. En algunas oportunidades el peyote puede causar náuseas, vómitos, ansiedad, paranoia e inestabilidad emocional. Incluso sus efectos secundarios pueden ir más allá, ya que puede afectar la presión arterial, producir cambios en la visión, babeo, dolor de cabeza, mareos y somnolencia. Incluso el mayor riesgo es para las mujeres embarazadas, que deben evitar este tipo de planta a toda costa (Mora s/f).

La mescalina pertenece a la familia de las fenetilaminas, y por lo tanto se relaciona estructuralmente a los compuestos como el MDMA, el 2CB, entre otros. Su estructura es similar a la dopamina, aunque como otros psicodélicos actúa principalmente en los receptores de la serotonina subtipo 2a. La mescalina se encuentra en forma de sal, generalmente clorhidrato de mescalina o sulfato de mescalina, pues la mescalina en su forma de base libre no es sólida y por lo tanto es difícil de manejar y posiblemente menos estable (Bussmann, 2006).

Composición química

Posee alcaloides (en torno al 6%) derivados de la fenilalanina-tirosina, entre ellos la mescalina (3,4,5- trimetoxi-B-fenetilamina), que es un poderoso alucinógeno. También contiene hordenina (n, n-dimethyl-hydroxyphenylethylamina), n-methylmescalina, n-acetylmescalina, lophophorina, thyramina, anhalaninina, anhalonidina, peyotina y o-methylanhalonidina. El contenido de mescalina en la

planta fresca es de alrededor del 0,4%,8 y de entre 3 y 6% en la planta seca (Anonimo, s/f).

Valeriana (*Valeriana officinalis*).

La Valeriana es un miembro de la familia *Valerianácea*, una planta con un olor característico que muchos encuentran desagradable. Sus flores blancas que florecen en el verano son de color rosa. Su tallo simple puede alcanzar los 20-120 cm de altura y sus tallos tienen cabezas en forma de paraguas y hojas oscuras. Los rizomas son ovoides o cilíndricos de 3-5 cm, su color es gris-amarillento y están cubiertos por muchas raíces de pequeño diámetro, casi cilíndricas y del mismo color que el rizoma. Las hojas son pinnadas con folíolos dentados. Las flores son pequeñas de color rosa pálido, surgen en un denso corimbo terminal en primavera y verano (Junny 2017).

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

 División: Magnoliophyta

 Clase: Magnoliopsida

 Orden: Dipsacales

 Familia: Valerianaceae

 Género: *Valeriana*

 Especie: *officinalis*

Historia

El uso de la valeriana como hierba medicinal se remonta al menos a la antigua Grecia y el Imperio romano. Hipócrates describió sus propiedades, y en el siglo segundo, Galen, posteriormente, la prescribió como remedio para el insomnio. En la Suecia medieval, a veces se colocaba en la ropa de boda del novio para evitar la “envidia” de los elfos. (Junny, 2017).

Origen

La planta medicinal, la valeriana, es originaria de Europa y algunas partes de Asia, ya después fue introducida en América del Norte. Esta planta es muy común en los bosques húmedos y al borde de corrientes de agua, desde las llanuras hasta las zonas submontañas (Junny, 2017).

Propiedades

La planta de la valeriana tiene grandes propiedades, tanto así que es usada en los grandes fármacos para equilibrar el sistema nervioso. Esto es gracias a sus principios activos que tiene como son los valepotriatos, presentes en la raíz de la planta. Estos principios activos de la planta afectan al neurotransmisor GABA (ácido gamma aminobutírico), el cual hace que aumente la concentración cerebral y relajando el sistema nervioso central y vegetativo, para calmar la ansiedad y la tensión. A continuación, señalamos cada una de sus propiedades (Junny, 2017).

Composición química

La composición química de la raíz de valeriana incluye principalmente sesquiterpenos e iridoides, todos ellos compuestos de naturaleza terpénica. Los sesquiterpenos son oxigenados y pueden ser cetonas (valeranona), alcoholes (valerianol, alcohol kesílico), ésteres (éster del valerianol), aldehídos (valerenal) y ácidos (ácidos valerénico, acetoxivalerénico e hidroxivalerénico) (Farmacia Profesional, 2001).

Zacate buffel (*Cenchrus ciliaris* L.)

Se ha introducido como forraje y para el control de la erosión en la mayoría de las regiones áridas y semiáridas del mundo. Comúnmente logra escapar de las plantaciones especialmente en áreas perturbadas. *C. ciliaris* puede transformar los ecosistemas invadidos, alterando los procesos del ecosistema y amenaza las comunidades de plantas y animales nativos. Crea material para incendios y se promueve con él, ya que rebrota fácilmente (Vibrans, 2009).

Cenchrus ciliaris L. es una especie de pasto perenne que crece desde las llanuras hasta 1000 metros en la región tropical y subtropical del mundo. Este pasto es preferido por su pronta germinación y establecimiento de plántulas, mejor producción de forraje y buena palatabilidad y su capacidad para soportar el pastoreo y la presión de la sequía. Se ha observado que los pastos puros de estos pastos necesitan resiembra después de 4-5 años, incluso en condiciones favorables (Brown, 1966).

Clasificación taxonómica

Esta especie fue originalmente llamada Cenchrus ciliaris por Carl Linnaeus en 1771, y este sigue siendo el nombre preferido actual. Aunque a veces se lo conoce como Pennisetum ciliares, Chemisquy et al. (2010) encontraron que los géneros Pennisetum y Cenchrus no son claramente separables en función del ADN y los rasgos morfológicos.

Reino: Plantae

Clase: Monocotyledonae

Orden: Cyperales

Familia: Poaceae

Género: *Cenchrus*

Especie: *ciliaris L.*, 1771

Origen

Proveniente de la India, Indonesia y África tropical y subtropical (Zoot, 2010).

Sábila (*Aloe vera*)

El *Aloe vera*, es una planta con alrededor de 360 especies diferentes, pertenece a la familia de las *asfodeláceas* o *liliáceas*, con hojas perennes en forma de roseta; su tamaño puede alcanzar desde unos cuantos centímetros hasta los 50 cm (Reynolds y Dweck, 1999).

Las primeras referencias del *Aloe vera* se encuentran en los Papiros de Ebers y existen numerosos documentos históricos de los egipcios, griegos, romanos, algerianos, árabes, tunecinos, indios y chinos, entre otros, que hablan de su empleo para uso medicinal y cosmético. Su nombre viene del griego "aloe"; y en árabe se llama "aloe", que significa: "la sustancia amarga brillante"; la palabra vera viene del latín y significa: "verdad", así como en sanscrito *Aloe vera* su significado se refiere a diosa (Boudreau y Beland, 2006; Surjushe *et al.*, 2008).

Origen e historia

La planta de *Aloe vera* es originaria de África, específicamente de la península de Arabia. Su nombre genérico Aloe proviene del término árabe alloeh que significa sustancia brillante y amarga, se le denomina también con el nombre de sábila; ésta y otras variantes se debe a la deformación del vocablo árabe Çabila que significa planta espinosa. Al continente americano fue introducida por Cristóbal Colón en los tiempos del descubrimiento de América, debido a que éste la utilizaba como medicina para su tripulación. En esos años España ya tenía plantaciones considerables de este vegetal, probablemente dejadas como herencia de la invasión musulmana (Vega *et al.*, 2005).

El *Aloe vera* durante siglos fue utilizada por sus propiedades medicinales y terapéuticas sin ningún entendimiento claro o análisis científico de cada una de sus propiedades. En la actualidad, se usa en muchos lugares del mundo en la medicina moderna para tratar múltiples enfermedades, además de ser utilizada en la industria cosmetológica, farmacéutica y alimentaria (Vega *et al.*, 2005).

Clasificación Taxonómica.

Reino. Vegetal

División. Embriophyta

Clase. Monocotiledoneae

Orden. Liliales

Familia. Lilaceae

Género. *Aloe*

Especie... *vera L.*

Newton, L.E. en su escrito de 1979 defiende el nombre de *Aloe vera* y menciona que Reynolds (1966) en su libro de aloes tropicales argumenta que el nombre de esta especie podría ser *Aloe barbadensis* Miller, aunque mucha de la literatura en la cual aparece la especie es referida como *Aloe vera*.

Composición química de la planta de *Aloe vera*

La planta de *Aloe vera* se compone de raíz, tallo, hojas y flores en época de floración. Las hojas crecen alrededor del tallo a nivel del suelo en forma de roseta, desde el centro hacia arriba crece el tallo que al florecer forma densos racimos de flores tubulares amarillas o rojas (Reynolds y Dweck, 1999).

Las hojas tienen formas lanceoladas y dentadas con pinchos que le sirven de protección a la planta. La estructura de las hojas está formada por el exocarpio o corteza, la cual está cubierta de una cutícula delgada. La corteza representa aproximadamente del 20 al 30% del peso de toda la planta y dicha estructura es de color verde o verde azulado, dependiendo de diversos factores tales como: el lugar,

clima o nutrición de la planta. El parénquima, conocido comúnmente como pulpa o gel se localiza en la parte central de la hoja y representa del 65 al 80 % del peso total de la planta (Reynolds, 2004).

Como se mencionó anteriormente, entre la corteza y la pulpa, ocupando toda la superficie interna de la hoja, se encuentran los conductos de aloína que son una serie de canales longitudinales de pocos milímetros de diámetro por donde circula la savia de la planta, conocida como acíbar. El acíbar se puede obtener dejando fluir el líquido de los conductos de aloína; dicha sustancia tiene usos farmacéuticos como laxante (Ramachandra y road, 2008). Esta sustancia presenta un alto contenido de aloína (>28% en base húmeda), la cual es una antraquinona derivada del aloemodina y la glucosa (Reynolds, 2004).

Químicamente el *Aloe vera* se caracteriza por la presencia de constituyentes fenólicos que son generalmente clasificados en dos principales grupos: las cromonas, como la aloensina y las antraquinonas (libres y glicosiladas) como la barbaloína, isobarbaloína y la aloemodina; estos compuestos se encuentran en la capa interna de las células epidermales. La aloína es el principal componente del acíbar, que la planta secreta como defensa para alejar a posibles depredadores por su olor y sabor desagradable. También interviene en el proceso de control de la transpiración en condiciones de elevada insolación. La aloína es un glicósido antraquinónico que le confiere propiedades laxantes al acíbar y se utiliza en preparados farmacéuticos produciendo en ocasiones alergias a personas sensibles (Okamura *et al.*, 1996).

Higuerilla (*Ricinus communis* L.)

La planta de ricino o la higuerilla, *Ricinus communis* es un miembro de la familia *Euphorbiaceae*. Esta planta es un miembro del género *Ricinus* que se llama tradicionalmente como el ricino. Las semillas de ricino es la fuente de aceite de ricino, que tiene un número de usos. El aceite de ricino es un aceite viscoso, de color amarillo pálido, no volátil y no de secado con un sabor suave. Tiene buena vida útil en comparación con otros aceites vegetales. Las semillas contienen 40 a 60% de aceite que es rico en triglicéridos principalmente ricinoleína un ricinina alcaloide tóxico y albumen muy tóxicos llamada ricina (Anónimo, 2006).

Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica de la higuerilla según Cronquist (1981) es la siguiente:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Euphorbiales

Familia: Euphorbiaceae

Género: Ricinus L.

Especie: *communis* L.

Origen

Diversos autores coinciden que la higuera es originaria del este de África, específicamente de la región de la antigua Abisinia, actual Etiopía y es cultivada en los climas tropicales y subtropicales alrededor del mundo (Shaheen, 2002; Samayoa, 2007; Mazzani, 2007).

Distribución

La higuera es una planta que se encuentra distribuida desde el nivel del mar hasta los 3000 msnm. Se encuentra en los bordes de los caminos, de las quebradas y de los ríos, en solares, en huertas y también sembrada en cultivos comerciales con todas las normas técnicas de la agricultura moderna (Osorno, 1968).

Historia

Desde la antigüedad hasta hoy, la semilla de higuera ha sido utilizada para extraer aceites que se usan como combustible en lámparas y con fines medicinales como purgante (Scarpa & Guerci, 1982; Mazzani, 2007). Debido a que las semillas son venenosas por la presencia de metabolitos secundarios como albúminas, ricina, y alcaloides, ricinina, que son utilizados como nematocida e insecticida para el control de plagas en los cultivos (Kouri et al., 2006).

Composición química

La ricina, es una fitotoxina que se encuentra principalmente en las semillas de higuera, y es la responsable de la toxicidad a animales como nematodos, insectos, entre otros (Moshkin, 1986). La ricina está entre las proteínas de mayor toxicidad en el mundo conocidas por el hombre, ya que hace parte del grupo de proteínas inactivadoras de ribosomas, de tipo 2, que se caracterizan por presentar dos cadenas polipeptídicas: una capaz de inhibir la síntesis de proteínas en los ribosomas y otra con propiedades de lectina, es decir, capaz de unirse a hidratos de carbono (Van Damme et al., 2001).

Los compuestos tóxicos, alcaloides, fenoles, terpenoides, entre otros, y las lectinas tales como la ricina y la ricinus-aglutinina, tienen la capacidad para adherirse fuertemente a los anfidios de los nematodos fitoparásitos como *Meloidogyne* spp. Goeldi, que forma nudos o agallas en el sistema radical, y modificar así su comportamiento quimiotáctico (Rich *et al.*, 1989).

Planta de la liebre (*Chrysothamnus viscidiflorus*).

Chrysothamnus viscidiflorus es una especie de arbusto de la familia de las margaritas conocida con el nombre de yellow rabbitbrush y green rabbitbrush. Conejo verde (*Chrysothamnus viscidiflorus*, Asteraceae) es un elemento común y ampliamente difundido ecológicamente importante arbusto en los hábitats interiores secos del oeste de América del Norte Hall y Goodspeed, 1918; Hegerhorst *et al.*, 1988).

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

Orden: Asterales

Familia: Asteraceae

Tribu: Astereae

Género: *Chrysothamnus*

Especies: *viscidiflorus*

Origen

Es nativa del oeste de América del Norte, desde la Columbia Británica hasta California y Nebraska, donde crece en hábitat de sabana y bosque. Crece fácilmente en suelos alcalinos y salinos, y prospera en suelos ricos en calcio. Se establece rápidamente en hábitats perturbados, que incluyen quemaduras, lavados inundados y deslizamientos de rocas, por lo que es un arbusto valioso para repoblar las tierras dañadas, como pastizales sobre pastoreado y áreas mineras abandonadas. Este arbusto crece hasta aproximadamente 1.5 metros de altura con ramas del tallo de color pálido que se esparcen (Anónimo, s/f).

Composición química

La investigación química previa sobre el género ha demostrado una larga historia de interés en el uso de estas plantas, y en particular *C. nauseosus* (cepillo gris de conejo) como alternativa fuente de caucho (Hall y Goodspeed, 1918; Hegerhorst et al., 1988). *C. nauseosus* también ha demostrado exhibir efectos antialimentarios en el escarabajo de la patata de Colorado (Rose et al., 1980). Las investigaciones previas de *C. viscidiflorus* tienen centrado en los flavonoides (Urbatsch et al., 1975; Stevens et al., 1999), ácidos diterpénicos (Le-Van y Pham, 1980) a derivados de hidroxiacetofenona y cromanona (LeVan y Pharm, 1981).

Jojoba (*Simmondsia chinensis*)

Simmondsia chinensis, Jojoba es un arbusto erecto, postrado o rastrero, perennifolio, de 0.5 a 3 m (hasta 5 m) de altura. Moderadamente resistente a las heladas. Los adultos llegan a tolerar heladas de hasta -6 °C, las flores y semillas son

las más susceptibles; las plántulas y retoños resultan dañadas con temperaturas menores a 10 °C (Mavhado, 2014).

La jobjoba (*Simmondsia Chinensis Schneider*) es una planta que crece en medio de un clima desértico, sobre los terrenos semiáridos del suroeste de los Estados Unidos, México, algunas zonas de Latino América, Israel, zona sur de África, otras regiones africanas y Australia (Mavhado, 2014).

Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Simmondsiaceae

Género: *Simmondsia*

Especie: *chinensis*

Origen

Originario del desierto de Sonora (entre la frontera de México y Estados Unidos) y del desierto de Mojave (California, Arizona, Utah y Nevada en Estados Unidos). (Mavhado, 2014).

Historia

Los indios americanos, utilizaban la jojoba como restaurador y acondicionador del cabello, alimento, medicina e incluso como protector de la piel frente a las fuertes radiaciones solares del desierto. (Anonimo, s/f).

Composición

El aceite de jojoba se extrae por presión en frío de sus semillas. Llamado vulgarmente “Oro del desierto” por su origen geográfico y el color amarillo dorado intenso que presenta. Lo más sorprendente y curioso de lo que llamamos comúnmente aceite de jojoba es que en realidad se trata de una cera líquida. A temperatura ambiente (aprox. 24°C) es completamente fluida y por debajo de esta temperatura empieza a cristalizar pudiendo aparecer completamente sólida en las épocas de más frío. Gracias a esta capacidad física junto con su composición química, el aceite de jojoba presenta una gran resistencia al deterioro, altamente estable frente a la oxidación a lo largo del tiempo. La composición de ésta es muy compleja, aunque lo que más podemos destacar es su alto contenido en ceramidas, vitamina E y ácido linolénico (Alqvimia, 2012).

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización del Sitio Experimental

Se llevó a cabo en los Laboratorios de Investigación y Desarrollo Tecnológico de la empresa GreenCorp Biorganiks de México S.A de C.V. Ubicada en la ciudad de Saltillo Coahuila.

Materiales Usados

Para el presente trabajo se usaron los siguientes materiales:

- Extracto etanolico de peyote.
- Extracto etanolico de raíz de valeriana.
- Extracto etanolito de raíz de zacate buffer.
- Extracto etanolito de sábila.
- Extracto etanolito de planta de la liebre.
- Extracto etanolito de cascara de jojoba.
- Extracto etanolito de frutos de higuera.
- Papel filtro millipore.
- Agua destilada
- Balanza analítica.
- Cajas de Petri.

- Semillas de maíz.
- Semillas de frijol.
- Semillas de col.
- Micro pipetas.
- Vasos de precipitado.
- Olla de presión.
- Matraces.

Material Vegetal Usado

Se establecieron tres experimentos para la evaluación de los extractos botánicos; el primer experimento se realizó con semillas de maíz, el segundo con semillas de frijol y un tercer experimento con semillas de col.

Extractos y concentraciones a evaluar.

No.	Extracto	Concentración				
1	Extracto etanolico de peyote	0%	0.10%	0.50%	1%	10%
2	Extracto etanolico de raíz de valeriana	0%	0.10%	0.50%	1%	10%
3	Extracto etanolico de raíz de zacate buffel	0%	0.10%	0.50%	1%	10%
4	Extracto etanolico de sábila	0%	0.10%	0.50%	1%	10%
5	Extracto etanolico de planta de la liebre	0%	0.10%	0.50%	1%	10%
6	Extracto etanolico de cascara de jojoba	0%	0.10%	0.50%	1%	10%
7	Extracto etanolico de frutos de higuera	0%	0.10%	0.50%	1%	10%

Diseño Experimental

El diseño usado fue un diseño completamente al azar con 5 tratamientos y tres repeticiones por cada uno de los extractos utilizados.

Metodología de Establecimiento

Se estableció cada uno de los experimentos en cajas de Petri con fondo de papel filtro, este se utilizó para retener la humedad. En cada una de las cajas de Petri se colocaron 8 semillas de maíz para el primer experimento, 8 de frijol para el segundo y 10 de col para el tercero.

Después de ser colocadas las semillas en sus respectivas cajas se les añadió 15 ml. de la concentración de los extractos indicados, estos con cuatro dosis diferentes, los cuales fueron aforados con agua destilada.

Establecimiento de los ensayos

- Ensayo 1. Germinación de semillas de maíz en papel filtro con 15 ml de mezcla de extracto a 4 dosis diferentes con un testigo absoluto. Se estableció el día 27 de noviembre del 2017.

- Ensayo 2. Germinación de semillas de frijol en papel filtro con 15 ml de mezcla de extracto a 4 dosis diferentes con un testigo absoluto. Se estableció el día 29 de noviembre del 2017.

- Ensayo 3. Germinación de semillas de frijol en papel filtro con 15 ml de mezcla de extracto a 4 dosis diferentes con un testigo absoluto. Se estableció el día 06 de diciembre del 2017.

Variables de Respuesta

Se midieron tres variables para lograr observar que tan eficaces fueron los tratamientos usados. Las variables medidas en este ensayo fueron:

Porcentaje de germinación. Se evaluó el promedio del número de semillas germinadas cada 24 horas durante 8 días.

Peso fresco de hipocótilo. Se evaluó el promedio de peso de hipocotilo a las 168 horas después de la siembra de las semillas.

Peso fresco de radícula. Se evaluó el promedio de peso fresco de la radícula de todas las plantas a las 168 horas después de la siembra de las semillas.

Toma de datos

Los datos para cada ensayo fueron tomados cada 24 horas durante los siguientes 8 días después de la siembra, estos se realizaron a las 24, 48, 72, 96, 120, 144 y 168 horas después de la siembra. Los datos para cada variable se tomaron de la siguiente forma:

- Porcentaje de germinación. Se usó una escala de 0 a 100, significando 0 ninguna semilla germinada y 100 todas las semillas germinadas; esta toma de datos se realizó a criterio observando que tantas semillas germinaron.

- Peso fresco de hipocótilo. Este se realizó al final del cada ensayo, para esto se quitaron las plántulas y se pesaron en una balanza analítica.

- Peso fresco de radícula. Este se realizó al final del cada ensayo, para esto se quitaron las plántulas y se pesaron en una balanza analítica.

Metodología del Análisis

El porcentaje de germinación fue evaluado por la prueba de ji cuadrada y para el peso de hipocótilo y de radícula fue mediante análisis de varianza utilizando el programa estadístico SAS (Statistical Analysis System)

RESULTADOS

Resultados en Maíz

Porcentaje de germinación a las 48 horas.

En la Figura 1 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 48 horas con semillas de maíz. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que tuvieron mayor germinación por encima del testigo absoluto. Los análisis estadísticos por la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa únicamente con los tratamientos 1, 2, 4 y 7 (Cuadro 1).

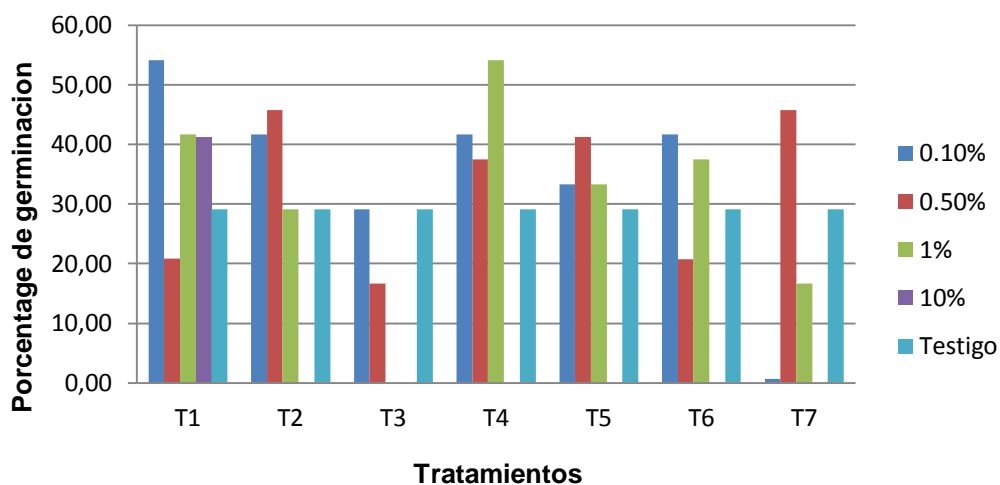


Figura 1. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de maíz a las 48 horas sobre papel filtro.

Cuadro 1. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz a las 48 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	11.7142	10.5714	8.8571	14	8.5714	9.4285	20
x²0.05	9.4877						

Porcentaje de germinación a las 96 horas.

En la Figura 2 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 96 horas con semillas de maíz. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que presentaron mayor germinación por encima del testigo absoluto. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, no mostraron diferencia significativa en ninguno de los 7 tratamientos (cuadro 2).

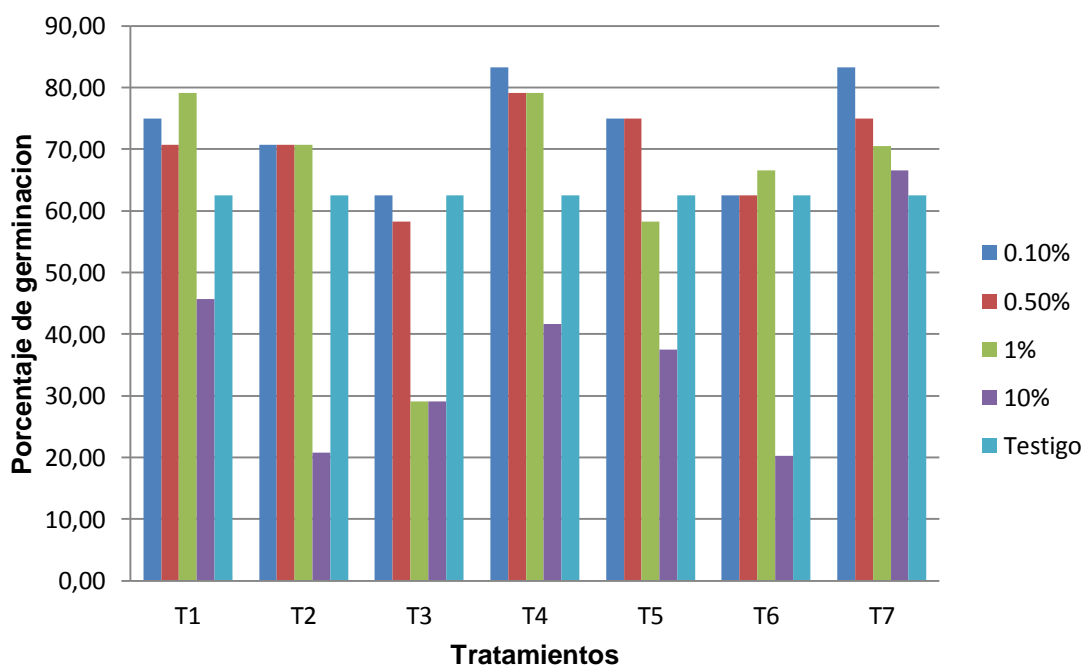


Figura 2. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de maíz a las 96 horas sobre papel filtro.

Cuadro 2. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz a las 96 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	7.8	7.4666	6	5.4666	3.6666	6.7333	3.1333
x²0.05	9.4877						

Porcentaje de germinación a las 144 horas.

En la Figura 3 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 96 horas con semillas de maíz. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que presentaron mayor germinación por encima del testigo absoluto. En esta evaluación se puede observar que las dos dosis más bajas estuvieron en un rango de germinación del 70% al 95%. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, no mostraron diferencia significativa entre los 7 tratamientos (cuadro 3).

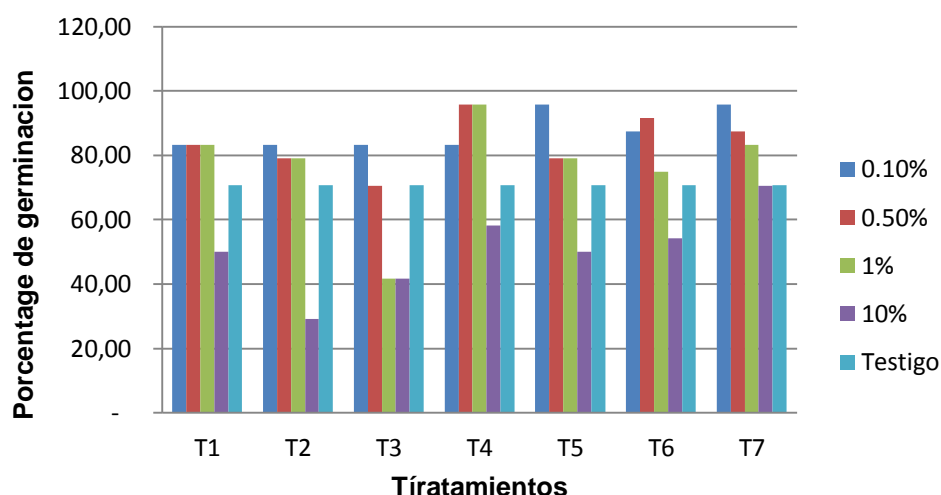


Figura 3. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de maíz a las 144 horas sobre papel filtro.

Cuadro 3. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz a las 144 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	2.7647	7.1764	4.8823	5.4921	4.0568	3.4117	3.5882
x²0.05	9.4877						

Peso de hipocótilo

Los resultados del peso, expresado en gramos, de hipocótilo en plántulas de maíz se observan en la Figura 4. Se observó que el tratamiento orgánico que causo menor peso de hipocotilo fue el tratamiento 3 en donde las cuatro dosis y el testigo absoluto pesaron por debajo de 1.5 g. El análisis estadístico mostró que hubo diferencia significativa en todos los tratamientos a excepción del tratamiento 6 en donde no hubo diferencia (cuadro 4).

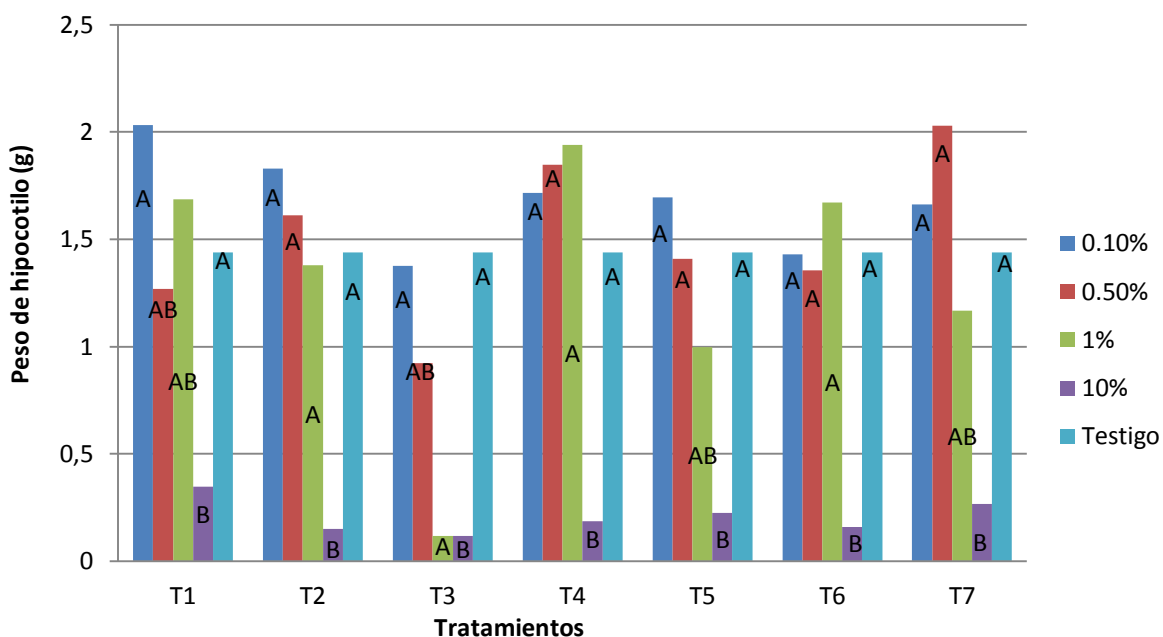


Figura 4. Peso de hipocótilo por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de maíz sobre papel filtro.

Cuadro 4. Análisis de varianza del peso de hipocótilo en plántulas de maíz a las 168 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
CV	38.565	42.291	48.869	35.687	45.504	46.62	41.9
FC	4.39	4.4	3.51	5.97	3.49	3.39	4.39
F 0.05	3.48						

Peso de radícula

Los resultados del peso, expresado en gramos, de hipocotilo en plántulas de maíz se observan en la Figura 5. Se observó que el tratamiento orgánico que causo menor peso de hipocotilo fue el tratamiento 3 en donde solamente la dosis al 0.1% y el testigo absoluto presentaron un peso por encima de los 1.5 g. mientras que la dosis 2, 3 y 4 pesaron por debajo de 1 g. El análisis estadístico mostró que hubo una diferencia altamente significativa en los tratamientos 2, 3, 4 y 5 mientras que en los tratamientos 1, 6 y 7 donde no hubo diferencia significativa (cuadro 5).

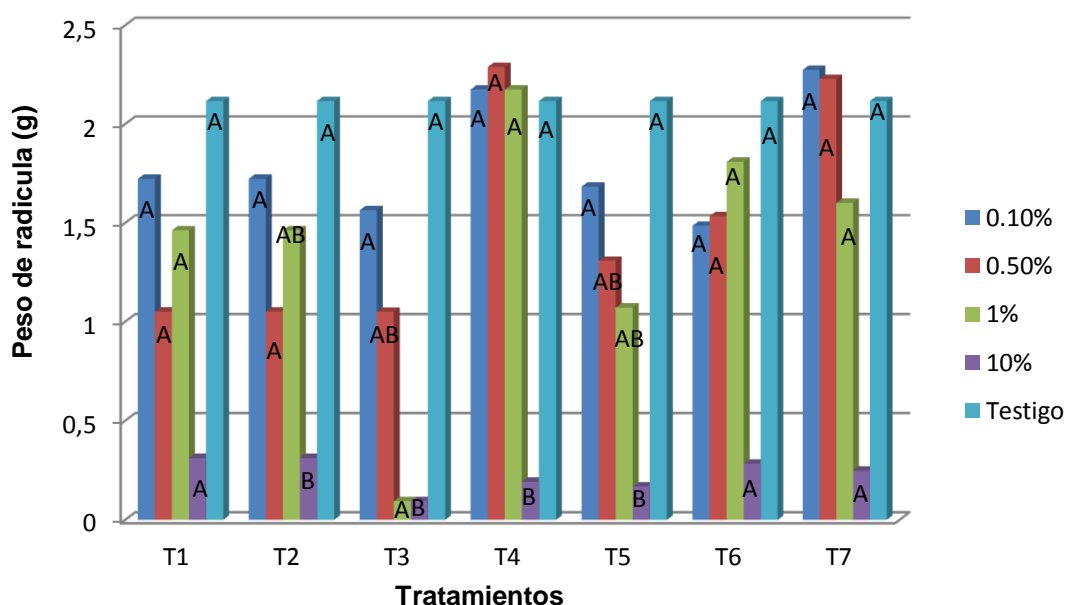


Figura 5. Peso de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de maíz sobre papel filtro.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
CV	50.318	47.682	50.697	41.696	46.127	53.715	40.017
FC	3.19	4.85	4.35	4.32	4.69	2.42	2.86
F 0.05	3.48						

Resultados en Frijol

Porcentaje de germinación a las 48 horas.

En la Figura 6 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 48 horas con semillas de frijol. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que tuvieron mayor germinación por encima del testigo absoluto. Los análisis estadísticos por la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa en todos los tratamientos (cuadro 6).

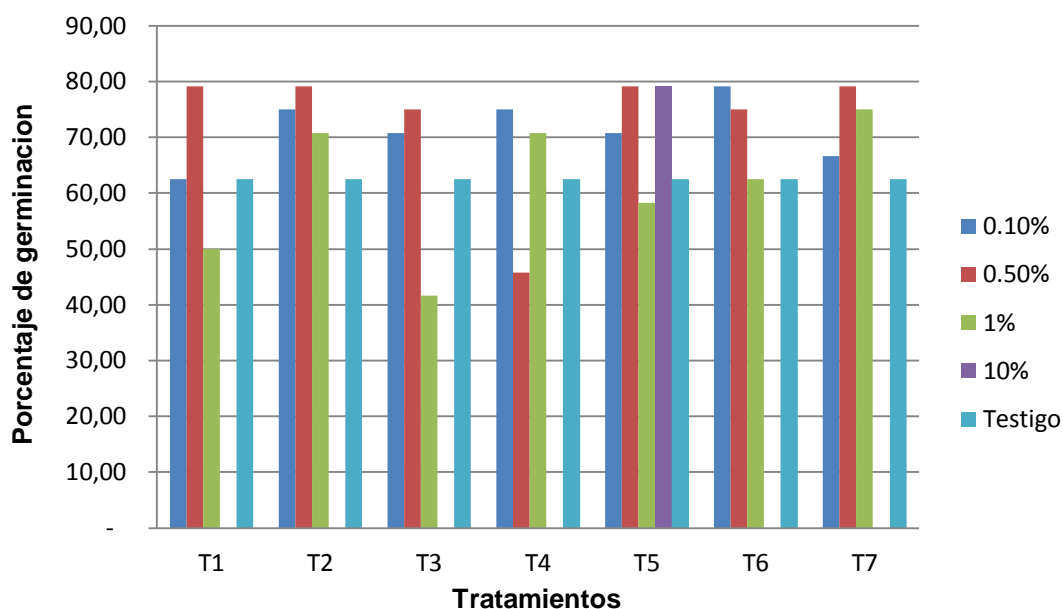


Figura 6. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de frijol a las 48 horas sobre papel filtro.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
$\chi^2 c$	17.625	16.875	18.5621	18.0625	16.875	16.875	16.8125
$\chi^2_{0.05}$	9.4877						

Porcentaje de germinación a las 96 horas.

En la Figura 7 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 48 horas con semillas de frijol. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que presentaron mayor germinación por encima del testigo absoluto a excepción del tratamiento 1 en donde solo la dosis de 0.5% presentó mayor porcentaje de germinación que el testigo absoluto. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa en todos los tratamientos a excepción del tratamiento 1 en donde no hubo diferencia significativa (cuadro 7).

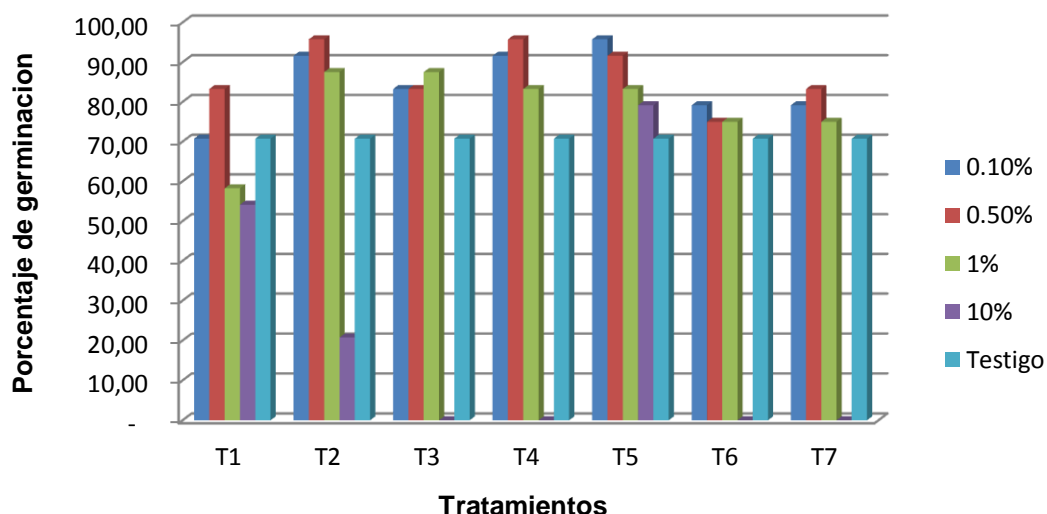


Figura 7. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de frijol a las 96 horas sobre papel filtro.

Cuadro 7. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol a las 96 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	2	13	19	21.1176	21.1176	17.647	17.8235
x²0.05	9.4877						

Porcentaje de germinación a las 144 horas.

En la Figura 8 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 48 horas con semillas de frijol. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que presentaron mayor germinación por encima del testigo absoluto a excepción del tratamiento 1 en donde solo la dosis de 0.5% presentó mayor porcentaje de germinación que el testigo absoluto. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa en todos los tratamientos a excepción del tratamiento (cuadro 8).

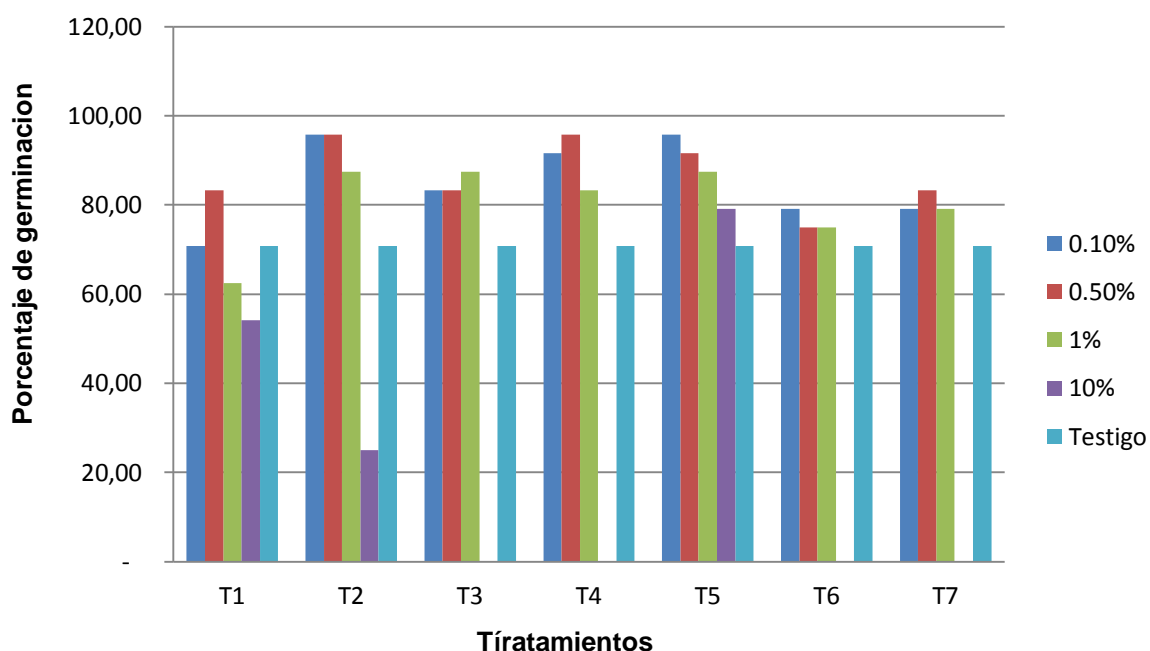


Figura 8. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de frijol a las 144 horas sobre papel filtro.

Cuadro 8. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol a las 144 horas.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	16.875	12.2941	19	21.1176	21.5294	17.647	18.2941
x²0.05	9.4877						

Peso de hipocótilo

Los resultados del peso, expresado en gramos, de hipocótilo en plántulas de frijol se observan en la Figura 9. Se observó que el tratamiento orgánico que obtuvo menor peso de hipocotilo fue el tratamiento 1 en donde la dosis dos fue la que presentó mayor peso de hipocotilo incluso más que el testigo absoluto pesando cerca de los 2.5 g. mientras que las otras tres dosis quedaron muy por debajo del testigo absoluto. El análisis estadístico mostró que hubo diferencia significativa en los tratamientos 2, 4, 5, 6 y 7, mientras que en los tratamientos 1 y 3 no hubo diferencia significativa (cuadro 9)

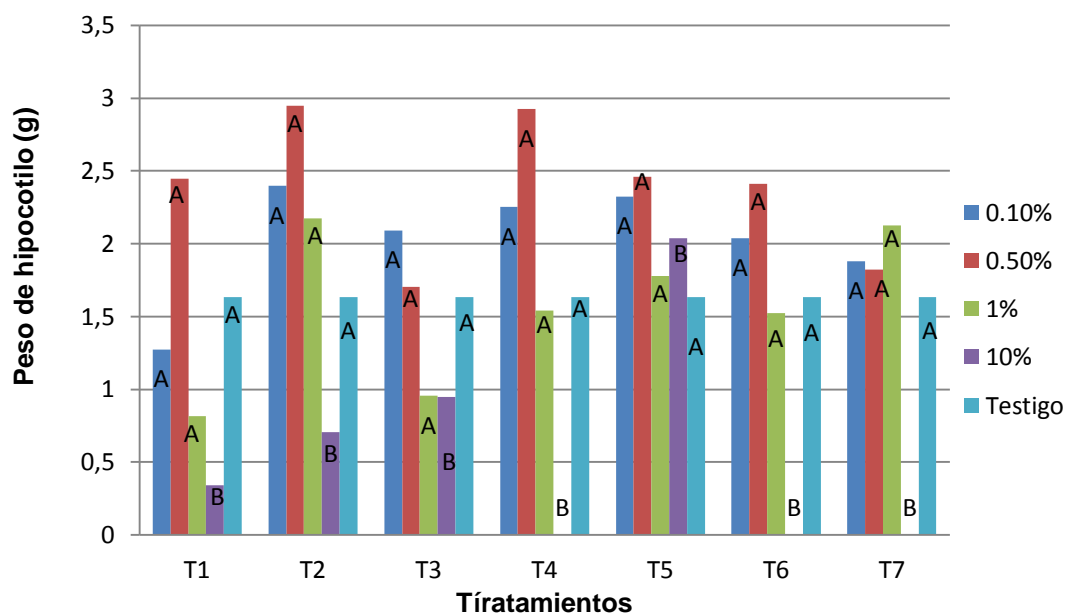


Figura 9. Peso de hipocótilo por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de frijol sobre papel filtro.

Cuadro 9. Análisis de varianza del peso de hipocótilo en plántulas de frijol a las 168 horas.

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
CV	63.851	35.86	63.806	50.953	29.951	46.397	37.672
FC	2.81	4.35	0.86	4.9	11.98	5.1	6.9
F 0.05	3.48						

Peso de radícula

Los resultados del peso, expresado en gramos, de radícula en plántulas de frijol se observan en la Figura 10. Se observó que el tratamiento orgánico que causo menor peso de radícula fue el tratamiento 1 en donde las cuatro dosis quedaron por debajo del testigo absoluto. El análisis estadístico mostró que hubo una diferencia altamente significativa en los tratamientos 1, 2, 4, 5 y 7 mientras que en los tratamientos 3 y 6 no hubo diferencia significativa (cuadro 10).

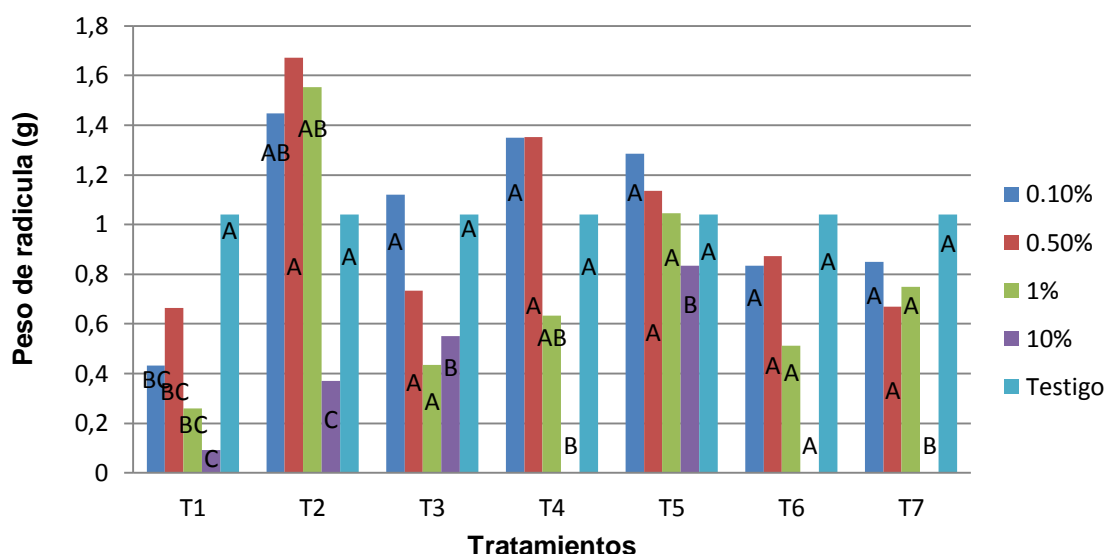


Figura 10. Peso de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de frijol sobre papel filtro.

Cuadro 10. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de frijol a las 168 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
CV	49.267	28.763	76.661	56.794	32.251	60.644	38.327
FC	6.83	6.86	0.76	3.96	9.36	3.25	7.28
F 0.05	3.48						

Resultados en Col

Porcentaje de germinación a las 72 horas.

En la Figura 11 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 72 horas con semillas de col. Se observó que en todos los tratamientos orgánicos las dosis al 0.1% y 0.5% las que presentaron mayor germinación por encima del testigo absoluto a excepción del tratamiento 1 que presentó menor porcentaje de germinación que el testigo absoluto. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa en todos los tratamientos (cuadro 11).

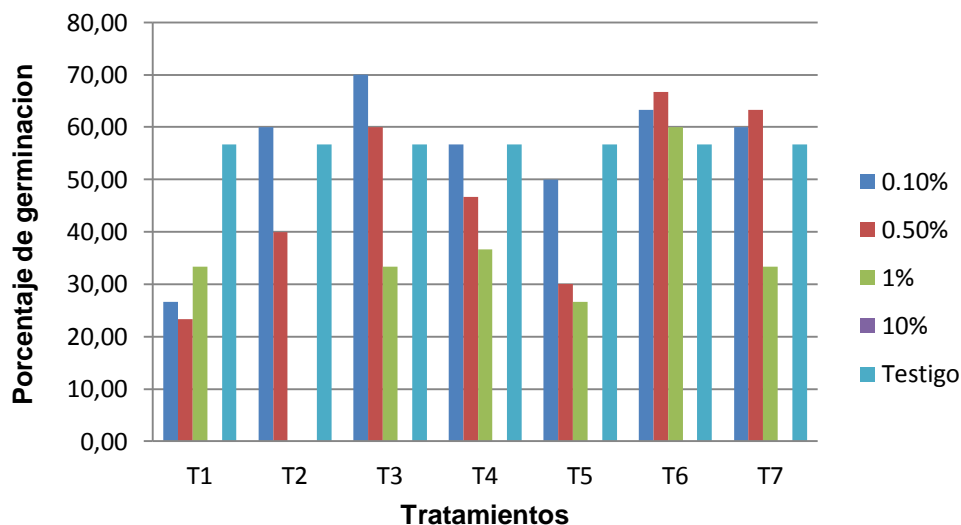


Figura 11. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de col a las 72 horas sobre papel filtro.

Cuadro 11. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col a las 72 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	30.5294	35.5294	20.8823	19.647	25.7657	17.7058	20.1764
x²0.05	9.4877						

Porcentaje de germinación a las 120 horas.

En la Figura 12 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 120 horas con semillas de col. Se observó que en los tratamientos 3, 4, 6 y 7 las dosis más al 0.1% y 0.5% las que presentaron mayor porcentaje de germinación por encima del testigo absoluto, mientras que los tratamientos 1, 2 y 5 presento menor porcentaje de germinación que el testigo absoluto. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa en todos los tratamientos (cuadro 12).

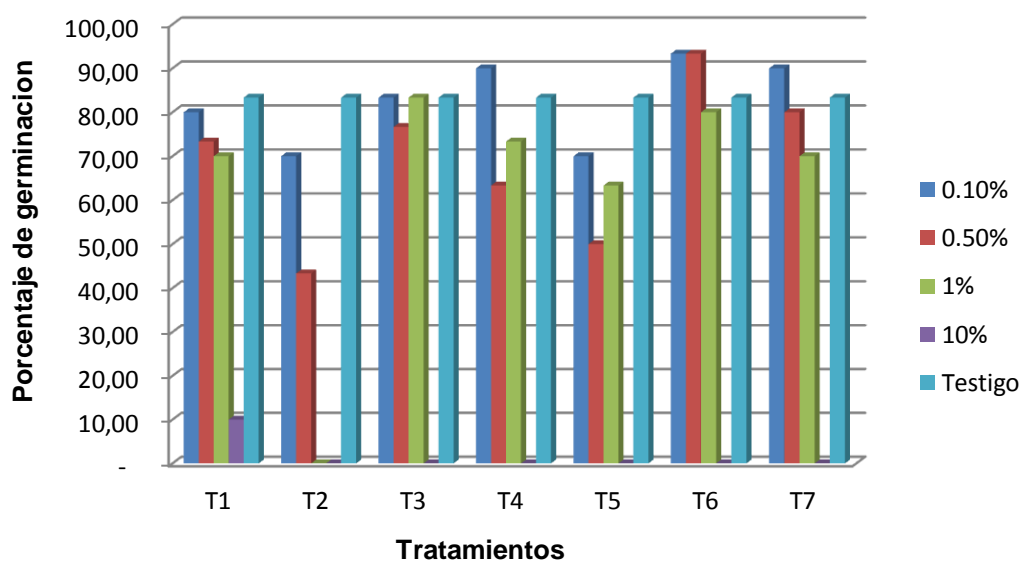


Figura 12. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de col a las 120 horas sobre papel filtro.

Cuadro 12. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col a las 120 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	20.4	56.4	25.16	26.96	31.08	25.76	25.84
x²0.05	9.4877						

Porcentaje de germinación a las 168 horas.

En la Figura 13 se observan los resultados del porcentaje de germinación a las 48 horas con semillas de col. Se observó que en los tratamientos 1, 3, 4, 6 y 7 las dosis al 0.1% y 0.5% fueron las que presentaron mayor porcentaje de germinación por encima del testigo absoluto, mientras que los tratamientos 2 y 5 presento menor porcentaje de germinación que el testigo absoluto. Los análisis estadísticos por medio de la prueba de ji cuadrada, mostraron diferencia significativa en todos los tratamientos (cuadro13).

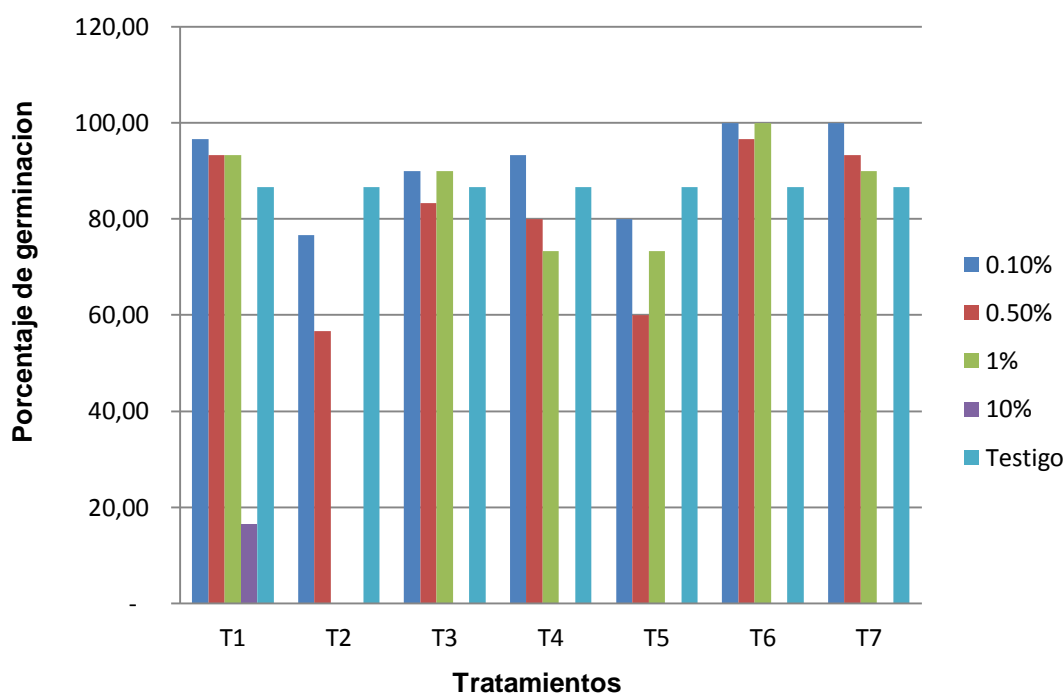


Figura 13. Porcentaje de germinación por tratamientos con sus respectivas dosis en semillas de col a las 168 horas sobre papel filtro.

Cuadro 13. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col a las 168 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
x² c	17.8076	55.4615	26.1153	26.923	29.2307	27.5769	26.8076
x²0.05	9.4877						

Peso de hipocótilo

Los resultados del peso, expresado en gramos, de hipocótilo en plántulas de frijol se observan en la Figura 14. Se observó que la mayoría de los tratamientos obtuvieron menor peso de hipocotilo que el testigo absoluto, en todas sus dosis a excepción de los tratamientos 6 y 7 en donde la dosis de 0.5% presento un peso superior al del testigo absoluto. El análisis estadístico mostró que hubo una diferencia altamente significativa en todos los tratamientos (cuadro 14).

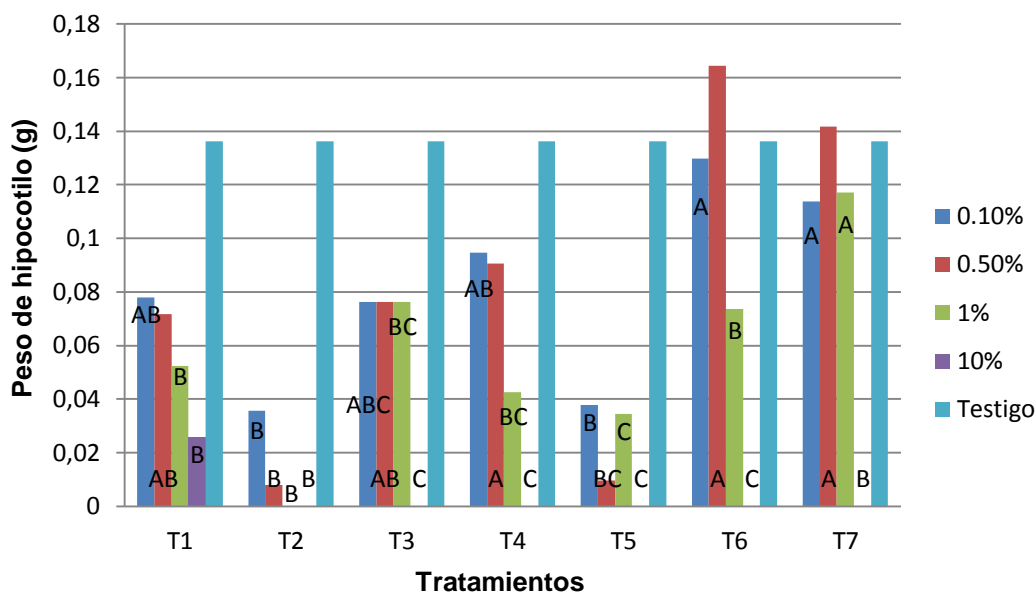


Figura 14. Peso de hipocotilo por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de col sobre papel filtro.

Cuadro 14. Análisis de varianza del peso de hipocótilo en plántulas de col a las 168 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
CV	49.396	58.072	56.904	37.091	47.542	25.618	36.236
FC	3.89	22.09	6.06	11.34	20.59	19.15	7.46
F 0.05	3.48						

Peso de radícula

Los resultados del peso, expresado en gramos, de radícula en plántulas de col se observan en la Figura 15. Se observó que la mayoría de los tratamientos obtuvieron menor peso de radícula que el testigo absoluto, en todas sus dosis a excepción de los tratamientos 6 y 7 en donde la dosis al 0.1% en el tratamiento 6 y la dosis de 0.5% del tratamiento 7 presentaron un peso superior al del testigo absoluto. El análisis estadístico mostró que hubo una diferencia altamente significativa en todos los tratamientos (cuadro 15).

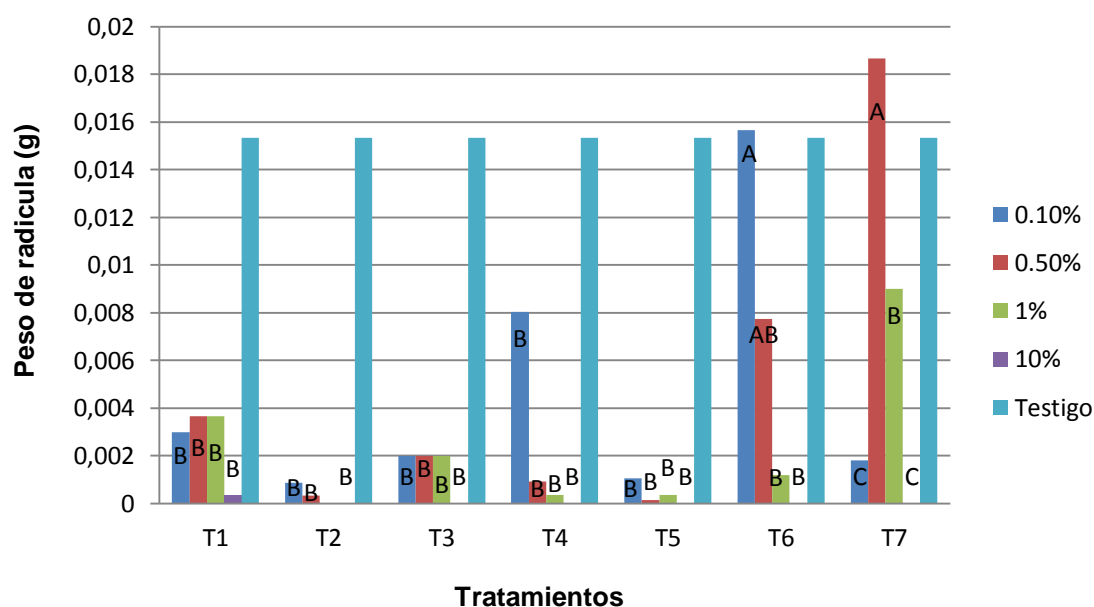


Figura 15. Peso de radícula por tratamientos preemergentes aplicados en semillas de col sobre papel filtro.

Cuadro 15. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de col a las 168 horas.							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
CV	68.442	43.278	49.157	107.223	42.304	52.792	29.573
FC	8.05	66.4	32.42	4.8	65.76	9.4	23.71
F 0.05	3.48						

DISCUSIÓN

En los resultados expuestos se percibe la existencia de efectos estimulantes del crecimiento en algunos de los extractos utilizados. Esto en dosis bajas por ejemplo el extracto etanolico de frutos de higuera al 0.1% y 0.5% tuvo efectos positivos en maíz tanto en germinación como en peso de hipocotilo y de radícula. Rodríguez (2005) encontró que la torta deshidratada de higuera cuando es incorporada al suelo en concentraciones de 1.5; 2,0 y 3,0% en plántulas de café de 60 días de edad, reduce las poblaciones del nematodo *Pratylenchus coffeae* Sher & Allenen 61, 70 y 76%, respectivamente; mientras que Carbofuran redujo la población en 54%, con relación al testigo.

El extracto etanolico de *Aloe vera* como se observa en los resultados tuvo un efecto positivo tanto en semillas de maíz como en semillas de frijol, esto en sus dosis más bajas las cuales son al 0.1% y 0.5%, mientras que en col no se vio mejora alguna. Rodríguez (2006) planteo que el gel de *ALOE vera* ha demostrado su eficacia en la sustitución de reguladores sintéticos. Refiere además la utilización del *Aloe vera* como enraizador en condiciones de campo, con experiencias en plántulas de mora, donde se recomienda extraer el cristal de las hojas y colocarlo en contacto con la parte vegetativa de la plántula de mora para enraizar.

A diferencia del extracto de zacate buffel (*Cenchrus ciliaris*) en el cual no se pudieron observar resultados positivos como bioestimulante al contrario afecto tanto en germinación como en peso de hipocotilo y de radícula en los tres ensayos establecidos. Chug *et al.* (1994) demostró que el aumento de las concentraciones de extractos acuosos de partes de plantas de alfalfa separadas inhibió

significativamente la germinación de la alfalfa, la longitud y el peso de las plántulas. La longitud de la radícula fue más sensible a la fuente del extracto que la germinación de la semilla o la longitud del hipocotilo. Hisashi *et al.* (2009) demostró que diferentes partes de la misma planta tenían toxicidad diferencial no solo contra las diferentes especies de prueba sino también contra los diferentes parámetros de crecimiento Hisashi *et al.* (2009) y Samreen *et al.* (2009) informaron que el crecimiento de raíces y brotes fue afectado independientemente por el mismo extracto.

CONCLUSIÓN

Se observó un ligero aumento en la germinación de las semillas de maíz y frijol, y un incremento en peso de radícula e hipocótilo con 4 de los 7 extractos utilizados, en sus dosis más bajas de 0.1% y 0.5%.

En las semillas de col no se observaron efectos positivos en germinación y en peso de plántula, al contrario, el efecto de los extractos fue negativo pues todos los tratamientos se observaron por debajo del testigo absoluto.

BIBLIOGRAFÍA

- Alqvimia. 2012. Aceite de Jojoba. <http://www.alqvimia.com/blog/2012/10/974/>
(consulta: 12 de febrero de 2018).
- Anónimo. s/f. *Lophophora williamsii*. https://www.ecured.cu/Lophophora_williamsii
(consulta: 12 de febrero de 2018).
- Anónimo. s/f. Jojoba. <https://www.ecured.cu/Jojoba> (consulta: 12 de febrero de 2018).
- Anónimo. s/f. Sobre Stickyleaf Rabbitbrush (*Chrysothamnus viscidiflorus*).
<http://calscape.org/Chrysothamnus-viscidiflorus-> (Consulta: 13 de febrero 2018)
- Anónimo. s/f. *Valeriana officinalis*. https://www.ecured.cu/Valeriana_alternifolia
(consulta: 12 de febrero de 2018).
- Anónimo. 2006. Ricino – Higuera: usos y propiedades medicinales.
<https://www.plantasyremedios.com/ricino-higuera-usos-y-propiedades-medicinales/> (consulta: el 15 enero 2018).
- Anónimo. 2013. Mercado de bioestimulantes: por ingredientes activos, aplicaciones, tipos de cultivos y geografía: tendencias mundiales y previsiones hasta 2018. Mercados y mercados. [http://www.marketsandmarkets.com /Market-Reports/biostimulant-market-1081.html?gclid=CJfh9TvorgCFcU5QgodkTMApw](http://www.marketsandmarkets.com/Market-Reports/biostimulant-market-1081.html?gclid=CJfh9TvorgCFcU5QgodkTMApw)
- Bedin C.; Mendez, L.; Trecente, V. and Silva, J. 2006. Efeito Alelopático de Extracto de *Eucalyptus citriodora* Na Germinação de Sementes de Tomate (*Lycopersicon esculentum* M.) *Revista científica eletrônica de agronomia* – issn: 1677-0293

- Boudreau, M.D. and Beland, F.A. 2006. An Evaluation of the Biological and Toxicological Properties of Aloe Barbadensis (Miller), Aloe Vera. J. Environ. Sci. Health Part C 24:103-154.
- Brown, 1966. Univ. Hawaii. Leaf let No. 100. Conservation service, USA.
- Cox, G.W. 1967. Laboratory Manual of General Ecology WM. C. Brown Co, Iowa.
- Bussmann, R.W. 2002. (Eds): *Ethnobotany and Biodiversity Conservation*. Modern Trends in Applied Terrestrial Ecology. Edited by: Ambasht RS, Ambasht NK. 345-362.
- Chemisquy, D. 2010. Los estudios filogenéticos favorecen la unificación de Pennisetum, Cenchrus y Odontelytrum (Poaceae): un análisis combinado nuclear, plastídico y morfológico, y combinaciones nomenclaturales en Cenchrus. Anales de Botánica, 106 (1): 107-130. <http://aob.oxfordjournals.org/cgi/content/full/106/1/107>.
- Chug, M. and Miller A. 1994. Efecto de la planta de alfalfa y los extractos de suelo en la germinación y el crecimiento de la alfalfa. <https://dl.sciencesocieties.org/publications/aj/abstracts/87/4/AJ0870040762>
- Cronquist, A. (1981). An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press, New York Pp. 1262.
- Coalición Biostimulant. 2013. ¿Qué son los bioestimulantes? <http://www.biostimulantcoalition.org/about/>
- Consejo Europeo de la Industria de Bioestimulantes. 2012. EBIC y bioestimulantes en breve. <http://www.biostimulants.eu/>
- Consejo Europeo de la Industria de Bioestimulantes. 2013. Panorama económico del sector de bioestimulantes en Europa. http://www.biostimulants.eu/wp-content/uploads/2013/04/Biostimulant_economics_17April2013.pdf
- Evans, W. C. 1991. Farmacognosia, Interamericana,

- Farmacia Profesional. 2001. *Valeriana officinalis*. Fitoquímica, farmacología y terapéutica. <http://www.elsevier.es/es-revista-farmacia-profesional-3-articulo-valeriana-officinalis-fitoquimica-farmacologia-terapeutica-13019927> (consulta: 06 febrero 2018).
- FAO. 2013. *Statistical Yearbook 2013, World food and agriculture*. Septiembre. <http://www.fao.org/docrep/018/i3107e/i3107e03.pdf>
- Gómez G. H.; Moreno, Limón, S.; Zavala, García, F.; Ríos, Reyes, A.; Campos, García, J.; García, Arellano, A. R.; Nava, González, L. E.; S/F. "Potencial alelopático de extractos foliares de *Helietta parvifolia* L., *Karwinskiahumboldtiana* L. y *Larrea tridentata* L. sobre germinación y crecimiento de tres genotipos de sorgo"
- García, D. 2017. Bioestimulantes Agrícolas, Definición, Principales Categorías y Regulación a Nivel Mundial. Serie Nutrición Vegetal Núm. 94. Artículos Técnicos de INTAGRI. México. 3 p. Extraído de <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/bioestimulantes-agricolas-definicion-y-principales-categorias>
- Gómez, C.; Arango R.; Arévalo, P.; Delgado, C.; Guzmán, M.; León, S.; Marentes, D.; Correa, E.; Vargas S. 2003. Algunos Estudios de alelopatía de *Rumex crispus* L. *Polygonum segetum* HBK., en Colombia. *Revista Corpoica*. Vol. 4. Nº1.
- Gonzalez, L. 2011. Proyecto final de master. Efectos del aceite esencial y extractos acuosos de *Eucalyptus gomphocephala* DC. Sobre la germinación y crecimiento de arvenses.
- Hall, H.M., Goodspeed, T.H., 1918. An emergency supply of rubber. *Science* 47, 452–454.
- Hegerhorst, D.F., Weber, D.J., Bhat, R.B., Davis, T.D., Sanderson, S.C., McArthur, E.D., 1988. Seasonal changes in rubber and resin contents in *Chrysothamnus nauseosus* ssp. *Hololeucus* and ssp. *Turbinatus*. *Biomass* 15, 133–142.

- Hisashi K.N., Salam, M.A. and Kobayasi, T. (2009). A quick seedling test for allelopathic potential of Bangladesh rice cultivars. *Plant Prod. Sci.*, 12(1): 47-49
- Junny, A. 2017. Propiedades y beneficios medicinales de la raíz de Valeriana. <https://www.saludeo.com/propiedades-beneficios-valeriana/> (consulta: 24 enero 2018)
- Kouri *et al.*, 2006. Cultivo da mamona-importancia económica. En: Embrapa Algodao-sistemas de producao (versao electrónica). Desde: <http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/#mamona>. (consulta: 27 enero 2018).
- Kuklinski, C. 2001. Farmacognosia, Barcelona, Omega S.A.,
- Layne, A. y Mendez, J. 2007. Efectos de extractos acuosos de la maleza *Cyperus rotundus* L. (Cyperaceae) sobre la germinación de semillas y crecimiento de plántulas de maíz (*Zea mays* L.) cv. Pioneer 3031. *Rev. Peru. biol.* 14 (1):055060.
- Le-Van, N. and Pham, T.V.C. 1980. Viscidic acid A and B, two ent-labdane derivatives from *Chrysothamnus viscidiflorus*. *Phytochemistry* 19, 1971–1974.
- Le-Van, N. and Pham, T.V.C. 1981. An unusual m-hydroxyacetophenone and three new chromanone derivatives from *Chrysothamnus viscidiflorus*. *Phytochemistry* 20, 485–487.
- Lida plant reserch. 2017. Cinco razones por las que los bioestimulantes ayudan a una agricultura sostenible. <http://blog.lidaplantresearch.com/biotecnologia/cinco-razones-por-las-que-los-bioestimulantes-ayudan-agricultura-sostenible/> (consulta: 18 enero 2018).
- Lida plant reserch. 2018 Beneficios del uso de bioestimulantes. Razones para creer. <http://www.lidaplantresearch.com/es/bioestimulantes/s711>(consulta: 18 enero 2018).

- Machado, C. 2014. *Simmondsia chinensis*, Jojoba y su aceite. <https://eldesvandepazwharton.wordpress.com/2014/08/25/simmondsia-chinensis-jojoba-y-su-aceite/> (consulta: 25 enero 2018)
- Mazzani, E. 2007. El Tártago: La planta, su importancia y usos. *Revista Digital del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias*. Maracay Venezuela.
- Mora, Y. S/f. Propiedades del peyote. <https://www.vix.com/es/imj/salud/5034/propiedades-del-peyote> (consulta: 16 enero 2018).
- Okamura, M., Asaia, M., Hine, N. & Yagi, A., 1996. High performance liquid chromatographic determination of phenolic compounds in Aloe species.. *Journal Chromatographic*, Issue 747, pp. 225-231.
- Osorno G., G.A. 1986. Algunos aspectos de la higuera en Colombia. Universidad Nacional de Colombia. Medellín.
- Penna, A.B.; Panzardi, S. R.;folcia, A.M.; Leicach,S; 2003. Efectos alelopáticos de extractos acuosos de *Chenopodium ambrosioides* L. sobre la germinación de *Bidens pilosa* L.
- Psycodelice. 2017. Cactus Peyote. Propiedades y origen de este cactus. <https://www.psycodelice.com/blog/cactus-peyote/>(Consulta: 12 de febrero 2018).
- Ramachandra, C.T. and Rao, P.S. 2008. Processing of *Aloe vera* leaf gel: A review. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences* 3, 502-510.
- Reynolds, T. and Dweck A. C. 1999. Aloe vera leaf gel: a review update. *Journal Ethnopharmacology* 68, 3-37.
- Reynolds, T. 2004. *Aloes: The Genus Aloe. Medicinal and aromatic plants-industrial profiles* Editorial CPR Press LLC, Boca Raton, Florida.

- Rich, J. R.; Rahi, G. S.; Opperman, C. H. & Davis, E. L. (1989). Influence of the castor bean (*Ricinus communis*) lectin (ricin) on motility of *Meloidogyne incognita*. *Nematropica* 19: 99-103.
- Rodríguez, H. 2006. Gel de *Aloe vera* y harina de según como soporte sólido de medios de cultivo para plantas medicinales. *Revista Cubana de Plantas Medicinales* pág. 11
- Rodríguez, H. C. & Lagunes, A. 1992. Plantas con propiedades insecticidas. Resultados de pruebas preliminares en laboratorio, campo y granos almacenados. *Agro-productividad* 1:17-25.
- Rose, A.F., Butt, B.A. and Jermy, T. 1980. Polyacetylenes from the rabbitbrush, *Chrysothamnus nauseosus*. *Phytochemistry* 19, 563–566.
- Samayoa M. 2007. Manual Técnico del Higuierillo. Ministerio de agricultura y ganadería El Salvador C.A. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal, CENTA. Programa Agroindustrial.
- Samreen, U. Hussain, F. Sher Z. 2009. Allelopathic potential of *Calotropis procera* (Ait.) Ait. *Pak. J. Pl. Sci.*, 15: 7-14.
- Shaheen, A.M. 2002. Morphological variation within *Ricinus communis* L. in Egypt; Fruit, Leaf, Seed and Pollen. *Pakistan Journal of Biological Science*. 5 (11). Pp1202-1208.
- Scarpa, A. and Guerci, A. (1982). Various uses of the castor oil plant (*Ricinuscommunis*.): A review. *J. Ethnopharm.* 5: 117-137.
- Surjushe *et al.*, 2008. Aloe vero: a short review. *Indian Journal Dermatology* 53, 163-166.
- The Plant List, 2013. The Plant List: una lista de trabajo de todas las especies de plantas. Versión 1.1. Londres, Reino Unido: Royal Botanic Gardens, Kew. <http://www.theplantlist.org>

- Torres, s. f. Puente M.; De Cupere F.; Puerto M. y Rodríguez M. 2003. Efecto Alelopático del Boniato (*Ipomoea batatas* L. (Lam.), sobre la germinación y crecimiento de cultivos y malezas. *Centro Agrícola*, año 30, no. 1.
- Urbatsch, L.E., Bacon, J.D. and Mabry, T.J., 1975. Flavonol methyl ethers from *Chrysothamnus viscidiflorus*. *Phytochemistry* 14, 2279– 2282.
- Valagro, 2014. Los bioestimulantes: una herramienta para mejorar la calidad de las producciones. <https://www.valagro.com/es/corporate/investigacion-y-desarrollo> (consulta: 14 enero 2018).
- Van Damme, E. J. M.; Hao, Q.; Chen, Y.; Barre, A.; Vandebussche, F. & Desmyter, S. 2001. Ribosome-inactivating proteins: a family of plant proteins that do more than inactivate ribosomes. *CRC Crit Rev Plant Sci* 20: pp. 395-465.
- Vega-G, A., Ampuero-C, N., Díaz-N, L. & Lemus-M, R., 2005. El *Aloe vera* (*Aloe barbadensis* Miller) como componente de alimentos funcionales. *Revista chilena de nutrición*, 32(3), pp. 208-214.
- Vibrans, H. 2009. *Pennisetum ciliare=Cenchrus ciliaris*, Malezas de México. Consultado en enero de 2018 en <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/poaceae/pennisetumciliare/fichas/ficha.htm>
- Zoot, G. 2010. Cátedra de Forrajes y Cereales. *Revista de producción*. http://www.produccion.com.ar/2008/08feb_11.htm (consulta: 12 febrero 2018).

APÉNDICE

Cuadro 16. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de maíz. Promedio germinación observada en cuatro fechas distintas, analizadas por medio de la prueba de ji cuadrada.

Porcentaje de germinación en maíz																					
	Extr. Et de peyote			Extr. Et de raiz de valeriana			Extr. Et de zacate buffer			Extr. Et de sábila			Extr. Et de planta de la liebre			Extr. Et de cascara de jojoba			Extr. Et de frutos de higuera		
	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs
0.1 %	13	6	19	10	17	20	7	15	20	10	20	20	8	18	23	10	15	21	16	20	23
0.5 %	5	17	20	11	17	20	4	14	17	9	19	23	10	18	19	5	15	22	11	18	21
1 %	10	19	20	7	17	19	5	20	22	13	19	23	8	14	19	9	16	18	4	18	20
10 %	1	11	12	0	5	7	0	7	10	0	10	14	0	9	12	0	5	13	2	17	17
T.A.	7	15	17	7	15	17	7	15	17	7	15	17	7	15	17	7	15	17	7	15	17
$\chi^2 c$	11.71 42	7.8	2.7647	10.571 4	7.466 6	7.1764	8.857 1	6	4.8823	14	5.466 6	5.4921	8.571 4	3.666 6	4.0568	9.428 5	6.733 3	3.4117	20	3.133 3	3.5882
$\chi^2_{0.05}$	9.487 7																				

Cuadro 17. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de frijol. Promedio germinación observada en cuatro fechas distintas, analizadas por medio de la prueba de ji cuadrada.

Porcentaje de germinación en frijol																					
	Extr. Et de peyote			Extr. Et de raiz de valeriana			Extr. Et de zacate buffer			Extr. Et de sabila			Extr. Et de planta de la liebre			Extr. Et de cascara de jojoba			Extr. Et de frutos de higuera		
	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs	48 hrs	96 hrs	144 hrs
0.1 %	15	17	17	18	22	23	17	20	20	18	22	22	17	23	23	19	19	19	16	19	19
0.5 %	19	20	20	19	23	23	18	20	20	11	23	23	19	22	22	18	18	18	19	20	20
1 %	12	14	16	17	21	21	10	21	21	17	20	20	14	20	21	15	18	18	18	18	19
10 %	0	13	13	0	5	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T.A.	16	17	17	16	17	17	16	17	17	16	17	17	16	17	17	16	17	17	16	17	17
χ^2_c	17.625	2	1.5294	16.875	13	12.2941	18.5621	19	19	18.0625	21.1176	21.1176	16.875	21.1176	21.5294	16.875	17.647	17.647	16.8125	17.8235	18.2941
$\chi^2_{0.05}$	9.4877																				

Cuadro 18. Porcentaje de germinación en tratamientos aplicados en preemergencia sobre semillas de col. Promedio germinación observada en cuatro fechas distintas, analizadas por medio de la prueba de ji cuadrada.

Porcentaje de germinación en col																											
	Extr. Et de peyote			Extr. Et de raiz de valeriana			Extr. Et de zacate buffer			Extr. Et de sábila			Extr. Et de planta de la liebre			Extr. Et de cascara de jojoba			Extr. Et de frutos de higuierilla								
	72 hrs	120 hrs	168 hrs	72 hrs	120 hrs	168 hrs	72 hrs	120 hrs	168 hrs	72 hrs	120 hrs	168 hrs	72 hrs	120 hrs	168 hrs	72 hrs	120 hrs	168 hrs	72 hrs	120 hrs	168 hrs						
0.1 %	8	24	29	18	21	23	21	25	27	17	27	28	15	21	24	19	28	30	18	27	30						
0.5 %	7	22	29	12	13	17	18	23	25	14	19	24	9	15	18	20	28	29	19	24	28						
1 %	10	21	28	0	0	0	10	25	27	11	22	22	8	19	22	18	24	30	10	21	27						
10 %	0	3	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
T.A.	17	25	26	17	25	26	17	25	26	17	25	26	17	25	26	17	25	26	17	25	26						
$\chi^2 c$	30.5	294	20.4	17.80	35.52	56.4	55.46	20.88	23	25.16	26.11	19.64	7	26.96	26.92	3	25.76	31.08	29.23	17.70	58	27.57	20.17	64	25.84	26.80	76
$\chi^2_{0.05}$	9.48	77																									

Cuadro 19. Análisis de varianza del peso de hipocotilo de plántulas de maíz a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS en el cual se pudo observar que existe diferencia significativa en casi todos los extractos a excepción del extracto etanolico de cascara de jojoba en donde no hubo diferencia significativa.

Peso de hipocótilo en maíz							
	Extr. Et. De peyote	Extr. Et. De raiz de valeriana	Extr. Et. De zacate buffer	Extr. Et de sabila	Extr et de planta de la liebre	Extr. Et de cascara de jojoba	Extr. Et defrutos de higuerrilla
0.10%	2.0330 A	1.8277 A	1.3743 A	1.7117 A	1.6950 A	1.4297	1.6627 A
0.50%	1.2673 AB	1.6117 A	0.9213 AB	1.8557 A	1.4073 A	1.3553	2.0297 A
1%	1.6847 A	1.3793 A	1.1757 A	1.9397 A	0.9870 AB	1.6603	1.1663 AB
10%	0.3483 B	0.1503 B	0.1167 B	0.1870 B	0.2283 B	0.1577	0.2657 B
T.A.	1.4370 A	1.4370 A	1.4370 A	1.4370 A	1.4370 A	1.437	1.4370 A
CV	38.565	42.291	48.869	35.687	45.504	46.62	41.9
FC	4.39	4.4	3.51	5.97	3.49	3.39	4.39
F 0.05	3.48						

T.A= Testigo absoluto.

CV= Valor de coeficiente de variación.

FC= Valor de fc.

F 0.05= Valor de f_{α} .

Cuadro 20. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de maíz a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS, en el cual se pudo observar que existe diferencia significativa en cuatro de los 7 extractos evaluados.

Peso de radícula en maíz							
	Extr. Et. De peyote	Extr. Et. De raiz de valeriana	Extr. Et. De zacate buffer	Extr. Et de sabila	Extr et de planta de la liebre	Extr. Et de cascara de jojoba	Extr. Et defrutos de higuerrilla
0.10%	1.7233	2.0053 A	1.5647 A	2.2680 A	1.6837 A	1.4857	2.2747
0.50%	1.0507	1.5480 A	1.0500 AB	2.2890 A	1.3083 AB	1.5340	2.2283
1%	1.4330	1.0917 AB	1.2730 A	2.1683 A	1.0713 AB	1.8097	1.6620
10%	0.3123	0.0753 B	0.0950 B	0.1920 B	0.1683 B	0.2837	0.2480
T.A.	2.1770	2.1770 A	2.1770 A	2.1770 A	2.1770 A	2.1770	2.1770
CV	50.318	47.682	50.697	41.696	46.127	53.715	40.017
FC	3.19	4.85	4.35	4.32	4.69	2.42	2.86
F 0.05	3.48						

T.A=Testigo absoluto.

CV= Valor de coeficiente de variación.

FC= Valor de fc.

F 0.05= Valor de fa.

Cuadro 21. Análisis de varianza del peso de hipocotilo de plántulas de frijol a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS en el cual se pudo observar que existe diferencia significativa 5 de los 7 extractos evaluados.

Peso de hipocótilo en frijol							
	Extr. Et. De peyote	Extr. Et. De raiz de valeriana	Extr. Et. De zacate buffer	Extr. Et de sabila	Extr et de planta de la liebre	Extr. Et de cascara de jojoba	Extr. Et defrutos de higuerrilla
0.10%	1.2733	1.4477 A	2.0903	2.2550 A	2.3237 A	2.0393 A	1.8793 A
0.50%	2.4460	1.6717 A	1.703	2.9280 A	2.4603 A	2.4110 A	1.8237 A
1%	0.8150	1.5540 A	0.955	1.5393 A	1.7793 A	1.5317 A	2.1277 A
10%	0.3390	0.3707 B	0.946	0.0000 B	0.0000 B	0.0000 B	0.0000 B
T.A.	1.6393	1.6393 A	1.6393	1.6393 A	1.6393 A	1.6393 A	1.6393 A
CV	63.851	35.86	63.806	50.953	29.951	46.397	37.672
FC	2.81	4.35	0.86	4.9	11.98	5.1	6.9
F 0.05	3.48						

T.A= Testigo absoluto.

CV= Valor de coeficiente de variación.

FC= Valor de fc.

F 0.05= Valor de f_{α} .

Cuadro 22. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de maíz a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS, en el cual se puede observar que existe diferencia significativa en 5 de los 7 extractos evaluados.

Peso de radícula en frijol							
	Extr. Et. De peyote	Extr. Et. De raiz de valeriana	Extr. Et. De zacate buffer	Extr. Et de sabila	Extr et de planta de la liebre	Extr. Et de cascara de jobo	Extr. Et defrutos de higuerrilla
0.10%	0.4310 BC	1.4477 AB	1.1213	1.3490 A	1.2863 A	0.8650	0.8490 A
0.50%	0.6650 BC	1.6717 A	0.734	1.3530 A	1.1367 A	0.8740	1.0023 A
1%	0.2593 BC	1.5540 AB	0.4347	0.6323 AB	1.0460 A	0.5120	0.7500 A
10%	0.0927 C	0.3707 C	0.55	0.0000 B	0.0000 B	0.0000	0.0000 B
T.A.	1.0403 A	1.0403 B	1.0403	1.0403 A	1.0403 A	1.0403	1.0403 A
CV	49.267	28.763	76.661	56.794	32.251	60.644	38.327
FC	6.83	6.86	0.76	3.96	9.36	3.25	7.28
F 0.05	3.48						

T.A= Testigo absoluto.

CV= Valor de coeficiente de variación.

FC= Valor de fc.

F 0.05= Valor de f

Cuadro 23. Análisis de varianza del peso de hipocotilo de plántulas de frijol a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS en el cual se pudo observar que existe diferencia significativa en cada uno de los 7 extractos evaluados.

Peso de hipocótilo en col							
	Extr. Et. De peyote	Extr. Et. De raiz de valeriana	Extr. Et. De zacate buffer	Extr. Et de sabila	Extr et de planta de la liebre	Extr. Et de cascara de jojoba	Extr. Et defrutos de higuerrilla
0.10%	0.0780 AB	0.0357 B	0.0763 ABC	0.0946 AB	0.0376 B	0.1296 A	0.1136 A
0.50%	0.0716 AB	0.0080 B	0.1033 AB	0.0906 AB	0.0095 BC	0.1643 A	0.1416 A
1%	0.0524 B	0.0000 B	0.0333 BC	0.0426 BC	0.0343 C	0.0736 B	0.1170 A
10%	0.0256 B	0.0000 B	0.0000 C	0.0000 C	0.0000 C	0.0000 C	0.0000 B
T.A.	0.1363 A	0.1363 A	0.1363 A	0.1363 A	0.1363 A	0.1363 A	0.1363 A
CV	49.396	58.072	56.904	37.091	47.542	25.618	36.236
FC	3.89	22.09	6.06	11.34	20.59	19.15	7.46
F 0.05	3.48						

T.A= Testigo absoluto.

CV= Valor de coeficiente de variación.

FC= Valor de fc.

F 0.05= Valor de fa.

Cuadro 24. Análisis de varianza del peso de radícula en plántulas de maíz a las 168 horas, sometido al efecto de 7 extractos etanolicos. Evaluadas por medio del paquete estadístico SAS, en el cual se pueden observar que existe diferencia significativa en 5 de los 7 extractos evaluados.

Peso de radícula en col							
	Extr. Et. De peyote	Extr. Et. De raiz de valeriana	Extr. Et. De zacate buffer	Extr. Et de sabila	Extr et de planta de la liebre	Extr. Et de cascara de jojoba	Extr. Et defrutos de higuerrilla
0.10%	0.0030 B	0.0008 B	0.0020 B	0.0086 AB	0.0016 B	0.0156 A	0.0015 C
0.50%	0.0036 B	0.0003 B	0.0013 B	0.0009 B	0.0001 B	0.0077 AB	0.0186 A
1%	0.0036 B	0.0000 B	0.0011 B	0.0003 B	0.0003 B	0.0012 B	0.0090 B
10%	0.0003 B	0.0003 B	0.0000 B	0.0000 B	0.0000 B	0.0000 B	0.0000 C
T.A.	0.0153 A	0.0153 A	0.0153 A	0.0153 A	0.0153 A	0.0153 A	0.0153 A
CV	68.442	43.278	49.157	107.223	42.304	52.792	29.573
FC	8.05	66.4	32.42	4.8	65.76	9.4	23.71
F 0.05	3.48						

T. A= Testigo absoluto.

CV= Valor de coeficiente de variación.

FC= Valor de fc.

F 0.05= Valor de f_{α} .