



# INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

---

**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN  
PARA EL DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL,  
UNIDAD DURANGO**

**DETERMINACIÓN DE LA PERSISTENCIA EN SUELO Y  
EFECTO ALELOPÁTICO DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE  
*Prosopis laevigata***

## **TESIS**

**Que para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Gestión  
Ambiental presenta:**

Ing. Ana Isabel Chaidez Ayala

**Directores:**

Dra. Norma Almaraz Abarca

Dr. Rene Torres Ricario

Victoria de Durango, Dgo., diciembre de 2019.



# INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

## ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de Durango, Dgo. siendo las 11:00 horas del día 22 del mes de octubre del 2019 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación del: CIIDIR-IPN Unidad Durango para examinar la tesis titulada:

**Determinación de la persistencia en suelo y efecto alelopático de compuestos fenólicos de *Prosopis laevigata***

Presentada por el alumno:

**CHAIDEZ**

**AYALA**

**ANA ISABEL**

Apellido paterno

Apellido materno

Nombre(s)

Con registro: 

B	1	6	0	6	9	1
---	---	---	---	---	---	---

aspirante de:

### **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN GESTIÓN AMBIENTAL**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

### LA COMISIÓN REVISORA

Directores de tesis

  
Dra. Norma Almaraz Abarca

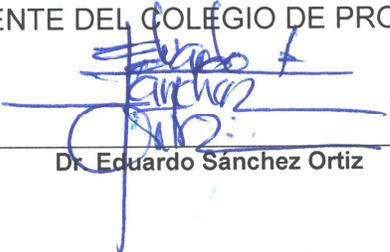
  
Dr. Rene Torres Ricario

  
Dra. Laura Silvia González Valdez

  
M. en C. Néstor Naranjo Jiménez

  
M. en c. Eli Amanda Delgado Alvarado

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

  
Dr. Eduardo Sánchez Ortiz





# INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

## SECRETARIA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

### ACTA DE REGISTRO DE TEMA DE TESIS Y DESIGNACIÓN DE DIRECTORES DE TESIS

México, D.F. a 22 de septiembre del 2017

El Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CIIDIR-IPN Durango en su sesión ordinaria No. 11 celebrada el día 02 del mes de diciembre conoció la solicitud presentada por el(la) alumno(a):

CHAIDEZ  
Apellido paterno

AYALA  
Apellido materno

ANA ISABEL  
Nombre (s)

Con registro: 

B	1	6	0	6	9	1
---	---	---	---	---	---	---

Aspirante de: Maestría en Ciencias en Gestión Ambiental

1.- Se designa al aspirante el tema de tesis titulado:

**Determinación de la persistencia en suelo y efecto alelopático de compuestos fenólicos de *Prosopis laevigata***

De manera general el tema abarcará los siguientes aspectos:

2.- Se designan como Directores de Tesis a los Profesores:  
Dra. Norma Almaraz Abarca y el Dr. Rene Torres Ricario

3.- El trabajo de investigación base para el desarrollo de la tesis será elaborado por el alumno en:  
El CIIDIR-IPN Unidad Durango

que cuenta con los recursos e infraestructura necesarios.

4.- El interesado deberá asistir a los seminarios desarrollados en el área de adscripción del trabajo desde la fecha en que se suscribe la presente hasta la aceptación de la tesis por la Comisión Revisora correspondiente:

Directores de Tesis

Dra. Norma Almaraz Abarca

Aspirante

Ing. Ana Isabel Chaidez Ayala

Dr. Rene Torres Ricario

Presidente del Colegio

Dr. Eduardo Sánchez Ortiz



CENTRO INTERDISCIPLINARIO  
DE INVESTIGACIÓN PARA EL  
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL  
C.I.I.D.I.R.  
UNIDAD DURANGO  
I.P.N.



**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

**CARTA CESIÓN DE DERECHOS**

En la Ciudad de Durango, Dgo., el día **22** del mes de **octubre** del año **2019**, la que suscribe **Ana Isabel Chaidez Ayala** alumna del Programa de **Maestría en Ciencias en Gestión Ambiental**, con número de registro **B160691**, adscrita al **Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Durango. CIIDIR-IPN Unidad Durango**, manifiesta que es la autora intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de la **Dra. Norma Almaraz Abarca** y del **Dr. Rene Torres Ricario** y cede los derechos del trabajo titulado **“Determinación de la persistencia en suelo y efecto alelopático de compuestos fenólicos de *Prosopis laevigata*”**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso de la autora y/o directores del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a las siguientes direcciones [aicha\\_152@yahoo.com.mx](mailto:aicha_152@yahoo.com.mx), [noralab@yahoo.com](mailto:noralab@yahoo.com) y [renetr27@gmail.com](mailto:renetr27@gmail.com). Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

---

**ANA ISABEL CHAIDÉZ AYALA**

## INDICE

INDICE DE FIGURAS .....	I
INDICE DE TABLAS.....	V
RESUMEN .....	VI
ABSTRACT .....	VIII
INTRODUCCIÓN .....	1
1.1 EL GÉNERO <i>Prosopis</i> .....	2
1.1.1 Distribución .....	2
1.1.2 Descripción botánica.....	4
1.1.3 Importancia ecológica y usos.....	6
1.2 EL METABOLISMO SECUNDARIO DE LAS PLANTAS.....	8
1.2.1 Aspectos generales .....	8
1.2.2 Funciones ecológicas de los fenoles vegetales .....	10
1.3. ALELOPATÍA, CONCEPTO Y GENERALIDADES .....	11
1.3.1. Modos de liberación de agentes alelopáticos .....	13
1.3.1.1 Volatilización.....	14
1.3.1.2 Lixiviación .....	15
1.3.1.3 Exudación de raíces .....	15
1.3.1.4 Desintegración de residuos vegetales (biodegradación).....	16
1.4. COMPUESTOS FENÓLICOS Y CONTENIDO DE NUTRIENTES (NITRÓGENO, FÓSFORO, CALCIO, POTASIO, Y MAGNESIO) EN EL SUELO .....	16
1.4.1. Compuestos fenólicos y características del suelo.....	17
1.4.2. <i>Prosopis</i> como fuente de sustancias alelopáticas.....	18

II. JUSTIFICACIÓN .....	19
III. OBJETIVO GENERAL.....	19
IV. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	19
V. HIPÓTESIS.....	20
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
6.1 MATERIAL VEGETAL.....	20
6.2 EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS.....	20
6.3 DETERMINACIÓN DEL PERFIL FENÓLICO DE LOS EXTRACTOS FOLIARES .....	21
6.4 DETERMINACIÓN DE FENOLES TOTALES .....	22
6.5 DETERMINACIÓN DE TANINOS TOTALES .....	23
6.6 EVALUACIÓN DE LA FITOTOXICIDAD DE EXTRACTOS FOLIARES FENÓLICOS DE <i>P. LAEVIGATA</i> , SOBRE EL COMPORTAMIENTO DE GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS DE PÁPALO Y DE TEOZINTLE .....	23
6.6.1 Semillas .....	23
6.6.2 Características morfológicas.....	23
6.6.3 Germinación.....	24
6.6.4 Tratamientos de fitotoxicidad .....	24
6.7 EVALUACIÓN DE LA PERSISTENCIA DE COMPUESTOS FENÓLICOS EN SUELO.....	26
6.7.1 Caracterización del suelo (contenidos de nitrógeno, fosforo, calcio, potasio y magnesio), pH y conductividad .....	26
6.9 Análisis de datos .....	28
VII RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	29
7.1 PERFIL FENÓLICO FOLIAR .....	29
7.2 CONTENIDOS DE FENOLES TOTALES .....	36

7.3 CONTENIDO DE TANINOS.....	37
7.4 ANÁLISIS MORFOLÓGICO DE SEMILLAS UTILIZADAS PARA ENSAYO DE GERMINACIÓN (PÁPALO Y TEOZINTLE).....	38
7.5 FITOTOXICIDAD DE EXTRACTOS FENÓLICOS FOLIARES DE <i>Prosopis laevigata</i> .....	39
7.6 PERSISTENCIA DE COMPUESTOS FENÓLICOS EN SUELO.....	46
VIII. CONCLUSIONES .....	58
IX. RECOMENDACIONES.....	59
X. BIBLIOGRAFÍA .....	60

## INDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Distribución geográfica de *Prosopis* en América (Rzedowski, 1988)..... 3
- Figura 2.** Modos de liberación de agentes alelopáticos por parte de las plantas (Sampietro, 2002)..... 14
- Figura 3.** Cromatogramas obtenidos por HPLC, representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 1 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2..... 30
- Figura 4.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 2 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2..... 30
- Figura 5.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 3 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2..... 31
- Figura 6.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 4 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2..... 31
- Figura 7.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 5 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2..... 32
- Figura 8.** Espectros UV obtenidos por DAD de los compuestos fenólicos presentes en los tejidos foliares de *Prosopis laevigata*. Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 2..... 32
- Figura 9.** Contenido de fenoles totales del tejido foliar de cinco individuos en diferente época del año de *Prosopis laevigata*. M1: mayo 2017, M2: julio 2017, M3: septiembre 2017, M4: noviembre 2017, M5: marzo 2018. .... 36

<b>Figura 10.</b> Contenido de taninos condensados del tejido foliar de cinco individuos en diferente época del año de <i>Prosopis laevigata</i> . M1: mayo 2017, M2: julio 2017, M3: septiembre 2017, M4: noviembre 2017, M5: marzo 2018. ....	37
<b>Figura 11.</b> Semillas de <i>Porophyllum ruderale</i> y vernier utilizado para la estimación de sus dimensiones.....	38
<b>Figura 12.</b> Semillas de <i>Zea mays</i> subsp. <i>mexicana</i> y vernier utilizado para la estimación de sus dimensiones.....	38
<b>Figura 13.</b> Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de <i>Prosopis laevigata</i> en semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) al día uno.....	41
<b>Figura 14.</b> Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de <i>Prosopis laevigata</i> en semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) al día dos.....	41
<b>Figura 15.</b> Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de <i>Prosopis laevigata</i> en semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) al día tres.....	42
<b>Figura 16.</b> Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de <i>Prosopis laevigata</i> en semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) al día cuarto....	42
<b>Figura 17.</b> Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de <i>Prosopis laevigata</i> en semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) al quinto día....	43
<b>Figura 18.</b> Germinabilidad (%) de semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de <i>Prosopis laevigata</i> durante cinco días. Diferentes letras indican diferencias estadísticas (p<0.05).....	43
<b>Figura 19.</b> Germinabilidad (%) de semillas de teozintle ( <i>Zea mays</i> subsp. <i>mexicana</i> ) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de <i>Prosopis laevigata</i> durante cinco días. Diferentes letras indican diferencias estadísticas (p<0.05).....	44

<b>Figura 20.</b> Cromatogramas obtenidos por HPLC-DAD del suelo control (adicionado con agua) a diferentes tiempos. ....	48
<b>Figura 21.</b> Cromatogramas obtenidos por HPLC-DAD de los suelos adicionados con extracto fenólico foliar de <i>Prosopis laevigata</i> , para determinar la persistencia de los compuestos a través del tiempo. Los números representan algunos de los compuestos fenólicos presentes. ....	49
<b>Figura 22.</b> Espectros UV obtenidos por DAD de siete compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 15 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de <i>Prosopis laevigata</i> . Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7.....	50
<b>Figura 23.</b> Espectros UV obtenidos por DAD de nueve compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 120 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de <i>Prosopis laevigata</i> . Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7. ....	51
<b>Figura 24.</b> Espectros UV obtenidos por DAD de nueve compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 240 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de <i>Prosopis laevigata</i> . Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7. ....	52
<b>Figura 25.</b> Espectros UV obtenidos por DAD de nueve compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 356 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de <i>Prosopis laevigata</i> . Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7. ....	53
<b>Figura 26.</b> Análisis de componentes principales (PCA) de muestras de suelo a diferentes tiempos después de haber sido adicionados con extracto foliar de <i>Prosopis laevigata</i> . M1: 15 días, M2: 120 días, M3: 240 días, M4: 365 días, S1-S27: compuestos fenólicos presentes en suelo, corresponden a la descripción de la Tabla 7. ....	56

**Figura 27.** Dendrograma de similitud de muestras de suelo adicionadas con extracto foliar de *Prosopis laevigata*, en diferentes periodos, basado en la composición fenólica. M1: 15 días, M2: 120 días, M3: 240 días, M4: 365 días. .... 57

## INDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Descripción taxonómica del género <i>Prosopis</i> , especies, y variedades de México de acuerdo con Cervantes (2002).....	5
<b>Tabla 2.</b> Tiempo de retención (TR) y datos espectrales ( $\lambda_{\max}$ ) de los 12 principales compuestos fenólicos encontrados en las hojas de <i>Prosopis laevigata</i> . ....	34
<b>Tabla 3.</b> Concentraciones relativas de los 12 compuestos fenólicos encontrados en cinco individuos de <i>Prosopis laevigata</i> en diferente época del año.....	35
<b>Tabla 4.</b> Velocidad de germinación y tiempo medio de germinación ( $T_{50}$ ) de semillas de pápalo ( <i>Porophyllum ruderale</i> ) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de <i>Prosopis laevigata</i> . ....	44
<b>Tabla 5.</b> Velocidad de germinación y tiempo medio de germinación ( $T_{50}$ ) de semillas de teozintle ( <i>Zea mays</i> subsp. <i>mexicana</i> ) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de <i>Prosopis laevigata</i> . ....	45
<b>Tabla 6.</b> Caracterización del suelo utilizado para evaluar la persistencia de los compuestos fenólicos foliares de <i>Prosopis laevigata</i> . ....	46
<b>Tabla 7.</b> Tiempo de retención (TR) y absorbancias máximas ( $\lambda_{\max}$ ) de los compuestos encontrados en suelo en diferentes periodos de tiempo, después de adicionar el extracto fenólico foliar de <i>Prosopis laevigata</i> . ....	53
<b>Tabla 8.</b> Concentraciones relativas de los 27 compuestos fenólicos encontrados en cuatro periodos a lo largo de un año en suelo adicionado con extracto fenólico de <i>Prosopis laevigata</i> . M1: 15 días, M2: 120 días, M3: 240 días, M4: 365 días.....	55

# DETERMINACIÓN DE LA PERSISTENCIA EN SUELO Y EFECTO ALELOPÁTICO DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE *Prosopis laevigata*

## RESUMEN

En el presente estudio se determinó la variación de los perfiles fenólicos foliares de mezquite (*Prosopis laevigata*) durante un ciclo anual y se evaluó la persistencia en suelo y su potencial fitotóxico en la germinación de semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) y teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*). Las variaciones en la composición fenólica de hojas, así como las de los extractos adicionados a suelo se determinaron por métodos espectrométricos y de cromatografía líquida de alta resolución con detección de arreglo de diodos (HPLC-DAD). La fitotoxicidad de los extractos fenólicos foliares de *P. laevigata* se evaluó registrando los efectos sobre la germinación de semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) y teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*). Los resultados revelaron que las hojas de esta especie de mezquite acumulan una relevante diversidad de compuestos fenólicos, seis flavonas (posibles derivados de luteolina y de vitexina), cuatro flavonoles (derivados glicósidos de quercetina e isoramnetina), y dos ácidos fenólicos, cuyas concentraciones relativas, e incluso presencia, varía durante un ciclo anual. Los contenidos de fenoles totales y taninos fueron variables durante un ciclo anual, los valores más altos se registraron en julio (55.82 mg/g extracto seco y 0.28 mg/g extracto seco, respectivamente), mientras que los más bajos se registraron en marzo (38.90 mg/g extracto seco y 0.19 mg/g extracto seco, respectivamente). El extracto foliar de *P. laevigata* tuvo efecto fitotóxico, dependiente de la concentración, sobre las semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) y de teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*). La concentración más alta de extracto evaluada (5 mg/mL) redujo la germinabilidad de semillas de *P. ruderale* en 94% y la velocidad de germinación en 91%, y la germinabilidad y velocidad de germinación de las semillas de *Z. mays* subsp. *mexicana* en 52% y 63%, respectivamente. Los resultados de la persistencia de los compuestos fenólicos foliares de *P. laevigata* en suelo indicaron que éstos sufren descomposición durante

los primeros 15 días después de ser adicionados al suelo, ya que, en los perfiles de éste no se encontró ninguno de los flavonoides presentes en el extracto foliar a ese tiempo.

## ABSTRACT

In the current study, the annual variation of foliar phenolic profiles of mesquite (*Prosopis laevigata*) was determined and the persistence in soil and its phytotoxic potential in the germination of seeds of papalo (*Porophyllum ruderale*) and teozintle (*Zea mays subsp. mexicana*) was evaluated. The variations in the foliar phenolic composition, as well as those of the extracts added to soil were determined by spectrometric methods and high performance liquid chromatography with diode array detection (HPLC-DAD). The phytotoxicity of the foliar phenolic extracts of *P. laevigata* was evaluated by registering the effects on the germination of seeds of papalo (*Porophyllum ruderale*) and teozintle (*Zea mays subsp. mexicana*). The results revealed that the leaves of this mesquite species accumulate a relevant diversity of phenolic compounds, six flavones (possible derivatives of luteolin and vitexin), four flavonols (derived glycosides of quercetin and isorhamnetin), and two phenolic acids, whose relative concentrations, and even presence, varies during an annual cycle. The total phenolics and tannin contents varied during an annual cycle, the highest values were registered in July (55.82 mg/g dry extract and 0.28 mg/g dry extract, respectively), whereas the lowest values were registered in Mars (38.90 mg/g dry extract and 0.19 mg/g dry extract, respectively). The foliar extract of *P. laevigata* showed a concentration-dependent phytotoxic effect on the seeds of papalo (*Porophyllum ruderale*) and teozintle (*Zea mays subsp. mexicana*). The highest evaluated concentration of extract (5 mg/mL) reduced the germinability of *P. ruderale* seeds in 94% and the germination rate in 91%, whereas the germinability and germination rate of *Z. mays subsp. mexicana* in 52% and 63%, respectively. The results of the persistence of the foliar phenolics of *P. laevigata* in soil indicated that these compounds degrade in the first 15 days after their addition into soil, as none of the flavonoids found in the foliar extract was found in the soil extract at this time.

## INTRODUCCIÓN

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios sintetizados por las plantas. En ellas desempeñan una gama muy amplia de funciones involucradas en el establecimiento de las relaciones planta-ambiente, como son las alelopáticas. Las relaciones que las plantas establecen con su ambiente les permite garantizar su sobrevivencia como poblaciones y especies.

Además de las funciones que desempeñan en las plantas, los compuestos fenólicos tienen también una muy amplia gama de actividades biológicas, como antioxidante, antitumoral, y antiinflamatoria, entre otras, que los humanos hemos utilizado para prevenir y curar enfermedades.

El mezquite (*Prosopis laevigata*) es una planta abundante en las regiones áridas y semiáridas de México. Esta especie de la familia Leguminosae es de importancia apícola y se considera que enriquece suelos agrícolas por su capacidad de fijar nitrógeno. Para algunas especies del género *Prosopis* se han reportado efectos alelopáticos asociados a los compuestos fenólicos que acumulan. Sin embargo, existe poca información sobre la permanencia de esos compuestos en el suelo y su papel como moduladores de la germinación de semillas.

En el presente trabajo se determinó la variación fenólica foliar de *Prosopis laevigata*, durante un ciclo anual, y la permanencia, también durante un ciclo anual, de sus compuestos fenólicos foliares en suelo. Además, se evaluó el efecto fitotóxico de los extractos fenólicos foliares en la germinación de semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) y teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*). Los resultados contribuyen a incrementar el conocimiento sobre esta especie de mezquite, sobre la estabilidad de los compuestos fenólicos en el suelo, y sobre el potencial de esta especie para desarrollar productos naturales para el manejo de malezas.

## I. ANTECEDENTES

### 1.1 EL GÉNERO *Prosopis*

#### 1.1.1 Distribución

El género *Prosopis* alberga 44 especies, de éstas, 42 crecen en América. El género forma parte de la familia Leguminosae (Fabaceae), subfamilia *Mimosoidea* (Saidman *et al.*, 2000). La subfamilia *Mimosoidea* se considera originaria de África tropical, donde persiste un representante, la menos especializada y más mesófila, *Prosopis africana* Taubert, la cual pertenece a la sección *Anonychium*, siendo probablemente su único miembro. Se conocen tres especies más en el continente Euroasiático Africano, éstas forman la sección *Prosopis*. La sección *Prosopis* se encuentra desde el norte de África hasta el Causco y la India. En el Continente Americano sobresalen cuatro líneas evolutivas y sus integrantes se caracterizan por su distribución dentro de regiones de clima árido. En América sobresalen dos secciones por la cantidad de sus elementos, la sección *Strombocarpa* (con 9 especies) y la sección *Algarobia* (con 30 especies) (Rzedowski, 1988). La sección *Strombocarpa* incluye árboles y arbustos con espinas foliares, estípulas lignificadas, rectas, en pares divergentes, y tamaño variable. La sección *Algarobia*, la mejor representada en México, ocupando más del 50% de la superficie de las zonas áridas y semiáridas, incluye árboles y arbustos, con espinas, ocasionalmente sin ellas, espinas caulinares, axilares uninodales, solitarias o frecuentemente en pares, que crecen en las zonas más cálidas y secas de América (Rzedowski, 1988). En la Figura 1 se muestra la distribución de *Prosopis* en América.



**Figura 1.** Distribución geográfica de *Prosopis* en América (Rzedowski, 1988).

Las principales especies y su distribución en México son las siguientes (Palacios, 2006):

- 1) *Prosopis odorata*, en Baja California Norte, Sonora, Chihuahua, Tamaulipas, Nuevo León, y Zacatecas.
- 2) *P. glandulosa*, en Coahuila, Nuevo León, y Tamaulipas.
- 3) *P. velutina*, en Sonora
- 4) *P. articulata*, en Sonora y Baja California Sur.
- 5) *P. tamaulipana* en Tamaulipas, Nuevo León, San Luis Potosí, y Veracruz.
- 6) *P. yaquiiana sp. nov.*, en Sonora, Baja California Sur, y Sinaloa.
- 7) *P. vidaliana*, en Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero, Oaxaca, y Chiapas
- 8) *P. laevigata*, en Nuevo León, Durango, Tamaulipas, Zacatecas, San Luis Potosí, Aguas Calientes, Jalisco, Guanajuato, Querétaro, Hidalgo, Michoacán, Estado de México, Morelos, Puebla, Guerrero, Oaxaca, y Chiapas.
- 9) *P. mezcalana sp. nov.*, en Guerrero y Michoacán.
- 10) *P. mayana sp. nov.*, en Yucatán.
- 11) *P. juliflora*, en Yucatán.

En la actualidad, el cambio climático y las actividades antropogénicas están favoreciendo la desaparición rápida de recursos naturales. México presenta una de las mayores tasas de deforestación a nivel mundial (Mas *et al.*, 2009). Según Rosete-Vergés *et al.* (2014), los niveles de deforestación en México alcanzaron 500,000 ha anuales en 2007, y la superficie ocupada por plantaciones forestales y vegetación secundaria se ha estado incrementando desde el año 2000.

Los ecosistemas áridos y semiáridos, donde crecen los mezquites, cubren más de la mitad de la superficie de México y han estado sujetos a una continua perturbación debido a actividades antropogénicas, tales como las agrícolas, ganaderas, y de sobre recolección de especies útiles, entre otras, las cuales han disminuido y fragmentado las poblaciones vegetales y animales (Valenzuela-Núñez *et al.*, 2012). La sobreexplotación y el mal uso de los ecosistemas forestales provoca una pérdida de calidad en los servicios ambientales, como son la fijación de emisiones de gases de efecto invernadero, la reducción de la calidad de las aguas, la erosión, y la desertificación de los suelos, entre otros, lo que pone en riesgo la forma de vida e integridad cultural de las poblaciones (López-Feldman, 2012).

### **1.1.2 Descripción botánica**

De acuerdo con Cervantes (2002), la gran variabilidad genética del género *Prosopis* ha complicado su clasificación taxonómica; en la Tabla 1 se presenta la clasificación botánica y las especies y variedades que ese mismo autor propone que se encuentran en México. Existen algunas incongruencias entre la clasificación de Cervantes (2002) y la de Palacios (2006) en el reconocimiento de algunas especies.

**Tabla 1.** Descripción taxonómica del género *Prosopis*, especies, y variedades de México de acuerdo con Cervantes (2002).

Categoría taxonómica	Nombre
Reino	Vegetal
Phylum	Spermathophita
Subphylum	Angiosperma
Clase	Dicotiledonea
Familia	Leguminosae
Subfamilia	Mimosoideae
Género	<i>Prosopis</i>
Especies	<i>laevigata</i> (Humb. et Bonpl. Ex Willd) M.C Johnst <i>articulata</i> S.Wats <i>pubescens</i> Gray <i>palmeri</i> Wats <i>tamaulipana</i> Burkhart <i>glandulosa</i> var. <i>Glandulosa</i> Torr <i>glandulosa</i> var. <i>Torreyana</i> L. Benson <i>velutina</i> Wooton <i>juliflora</i> (Swarts) D.C <i>reptans</i> var. <i>Cinerancens</i> Gray

La descripción botánica general del género *Prosopis* es la siguiente: árboles o arbustos espinosos, perenes que de acuerdo con la profundidad del suelo pueden llegar a medir hasta 10 m de altura. Su raíz principal se puede elongar tanto como sea necesario para alcanzar el manto freático de agua subterránea; las raíces laterales se pueden dispersar en una distancia de hasta 15 m. Su tronco es sólido de corteza oscura o negruzca, los tallos más delgados son espinosos. Sus hojas son compuestas, de 5 a 10 mm de largo, tiene pequeñas estípulas que luego secan y caen. La época de formación de rebrotes se extiende desde marzo hasta mayo;

los foliolos permanecen en la planta de abril a diciembre. Sus flores se encuentran agrupadas en racimos en forma de espiga; son de color amarillo verdoso, son sumamente pequeñas, miden de 4 a 10 mm y el eje principal de la inflorescencia es de 1 a 2 mm, producen un aroma y néctar agradable que atrae a los insectos polinizadores. El mezquite florece durante un lapso corto que inicia en febrero-marzo y termina en abril-mayo. Los frutos son vainas estiradas, rectas o curvadas y en algunos casos pueden ser de forma espiral, de 10 a 30 cm de longitud; pueden ser planas o cilíndricas en la madurez, contienen de 12 a 20 semillas. La cáscara o pericarpio es fibrosa, de color paja o rojizo-violeta. El mesocarpio presenta una pulpa gruesa y esponjosa, de sabor dulce, que envuelve el endocarpio el cual está unido en pequeños compartimientos donde se alojan las semillas que se encuentran colocadas en una hilera. La fructificación se extiende durante los meses de mayo a agosto. Las vainas se forman en cuanto la flor ha sido fecundada, empiezan a madurar en el mes de junio, en el mes de agosto ya han adquirido una abultada forma y un color paja. La cosecha se realiza a partir de agosto hasta el mes de octubre. Las semillas son de forma alargada o aplastada, duras, su coloración varía desde café claro al oscuro, según la especie, variedad y el sitio donde se produce. La dispersión de las semillas es zoócaro, es decir, vía tracto digestivo de animales (Cervantes, 2002).

### **1.1.3 Importancia ecológica y usos**

Los mezquites constituyen parte esencial de la diversidad florística de las zonas áridas y semiáridas de México, donde frecuentemente son el único componente arbóreo de la vegetación. Forman parte de la vida de los campesinos mexicanos desde épocas muy remotas y son considerados un recurso muy apreciado por los habitantes de zonas áridas debido a que brinda múltiples alternativas de utilización, del cual se obtienen diversos beneficios. Se sabe que fue utilizado por todos los pueblos nómadas de cazadores-recolectores que habitaron

la región de Aridoamérica que abarca el norte de México y el sur de Estados Unidos (Sauceda *et al.*, 2014).

El mezquite formaba parte de la alimentación de los pueblos nómadas, era utilizado para la elaboración de utensilios y juguetes. En épocas más resientes, su uso se ha diversificado, por ejemplo, en comunidades indígenas, la cocción de su corteza se usa para curar heridas, como vomitivo, y como laxante. El jugo de sus hojas es usado para curar enfermedades oculares, sus vainas como alimento para ganado y para la elaboración de harinas para preparar un tipo de pan llamado mezquitamal. Con la madera se elaboran muebles, se usa como combustible y para la construcción de cercas y algunos tipos de viviendas (Sauceda *et al.*, 2014).

Los estados de México que tienen más producción forestal de mezquite son los del norte y centro del país, sobresalen Sonora, Durango, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Zacatecas, San Luis Potosí, y Guanajuato. En el estado de Durango se reportan 555,878 ha de mezquite, en los municipios de Tlahualilo, Lerdo, Indé, Cuencamé, San Pedro del Gallo, San Juan de Guadalupe, Peñón Blanco, El Oro, Rodeo, Durango, Simón Bolívar, y Nazas (Hernández *et al.*, 2007; Cervantes, 2002; Rzedowski, 1988).

La importancia ecológica de los árboles de mezquite radica en que son fijadores de nitrógeno atmosférico, contribuyendo con esto a mejorar la fertilidad del suelo, en su acción como retenedores de suelo (por lo que contribuyen a evitar la erosión), en que proporcionan alimento y defensa a la fauna silvestre, y en que son señaladores del manto freático (Hernández *et al.*, 2007).

## 1.2 EL METABOLISMO SECUNDARIO DE LAS PLANTAS

### 1.2.1 Aspectos generales

Las plantas sintetizan y acumulan un gran número de compuestos llamados metabolitos secundarios que son de gran importancia ecológica y económica (Ávalos-García y Pérez-Urria, 2011). Se calcula que más de 100,000 metabolitos de interés para la industria en general son producidos por las plantas y que cada año cerca de 1600 estructuras químicas nuevas son descritas (Pérez-Alonso y Jiménez, 2011). Estos metabolitos tienden a tener una distribución especie-específica en las plantas (Almaraz-Abarca *et al.*, 2006a; Medina-Medrano *et al.*, 2015; Ávila-Reyes *et al.*, 2018) y sus contenidos pueden estar influenciados por las condiciones ambientales (Gutiérrez-Velázquez *et al.*, 2018) y por el estado de desarrollo de las plantas (Cobaleda-Velázco *et al.*, 2017).

A principios del siglo XX, se consideraba que los metabolitos secundarios no tenían una función definida en los procesos fotosintéticos, respiratorios, de asimilación de nutrientes, transporte de solutos o síntesis de proteínas, carbohidratos o lípidos (Kutchan, 2001). Sin embargo, actualmente se sabe que algunos metabolitos secundarios actúan como precursores de sustancias del metabolismo primario, tal es el caso de algunos compuestos terpénicos a partir de los cuales se sintetizan dos importantes hormonas vegetales, el ácido abscísico y las giberelinas, y que algunos metabolitos dirigen el transporte de otro tipo de hormonas vegetales fundamentales para el desarrollo, las auxinas (Almaraz-Abarca *et al.*, 2006b). Esos descubrimientos han contribuido a cambiar la apreciación “secundaria” de los metabolitos secundarios, aunque el nombre persiste.

Los metabolitos secundarios funcionan como sistemas de defensa de las plantas contra herbívoros, microbios, virus, y plantas competidoras; también como atractivos de animales polinizadores o dispersores de semillas. Algunos son pigmentos que proveen de color a flores y frutos y otros proporcionan a las plantas

---

sabores amargos, haciéndolas de difícil consumo o venenosas (Strack, 1997). Esas funciones convierten a los metabolitos secundarios en elementos importantes para la supervivencia y el éxito reproductivo de las plantas, es por esto por lo que los metabolitos secundarios representan caracteres adaptativos que han sido sometidos a selección natural durante la evolución (Wink, 2003).

Los metabolitos secundarios se pueden clasificar de diferentes maneras. Según su ruta biosintética, han sido divididos en tres categorías principales: compuestos nitrogenados, terpenos, y compuestos fenólicos. Representantes importantes de los compuestos nitrogenados son los alcaloides y glucósidos cianogénicos. Existen cerca de 4000 estructuras conocidas de alcaloides. Estos compuestos son fisiológicamente activos en humanos (como la cocaína, nicotina, morfina, cafeína) y de gran interés en la industria farmacéutica. “Los glucósidos cianogénicos, se consideran posiblemente los metabolitos secundarios con mayor relación en las funciones de defensa” (Pérez-Alonso y Jiménez, 2011). Los glucósidos cianogénicos derivados de aminoácidos de cadena ramificada o aromáticos se han encontrado en más de 2000 especies de plantas, incluyendo representantes de todos los grupos de plantas vasculares; debido a su toxicidad la presencia de glucósidos cianogénicos en plantas de cultivo puede causar problemas graves, tanto en animales como en humanos (Bennett y Wallsgrove, 1994).

Los terpenos son un grupo muy numeroso de metabolitos secundarios, muchos son insolubles en agua, y son clasificados de acuerdo con el número de unidades de isopreno (C<sub>5</sub>) que contienen. El isopreno es la unidad fundamental de sus estructuras químicas (Serrano *et al.*, 2006). Los terpenos se sintetizan a partir de metabolitos primarios por dos rutas: la del ácido mevalónico y la ruta del metileritritol fosfato (MEP) (González *et al.*, 2007). Tienen un alto valor económico por ser utilizados en la industria cosmética y alimentaria (para la elaboración de fragancias y aromas) y por su importancia en la elaboración de productos agrícolas (Ávalos-García y Pérez-Urria, 2011).

Los compuestos fenólicos, también llamados fenoles o polifenoles vegetales, poseen al menos un anillo aromático con un radical hidroxilo sustituyente en su estructura química, o sea un grupo fenólico (Peñarrieta *et al.*, 2014) El fenol mismo se encuentra como un producto natural en el reino vegetal, pero es más común que los compuestos fenólicos tengan dos o más grupos hidroxilo (Almaraz-Abarca *et al.*, 2006b).

En la biosíntesis de los compuestos fenólicos participan dos rutas: la ruta del ácido malónico, poco empleada por las plantas superiores pero importante fuente de fenoles para bacterias y hongos, y la ruta del ácido shiquímico, del cual se deriva la mayoría de los compuestos fenólicos de plantas (Ávalos-García y Pérez-Urria, 2011).

El ácido shiquímico se biosintetiza a partir del fosfoenol piruvato y la eritrosa-4-fosfato para formar el precursor llamado ácido 3-deshidroquínico. Éste ácido puede formar varios metabolitos, como el ácido protocatecuico, el ácido quínico, y el ácido gálico (Ávalos-García y Pérez-Urria, 2011) y los taninos condensados que se originan de la polimerización oxidativa de las catequinas que reducen el ritmo de descomposición de la materia orgánica (por la inhibición de las bacterias nitrificantes en los suelos forestales), que es importante para los ciclos de circulación de minerales en el tierra (Sampietro, 2002).

### **1.2.2 Funciones ecológicas de los fenoles vegetales**

El interés antropocéntrico por los compuestos fenólicos se debe principalmente a su papel protector contra enfermedades causadas por el daño oxidativo (Viveros-Valdez *et al.*, 2008), contra diabetes (Zang *et al.*, 2015), enfermedades cardiacas (Fernández-Panchón *et al.*, 2008) y cáncer (Oseni, 2017), entre otras.

En las plantas, los compuestos fenólicos están implicados en una diversidad amplia de funciones, entre ellas, de defensa contra estrés ambiental (Singsaas y Sharkey, 2000), contra el ataque de microorganismos (Ryals *et al.*, 1994), y de herbívoros (Hadacek, 2002). Particularmente, las relaciones planta-herbívoro, que pueden ser de atracción, como en los polinizadores y dispersores de semillas; de disuasión; y de toxicidad son muy complejas y dependen en parte de las concentraciones en las que las plantas acumulan o liberan compuestos fenólicos (Almaraz-Abarca *et al.*, 1998).

La alelopatía es otra función de las plantas en la que los compuestos fenólicos están implicados, pudiendo afectar indirectamente a las tasas de inmovilización o mineralización de N en el suelo (Cesco *et al.*, 2012). Los compuestos fenólicos son comunes en los productos de descomposición como precursores importantes de sustancias húmicas en los suelos. En éstos, los compuestos fenólicos generalmente se encuentran en tres formas: los fenoles sustituidos en orto, tales como los ácidos salicílico y *o*-cumárico; los fenoles dihidro-sustituidos, tales como los ácidos protocatequídico y caféico, que son adsorbidos por minerales arcillosos formando complejos de quelatos con metales; y los fenoles libres, que pueden acumularse en la rizósfera, especialmente en suelos inundados con aguas que contiene residuos vegetales influyendo así en la acumulación y disponibilidad de nutrientes del suelo y en las tasas de ciclo de nutrientes, que en última instancia afectan al crecimiento de las plantas (Li *et al.*, 2010) y pueden determinar su distribución espacial (Michela *et al.*, 2000).

### **1.3. ALELOPATÍA, CONCEPTO Y GENERALIDADES**

Kruse *et al.* (2000) mencionan que el término alelopatía, del griego allelon (uno al otro) y del griego pathos (sufrir), “efecto perjudicial de uno sobre otro”, fue utilizado por primera vez por Molisch en 1937 para describir los efectos nocivos o

benéficos que son, ya sea directa o indirectamente, el resultado de la acción de compuestos químicos que, liberados por una planta, ejercen su acción en otra.

Gallego *et al.* (2008) indican que la definición de alelopatía aceptada por la Sociedad Internacional de Alelopatía de Cádiz España dice que es “el proceso que involucra a metabolitos secundarios sintetizados por las plantas, microorganismos, virus, y hongos que influyen en el crecimiento y desarrollo de sistemas biológicos, excluyendo animales, incluyendo efectos positivos y negativos”. Se sabe que es una de las principales y poco estudiadas causas de los problemas de restablecimiento de bosques debido a la acumulación de sustancias fitotóxicas en los suelos que pasiva o activamente modulan las condiciones para la restricción de la población vegetal y/ microorganismos en el suelo (Haig, 2008).

Las primeras observaciones registradas de alelopatía de malezas y cultivos fueron hechas por Teofrasto, "el padre de la botánica", que en el año 300 a.C., escribió acerca de cómo el garbanzo agotaba el suelo y destruía las malas hierbas; por Cato el Viejo (234-140 a.C.), quien escribió acerca de cómo el garbanzo y la cebada dejaban secas las tierras de cultivo; y por Plinio el Viejo (23–79 d.C), quien mencionó que la “sombra” de nogal (*Juglans regia* L.) era tóxica para otras plantas en las cercanías e incluso causa dolor de cabeza en el hombre (Aliotta *et al.*, 2008).

Un aspecto fundamental cuando se trabaja con efectos alelopáticos es identificar los compuestos responsables de dicho efecto; sin embargo, también es necesario determinar aspectos sobre cómo los aleloquímicos afectan la dinámica de los nutrientes, el modo de transporte de estos compuestos desde la planta donadora a la receptora, y la biodisponibilidad (tiempo de permanencia y degradación) de estos compuestos en el suelo (Gallego *et al.*, 2008).

La persistencia de los compuestos fitotóxicos en el suelo es crucial para determinar la actividad alelopática de una especie (Lorenzo y González, 2010), si los compuestos son degradados rápidamente o transformados en el suelo se pierde

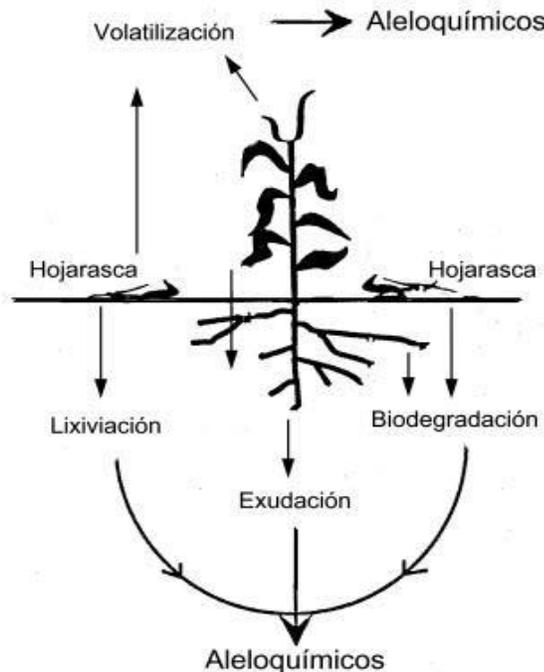
---

su capacidad fitotóxica. Además, la permanencia de los compuestos fitotóxicos modifica la actividad microbiana del sustrato, el proceso de fijación de nutrientes, y el proceso de nitrificación, entre otros (Gallego *et al.*, 2008).

Se ha hecho imperante desde el punto de vista agronómico la necesidad de encontrar nuevos herbicidas, debido a la proliferación de malezas que han creado resistencia frente a los herbicidas convencionales (Heap, 1997; Macías *et al.*, 2000), buscando que produzcan un menor impacto en el ambiente y que sus residuos (productos de su biotransformación) sean inocuos para otros organismos. (Sandermann, 2006) También, buscando que las fuentes naturales de compuestos tengan un principio más específico en su modo de acción y que sus productos de transformación sean más tolerables por el ambiente (Oliveros-Bastida, 2008).

### **1.3.1. Modos de liberación de agentes alelopáticos**

En la alelopatía planta-planta los efectos inhibidores más comunes son visibles sobre funciones tales como la respiración, fotosíntesis, equilibrio hídrico y función estomática, conductancia del agua, flujo en el xilema, permeabilidad de la membrana, división celular y desarrollo, síntesis de proteínas, y alteración de la actividad enzimática (Rodríguez-Pérez, 2006). Dentro de las plantas, los aleloquímicos pueden distribuirse ampliamente entre órganos tales como semillas, flores, polen, hojas, tallos, y raíces, o a veces se encuentran sólo en uno o dos de estos órganos (Haig, 2008).



**Figura 2.** Modos de liberación de agentes alelopáticos por parte de las plantas (Sampietro, 2002).

Los modos de liberación de los agentes alelopáticos (Figura 2) son la volatilización, la desintegración de residuos vegetales, la lixiviación, y la exudación de raíces (Blanco, 2006). Esta última había sido poco considerada en estudios alelopáticos, ya que se había puesto mayor atención a los aspectos más visibles, o sea los que ocurren en la parte aérea de las plantas. Sin embargo, la importancia central de la comunicación subterránea y la transferencia entre plantas vecinas actualmente ha recibido más atención (Haig, 2008).

### 1.3.1.1 Volatilización

Este modo de liberación se lleva a cabo en plantas que producen etileno y aceites esenciales volátiles, los cuales están constituidos fundamentalmente por terpenoides (Zamorano, 2006). Muchas de las especies que comúnmente liberan compuestos volátiles pertenecen a los géneros *Artemisia*, *Salvia*, *Parthenium*, *Eucalyptus*, y *Brassica* (Kruse *et al.*, 2000). Muchos de los compuestos volátiles han

demostrado también tener actividad insecticida. En ecosistemas desérticos y mediterráneos, la liberación de compuestos alelopáticos a través de volatilización es un mecanismo frecuente, debido al predominio de altas temperaturas (Sampietro, 2002).

### **1.3.1.2 Lixiviación**

Se llama lixiviación a la separación de sustancias presentes en las plantas vivas o muertas por efecto de la precipitación, nieve, niebla, o rocío (Sampietro 2002). Su efectividad depende del estado fenológico de la planta, del tejido vegetal, de la relación C/N, y de las condiciones ambientales, como la temperatura y la humedad, y de la acción de los microorganismos (Kruse *et al.*, 2000). Una gran variedad de agentes alelopáticos de diferente naturaleza, tales como compuestos fenólicos, terpenos, y alcaloides son liberados al suelo de esta manera. Hasta la fecha se conoce la toxicidad de los lixiviados de varias semillas y hojas, sobre plantas silvestres y cultivadas (Santos *et al.*, 2001).

### **1.3.1.3 Exudación de raíces**

Las toxinas liberadas por algunos cultivos y/o malezas pueden disminuir el rendimiento de otros cultivos (Blanco, 2006). Es conocido que sustancias exudadas por las raíces disminuyen la germinación de ciertas semillas, el crecimiento de brotes y raíces, la incorporación de nutrientes y la nodulación (Kruse *et al.*, 2000) Elementos como la edad de la planta, la nutrición, la luz, y la humedad influyen tanto cualitativamente como cuantitativamente en la liberación de sustancias por las raíces (Sampietro, 2002). Recientemente, el efecto de los exudados radiculares ha sido extensamente estudiado por las consecuencias que tiene sobre las propiedades del suelo, tanto la presencia del exudado en sí, como las modificaciones microbianas causadas por éste (Weir y Vivanco, 2008).

Metabolitos secundarios como las chalconas, flavonas, isoflavonas, flavonoles, flavononas e isoflavonoides, pueden ser liberados por las raíces de las plantas en la rizosfera como resultado de la renovación, lesión y/o descomposición de la raíz (liberación pasiva) o por exudación de la raíz (liberación activa) (Cesco *et al.*, 2012).

#### **1.3.1.4 Desintegración de residuos vegetales (biodegradación)**

Una gran cantidad de agentes alelopáticos son liberados por la descomposición de residuos de las plantas. El tipo de suelo, la composición del residuo y las condiciones de descomposición son factores que influyen en la naturaleza de los compuestos liberados (Kruse *et al.*, 2000). Las sustancias alelopáticas liberadas por la degradación de residuos vegetales en el suelo entran en contacto con las raíces de las plantas, ejerciendo su acción (Sampietro, 2002). Estos compuestos al ser liberados sufren transformaciones hechas por la microflora del suelo, dando origen a otros compuestos que pueden tener una actividad biológica mayor. Algunas investigaciones, usando extractos acuosos vegetales, han demostrado que los inhibidores o estimulantes son liberados rápidamente en el proceso de degradación, influyendo en las reacciones alelopáticas sobre diferentes cultivos, dependiendo del tiempo de aplicación y las concentraciones empleadas (Blanco, 2006).

### **1.4. COMPUESTOS FENÓLICOS Y CONTENIDO DE NUTRIENTES (NITRÓGENO, FÓSFORO, CALCIO, POTASIO, Y MAGNESIO) EN EL SUELO**

El suelo es imprescindible para la vida de las plantas terrestres, en él se desarrollan sus raíces con las que absorben el agua y los nutrientes (Dalton *et al.*, 1983). El suelo sirve además de soporte para equilibrar su tallo. Las propiedades del suelo determinan la disponibilidad de agua y nutrientes, además de influir en el crecimiento y expansión de sus raíces. La relación suelo-planta se da por el aporte de materia orgánica y de metabolitos secundarios que las plantas hacen al suelo

---

(Masa *et al.*, 2008) y que modifican las propiedades de éste, alterando a su vez la disponibilidad de nutrientes (Halvorson *et al.*, 2016) y la morfología de las raíces (Gelsomino *et al.*, 2015), entre otros efectos.

Se ha demostrado que los compuestos fenólicos pueden disminuir la disponibilidad de ciertos nutrientes y son capaces de modificar las características del suelo como el pH y la materia orgánica (Cesco *et al.*, 2012).

Según Pidello (1998) “los fenoles cambian de estado de oxidación a través de reacciones, en las cuales intervienen electrones y protones y pueden manifestar disociaciones acido-base en los cuales solo intercambian protones”. Por lo que estos compuestos tienen un comportamiento amplio en los procesos microbianos del suelo, como sustratos donadores de electrones y de carbono.

Los ácidos fenólicos son los responsables de la reducción de la asimilación de micro y macroelementos en diversas especies de plantas, por ejemplo, el ácido salicílico, en condiciones de pH bajo, reduce la concentración de ATP en los tejidos de las raíces, despolariza el potencial eléctrico de la membrana citoplásmica y aumenta la permeabilidad de los iones (Einhellig, 1986).

#### **1.4.1. Compuestos fenólicos y características del suelo**

Los nutrientes del suelo, requeridos para el crecimiento de las plantas, se distribuyen de forma heterogénea con una gran variabilidad temporal y espacial. Esta característica propia de los ecosistemas naturales puede tener consecuencias ecológicas, afectando al crecimiento y el reparto de la biomasa entre las raíces y la parte aérea (hojas, flores, y frutos) de las plantas (Jackson y Caldwell, 1993; Wijesinghe *et al.*, 2005).

Se ha propuesto que los metabolitos secundarios, principalmente los flavonoides, no son rápidamente degradados en el suelo, sino más bien

---

permanecen en él durante varios meses, afectando con ello las propiedades de éste y a los microorganismos, semillas, y plántulas presentes en él (Masa *et al.*, 2008).

En un estudio hecho por Mallik (1997) se demostró que al adicionar al suelo compuestos fenólicos, como los ácidos protocateico, *p*-cumárico, hidroxibenzoico, y felúrico, se reducía el contenido de nitrógeno, fosfato, y materia orgánica. Esto podría deberse a diferentes procesos como absorción, alteración microbiana de compuestos fenólicos, y mineralización microbiana, afectando el crecimiento de las plantas.

#### **1.4.2. *Prosopis* como fuente de sustancias alelopáticas**

La actividad alelopática depende de factores como la sensibilidad de la planta receptora, la liberación de toxinas al medio y la actividad e interacciones bióticas que ocurren en el suelo (Santos *et al.*, 2001).

Varios reportes han demostrado el potencial alelopático de la familia Fabaceae-Mimosoideae, como *Prosopis juliflora*, que inhibe la germinación del mijo perla y del trigo (*Triticum aestivum*) (Siddiqui *et al.*, 2009); inhibe la germinación de las semillas y retarda significativamente la tasa de crecimiento de las plántulas de *Cynodon dactylon* (Al-Humaid y Warrag, 1998); además de que reduce el porcentaje de germinación del sorgo e inhibe la germinación y crecimiento de semillas de lechuga (*Lactuca sativa*) (Warrag y Warrag, 2011). *Acacia auriculiformis*, que es otra especie de la familia Fabaceae-Mimosoideae, también tiene efectos alelopáticos que reducen el porcentaje de germinación y la longitud radicular del arroz (*Oryza sativa*) (Jadhav y Gaynar, 1992). Otras tres especies de la misma familia Fabaceae-Mimosoideae, para las que también se ha reportado que tienen efectos alelopáticos son *P. julifera*, *P. ruscifolia*, y *Acacia nilotica*, que afectan la germinación de semillas y el desarrollo de varios cultivos (Siddiqui *et al.*, 2009; Souto y Eilberg, 1972).

Hasta donde fue posible investigar para la realización del presente estudio, no se encontraron reportes que informen sobre propiedades alelopáticas de *Prosopis laevigata*.

## II. JUSTIFICACIÓN

Diversos autores han demostrado el potencial fitotóxico de los compuestos fenólicos de varias especies de plantas, incluidas algunas del género *Prosopis*. Sin embargo, en la actualidad no existen trabajos que evalúen las características y la vida media en el suelo de los fenoles de las especies del género. La mayoría de los estudios se han hecho para *P. juliflora* que crece en países asiáticos, quedando por explorar las especies americanas, particularmente las que crecen en México. Desarrollar conocimiento sobre los efectos alelopáticos de los compuestos fenólicos de la especie de mezquite *P. laevigata*, abundante en el centro y sur de México, puede ayudar a la generación de conocimientos para implementar alternativas de control de malezas agrícolas con herbicidas naturales.

## III. OBJETIVO GENERAL

Determinar la persistencia de compuestos fenólicos de *Prosopis laevigata* durante un ciclo anual y su potencial fitotóxico en la germinación de semillas de púpalo (*Porophyllum ruderale*) y teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*).

## IV. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

✓ Determinar la variación de la composición fenólica foliar de *Prosopis laevigata*, mediante métodos cromatográficos y espectrofotométricos, durante cinco etapas de un ciclo anual.

✓ Evaluar la variación de la composición fenólica de extractos foliares de *P. laevigata* en suelo durante intervalos mensuales de un ciclo anual.

✓ Evaluar la fitotoxicidad de extractos fenólicos de tejido foliar de *P. laevigata* sobre el comportamiento de germinación de semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) y teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*).

## V. HIPÓTESIS

Los compuestos fenólicos presentes en el follaje de *Prosopis laevigata* son capaces de persistir en el suelo por periodos variables de tiempo y actuar como agentes fitotóxicos para diferentes grupos de plantas.

## VI. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1 MATERIAL VEGETAL

El tejido foliar de *P. laevigata* fue colectado en un predio ubicado a las afueras de la ciudad de Durango (24° 7' 27" N, 104° 31' 40" W). El ejemplar de referencia se depositó e identificó en el Herbario CIIDIR (número curatorial 52512). Se seleccionaron cinco individuos adultos de forma azarosa, los cuales se analizaron de manera independiente. Las muestras se colectaron bimensualmente entre mayo de 2017 y marzo de 2018.

### 6.2 EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS

Los extractos se prepararon de acuerdo con Kim y Lee (2002). Las muestras de tejido foliar se dejaron secar durante 32 h en una secadora botánica. Posteriormente, se molieron para obtener partículas finas y lograr una mayor

---

superficie de contacto entre el tejido de muestra y el solvente. Diez gramos de material seco se mezclaron con 100 mL de metanol al 80% (v/v), la mezcla se maceró en oscuridad, durante 24 h en un agitador (marca Vante SK-0330-Pro) a 150 rpm, y posteriormente se centrifugó (8000 rpm durante 10 minutos a temperatura ambiente). Los sobrenadantes hidroalcohólicos formaron los extractos crudos, éstos se concentraron a sequedad, con el fin de determinar el rendimiento. Los extractos secos se disolvieron en el volumen de metanol al 80% (v/v) que permitió obtener una concentración final de extracto de 100 mg/mL. Diferentes alícuotas de los extractos se utilizaron para realizar las determinaciones de fenoles totales, taninos totales, y las evaluaciones de fitotoxicidad.

### **6.3 DETERMINACIÓN DEL PERFIL FENÓLICO DE LOS EXTRACTOS FOLIARES**

Para determinar los perfiles fenólicos foliares, los extractos crudos fueron previamente fraccionados con acetato de etilo en una proporción 1:1 (v/v). La fracción de acetato de etilo se concentró a sequedad y se resuspendió en el volumen necesario de metanol para tener una concentración de 50 mg/mL. Alícuotas (50 µL) se sometieron a análisis de HPLC-DAD.

La determinación se hizo en un equipo HPLC-DAD marca Perkin Elmer Series 200, usando un método en gradiente (Campos y Markham, 2007) con una columna Perkin Elmer Brownlee Analytical C18 (4.6 x 250 mm, 5µm). El solvente A fue agua acidificada con ácido fosfórico (pH 2.5) y el solvente B fue acetonitrilo. El gradiente de solventes fue el siguiente: iniciando 100 % de A, disminuyendo a 91 % a los 12 min, a 87 % en los siguientes 12 min, al 67 % en los siguientes 12 min, a 57 % en los siguientes 10 min. Esta última proporción se mantuvo hasta los 60 min que duró el análisis. La velocidad de flujo fue de 0.8 mL/min. El análisis se realizó a temperatura ambiente. Los cromatogramas se registraron a 260 y 340 nm. Los espectros de cada compuesto se registraron entre 200 y 400 nm, usando un detector de arreglo de diodos (DAD) marca Perkin Elmer Series 200. Información

estructural fue obtenida por comparación de los tiempos de retención (TR) y espectros UV de cada compuesto resuelto en los cromatogramas con los de los siguientes estándares: ácido clorogénico (TR: 22.8;  $\lambda_{\max}$ : 245sh; 296sh, 323), quercetina (TR: 41.9;  $\lambda_{\max}$ : 255sh; 295sh, 372), y apigenina (TR: 45.1;  $\lambda_{\max}$ : 266sh; 290sh, 337). También se obtuvo información estructural interpretando los espectros UV de acuerdo con la teoría UV de flavonoides y ácidos fenólicos desarrollada por Campos y Markham (2007). El perfil fenólico de cada muestra estuvo formado por los compuestos encontrados en su respectivo cromatograma.

La concentración de cada compuesto en un cromatograma se expresó como el área de pico, de acuerdo a los reportes proporcionados por el equipo de HPLC utilizado para los análisis.

#### **6.4 DETERMINACIÓN DE FENOLES TOTALES**

La cuantificación de fenoles totales en tejido foliar se determinó usando el reactivo de Folin-Ciocalteu, de acuerdo con Nurmi *et al.* (1996). Se combinaron 1.250 mL de agua destilada, 0.125 mL de cada extracto crudo, y 0.625 mL del reactivo de Folin-Ciocalteu. La mezcla se agitó vigorosamente y se dejó reposar por 5 min. Posteriormente, se agregaron 0.187 mL de una solución de carbonato de sodio al 20% y se dejó en obscuridad a temperatura ambiente durante 120 min. La absorbancia se registró a 760 nm en un espectrofotómetro (Thermo Scientific Genesys 10S UV-VIS). La concentración de fenoles totales se estimó a partir de una curva de ácido gálico ( $Abs_{760nm} = 0.0037 [\text{ácido gálico}] + 7.9602$ , coeficiente de correlación  $r = 0.997$ ). Los resultados se expresaron como miligramos equivalentes de ácido gálico por gramo de extracto seco (mg EAG/g ES).

## 6.5 DETERMINACIÓN DE TANINOS TOTALES

Se empleó el método de Julkunen-Tiitto (1985). Se tomó una alícuota de 50  $\mu$ L de muestra (extracto crudo) y se mezcló con 1 mL de vainillina al 0.06 %, preparada en metanol al 100% y 500  $\mu$ L de HCl concentrado, se homogenizó la mezcla, dejando reposar por 20 minutos en oscuridad a temperatura ambiente. La absorbancia se registró a 500 nm en un espectrofotómetro (Thermo Scientific Genesys 10S UV-VIS). La concentración de taninos totales se estimó a partir de una curva de epicatequina ( $Abs_{500nm} = 0.007 [epicatequina] + 11.348$ , coeficiente de correlación  $r = 0.9982$ ). Los resultados se expresaron como miligramos equivalentes de epicatequina por gramo de extracto seco (mg EE/g ES).

## 6.6 EVALUACIÓN DE LA FITOTOXICIDAD DE EXTRACTOS FOLIARES FENÓLICOS DE *P. LAEVIGATA*, SOBRE EL COMPORTAMIENTO DE GERMINACIÓN DE LAS SEMILLAS DE PÁPALO Y DE TEOZINTLE

### 6.6.1 Semillas

Las semillas de pápalo se colectaron en una población natural del municipio de Durango, Durango, México ( $24^{\circ} 4' 53'' N$ ,  $104^{\circ} 3' 86'' W$ ), mientras que las semillas de teozintle en una población natural del municipio de Nombre de Dios, Durango, México, en octubre de 2017. Las semillas se almacenaron en bolsas de papel a temperatura ambiente y en oscuridad durante cinco meses.

### 6.6.2 Características morfológicas

Para ambos tipos de semillas se determinaron el peso, la longitud, y la anchura. El peso promedio de 50 semillas se estimó a partir del registro de tres lotes, mientras que las dimensiones promedio (longitud y anchura) se determinaron a partir de las mediciones de 150 semillas, usando un vernier.

### **6.6.3 Germinación**

El comportamiento de germinación (germinabilidad o % de germinación, y velocidad de germinación) de las semillas de pápalo se evaluó a temperatura ambiente (25°C) durante seis días. Observaciones previas al establecimiento de los tratamientos de fitotoxicidad indicaron que las semillas de esta especie son indiferentes a la luz para germinar, por lo que las semillas se germinaron expuestas a la luz (10 h) en cajas Petri (14.5 cm de diámetro), con papel filtro. Se colocaron 30 semillas por caja, y se usaron tres cajas por tratamiento de fitotoxicidad.

El comportamiento de germinación de las semillas de teozintle se evaluó a temperatura ambiente (26°C) durante cinco días. Como observaciones previas al establecimiento de los tratamientos indicaron que la germinación de las semillas de esta especie es inhibida por la luz, se sembraron en macetas (L58x A15x F14), conteniendo como sustrato tierra negra comercial (marca Nutrigarden). Se sembraron 30 semillas por maceta y se usó una maceta por tratamiento. Las macetas se mantuvieron a temperatura ambiente, con un régimen de luz de 10 h.

### **6.6.4 Tratamientos de fitotoxicidad**

Para determinar la fitotoxicidad de los extractos de mezquite sobre la germinación de las semillas de pápalo y de teozintle se realizó el siguiente procedimiento: primero se seleccionaron semillas de cada especie que fueran de igual tamaño y aspecto y se desinfectaron sumergiéndolas en cloro comercial preparado al 0.5%, durante cinco minutos y lavándolas después con agua destilada. Posteriormente, se prepararon tres diferentes concentraciones (0, 1, 3, y 5 mg/mL) de extracto de tejido foliar de mezquite, cada concentración representó un tratamiento. A las semillas de pápalo, sembradas en cajas Petri, se les adicionaron 15 mL de extracto de cada concentración, al inicio y al cuarto día de tratamiento.

A las semillas de teozintle, sembradas en macetas se les agregaron 150 mL de extractos de tejido foliar de mezquite, cada día, durante 5 días.

Para cada tratamiento, se evaluó la tasa de germinación, definida como el número de semillas que germinan por unidad de tiempo (V) (Ávila et al., 2007), de acuerdo con Maguire (1962) a partir de la ecuación:

$$V = \sum \left[ \frac{\text{brotes totales al día } 1}{1} + \frac{\text{brotes totales al día } n}{n} \right]$$

donde n es el número de días después de la imbibición.

Para cada tratamiento también se evaluó la germinabilidad (porcentaje de semillas germinadas después de un tiempo dado (G), de acuerdo con García y Lasa (1991), a partir de la ecuación:

$$\%G = \left[ \frac{\sum ni}{N} \right] [100]$$

donde  $ni$  es el número de semillas germinadas al día  $i$ , y  $N$  es el número de semillas evaluadas.

Para cada tratamiento, se evaluó el tiempo medio de germinación ( $T_{50}$ ), que representa el tiempo en el cual germina el 50% de las semillas.  $T_{50}$  se calculó de acuerdo con la fórmula de Coolbear modificada por Farooq *et al.* (2005):

$$T_{50} = t_i + \left[ \frac{(N/2 - n_i) (t_j - t_i)}{n_j - n_i} \right]$$

donde  $N$  es el número final de germinación, mientras que  $n_i$  y  $n_j$  son el número acumulado de semillas germinadas por conteos adyacentes en los momentos  $t_i$  y  $t_j$  cuando  $n_i < N/2 < n_j$ .

## **6.7 EVALUACIÓN DE LA PERSISTENCIA DE COMPUESTOS FENÓLICOS EN SUELO**

Para la evaluación de la persistencia de compuestos fenólicos en suelo se agregaron 100 mL de extracto de tejido foliar de mezquite/kg de suelo, a una concentración de extracto de 200 mg/mL. El tratamiento control fue adicionado con agua potable en vez de extracto. Se tomaron 40 g de suelo a los 15, 120, 240, y 365 días después de iniciado el tratamiento. Las muestras de suelo se procesaron de acuerdo con la metodología propuesta por Kim y Lee (2002), anteriormente descrita, para la preparación de extractos fenólicos. Los extractos se analizaron por HPLC-DAD, con el método en gradiente de Campos y Markham (2007) descrito anteriormente para el extracto foliar, usando un equipo HPLC-DAD marca Perkin Elmer Serie 200 con una columna Perkin Elmer Brownlee Analytical C18 (4.6 x 250 mm, 5 $\mu$ m).

### **6.7.1 Caracterización del suelo (contenidos de nitrógeno, fosforo, calcio, potasio y magnesio), pH y conductividad**

El suelo utilizado para la evaluación de la persistencia de compuestos fenólicos se analizó para determinar los contenidos de materia orgánica, pH, conductividad, N, P, Ca, K, y Mg.

La determinación de materia orgánica se hizo de acuerdo con la NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002), con el método AS-07, el cual se basa en la oxidación del carbono orgánico presente en el suelo, que se da por la reacción de

calor que se genera al mezclar una disolución de dicromato de potasio y ácido sulfúrico concentrado, la mezcla se deja reposar unos minutos y se le adiciona ácido fosfórico para evitar interferencia de  $\text{Fe}^{3+}$  y el dicromato de potasio residual es valorado con sulfato ferroso. Para este procedimiento es necesario introducir un factor de correlación, ya que solo detecta entre un 70 y 84% del carbono orgánico total, lo cual puede variar entre suelos de diferentes sitios. La cantidad de materia orgánica (MOS) se expresó como porcentaje.

Para determinar la textura en suelo se usó el procedimiento de Bouyoucos, descrito en la NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002) que usa los límites establecidos por el Departamento de Agricultura de Estados Unidos que han sido usados para construir el triángulo de texturas.

La cuantificación de fósforo se realizó de acuerdo con la NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002) con el método AS-10 (pH neutro-alcalino) y AS-11 (pH ácido-neutro), que son las técnicas para estimar las formas de fósforo disponibles en el suelo para las plantas. La técnica AS-10 se basa en la extracción del fósforo del suelo (neutro, calcáreo o alcalino) por medio de una solución de  $\text{NaHCO}_3$  0.5 M ajustada a un pH de 8.5, esto disminuye la concentración de Ca en la solución a través de una precipitación del  $\text{CaCO}_3$  por lo que la concentración de P en la solución se incrementa. Los suelos ácidos contienen fosfatos de Al y Fe, por lo que la solución extractora para la técnica AS-11 consiste en una combinación de HCl y  $\text{NH}_4\text{F}$ , la cual remueve formas de P ácido soluble, como los fosfatos de calcio y una porción de fosfatos de aluminio y hierro, que forman un ion complejo con estos iones metálicos. Las mezclas se agitaron vigorosamente por un minuto, y posteriormente se inyectaron 5 mL en un equipo espectrofotométrico UV/VIS marca Perkin Elmer Lambda 25. Los contenidos se expresaron como miligramos por kilogramo de suelo (mg/kg).

El potasio, calcio, y magnesio se extractaron con acetato de amonio 1N (pH 7.0) y posteriormente se determinó su concentración por espectrofotometría de

---

absorción atómica, en un equipo marca Perkin Elmer A Analyst 700, según el método AS-12 descrito en la NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002). Los contenidos se expresaron como miligramos por kilogramo de suelo (mg/kg).

La determinación de nitrógeno total en suelo se hizo con el procedimiento micro-Kjeldahl, siguiendo el método AS-25 de la NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002). El método consiste en dos pasos: 1) la digestión, que se hace por calentamiento de la muestra con ácido sulfúrico concentrado y  $K_2SO_4$ , que promueve la oxidación de la materia orgánica y convierte el nitrógeno orgánico a amonio, empleando catalizadores como Cu y Se para aumentar la velocidad de oxidación, y 2) la determinación de  $NH_4$  por titulación con ácido sulfúrico al 0.01N. El contenido de nitrógeno total se expresó como el porcentaje en peso de la muestra.

Para la determinación de pH del suelo, se utilizó el método AS-02 señalado en la NOM-021-SEMARNAT (SEMARNAT, 2002), manejando un potenciómetro manual Hanna 8424.

La medición de la conductividad eléctrica en el extracto de suelo se realizó con método AS-18 (SEMARNAT, 2002), con un conductímetro marca Lamont 5. El método consiste en sumergir en la muestra dos placas de conductividad o electrodos, aplicar un voltaje a través de las placas, y medir la corriente que fluye en las placas.

## **6.9 Análisis de datos**

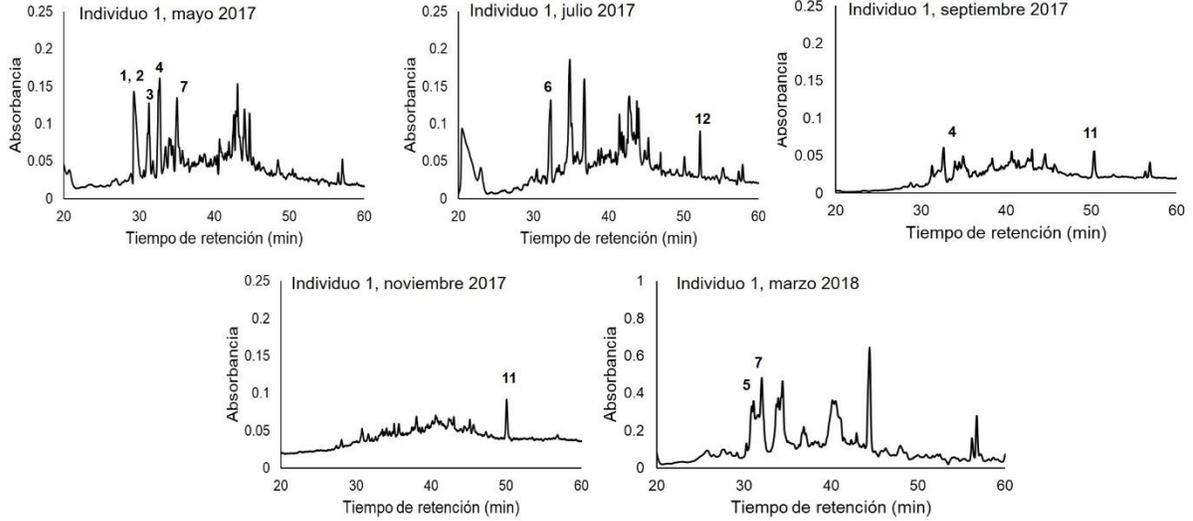
Todos los análisis se realizaron para tres muestras independientes. Los datos se sometieron a análisis de varianza ( $p < 0.05$ ) y las medias se separaron por la prueba de rango múltiple de Duncan, utilizando el programa XLSTAT. Se aplicó un

análisis de componentes principales (PCA), con base en la matriz de correlaciones, para los compuestos fenólicos identificados por HPLC-DAD en suelo.

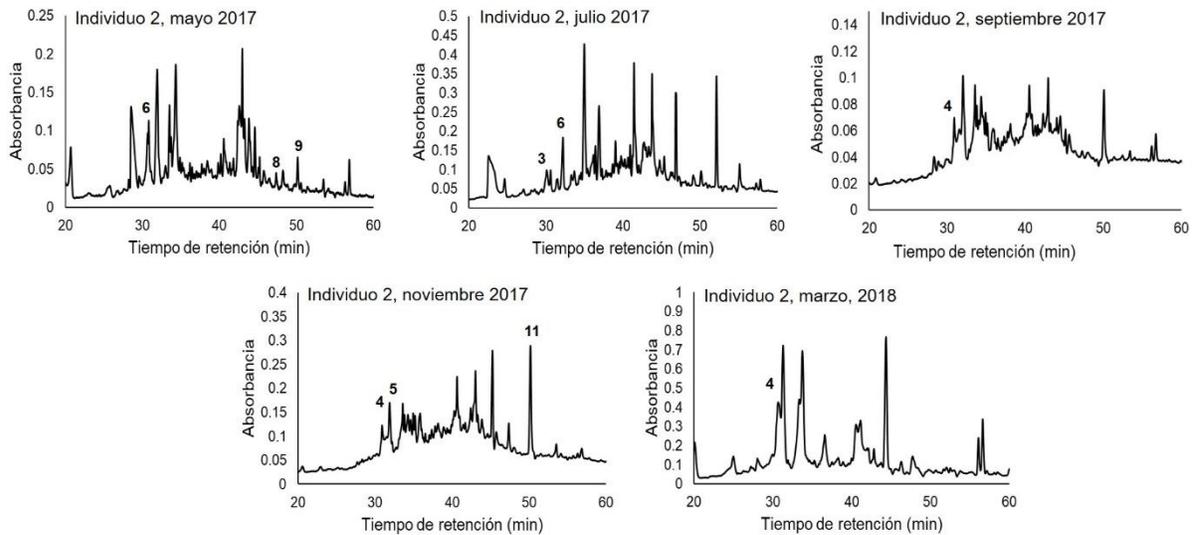
## VII RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 7.1 PERFIL FENÓLICO FOLIAR

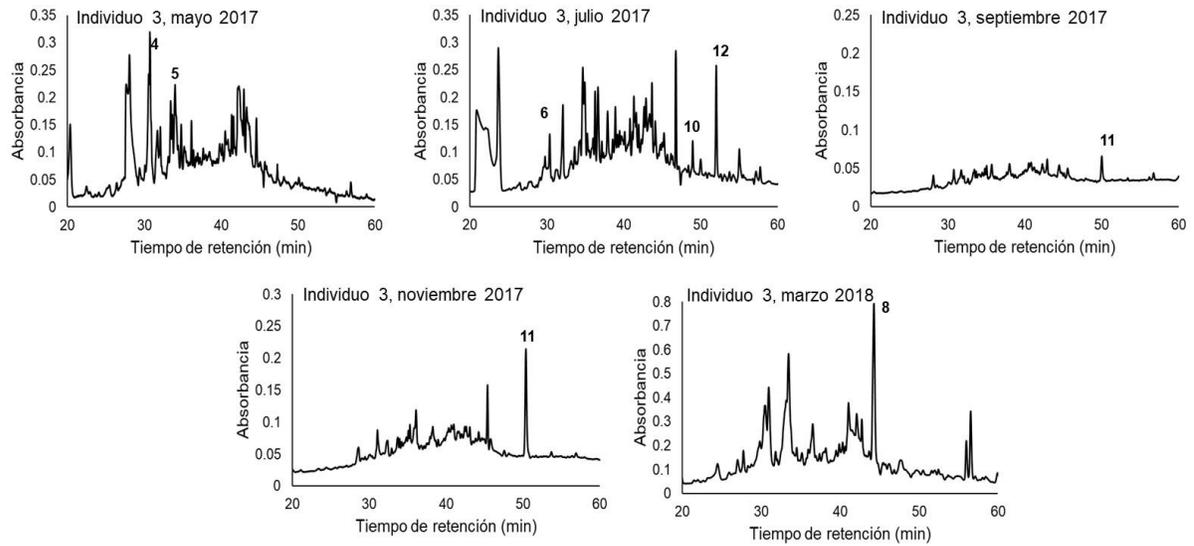
Los resultados de HPLC-DAD indican que el perfil fenólico foliar de *Prosopis laevigata* estuvo formado por 12 compuestos principales. Las características espectrales de los compuestos, obtenidos por DAD, sugieren que 10 de esos compuestos fueron flavonoides y dos fueron ácidos fenólicos. Dentro de los flavonoides, 6 fueron flavonas y 4 fueron flavonoles. Los cromatogramas correspondientes a los muestreos de mayo de 2017, julio de 2017, septiembre de 2017, noviembre de 2017, y marzo 2018, que representan un ciclo anual, para cada uno de los cinco individuos analizados se muestran en las Figuras 3 a 7. Los espectros UV de cada uno de los 12 compuestos fenólicos encontrados se muestran en la Figura 8, mientras que los tiempos de retención (TR) y datos espectrales de cada compuesto se muestran en la Tabla 2.



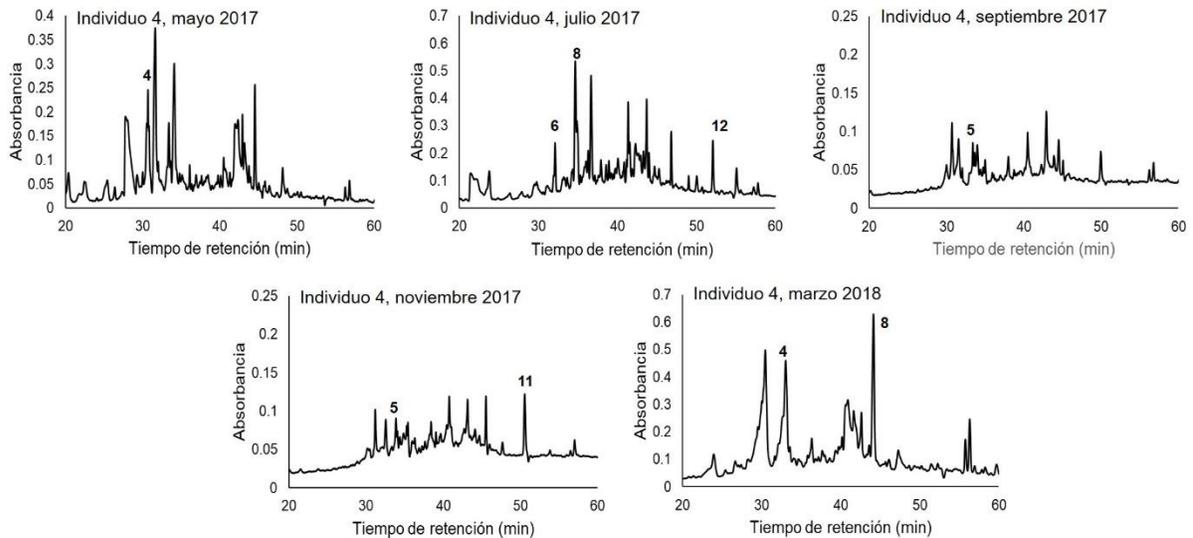
**Figura 3.** Cromatogramas obtenidos por HPLC, representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 1 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2.



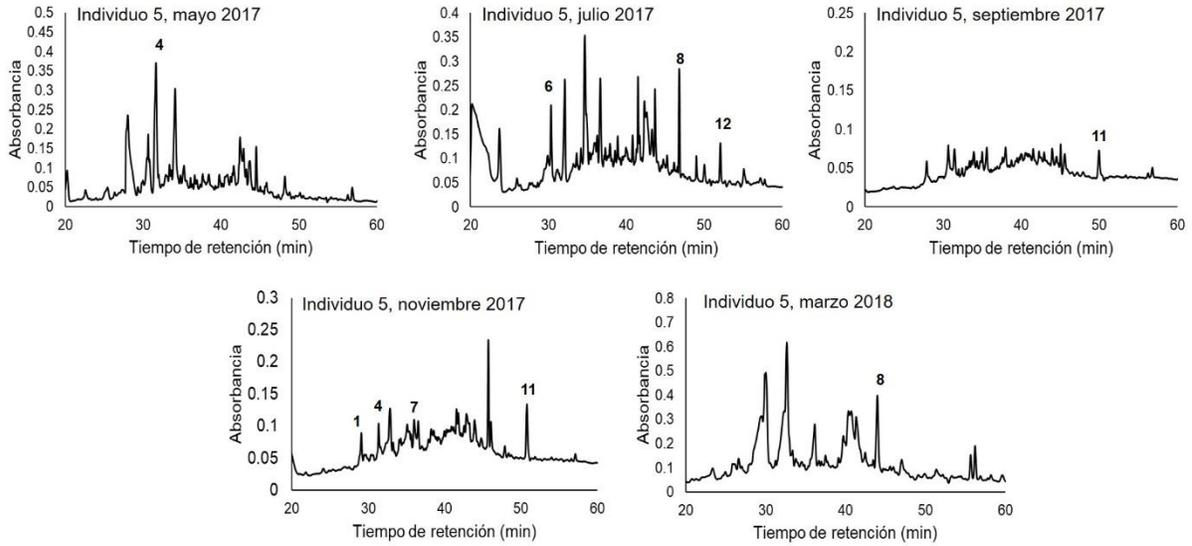
**Figura 4.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 2 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2.



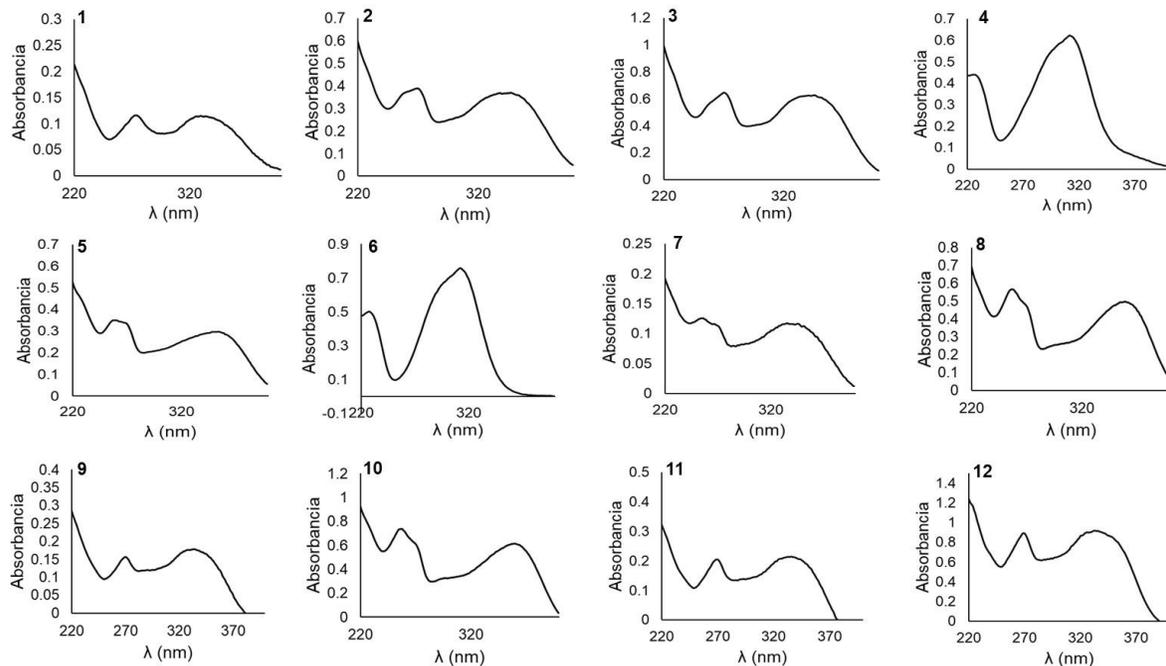
**Figura 5.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 3 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2.



**Figura 6.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 4 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2.



**Figura 7.** Cromatogramas obtenidos por HPLC representando la composición fenólica en diferente época del año de los tejidos foliares del individuo 5 de *Prosopis laevigata*. Los números representan compuestos de acuerdo a la Tabla 2



**Figura 8.** Espectros UV obtenidos por DAD de los compuestos fenólicos presentes en los tejidos foliares de *Prosopis laevigata*. Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 2.

Comparado con los perfiles fenólicos foliares de *Physalis patula* y *Physalis solanacea*, que tienen cada uno tres compuestos (Medina-Medrano *et al.*, 2015), y con los de *Verbena gracilis* y *Lantana camara*, con tres y dos compuestos, respectivamente (Ávila-Reyes *et al.*, 2018), el perfil encontrado en el presente estudio para las hojas de *P. laevigata* fue complejo (12 compuestos). Perfiles similarmente complejos han sido reportados para otras especies de *Prosopis*, como *Prosopis farcta* (Banks & Sol.), Eig., formado por 15 compuestos (Harzallah-Skihiri y Jannet, 2005). Para *P. farcta*, Harzallah-Skihiri y Jannet (2005) también reportaron flavonas, flavonoles, y un ácido fenólico; sin embargo, esos flavonoides fueron diferentes a los encontrados para *P. laevigata* en el presente estudio. Las diferencias en los perfiles de estos compuestos entre dos especies cercanas, como son *P. farcta* y *P. laevigata* apoyan la propuesta hecha por varios autores (Almaraz-Abarca *et al.*, 2006a; Medina-Medrano *et al.*, 2015; Ávila-Reyes *et al.*, 2018) sobre que los perfiles fenólicos tienen una tendencia especie-específica.

En la Tabla 3 se presentan las variaciones de las concentraciones relativas de cada compuesto fenólico individual entre individuos muestreados en la misma fecha. Este tipo de variabilidad, que puede ser reflejo de la variabilidad genética natural de las poblaciones, fue reportado por Almaraz-Abarca *et al.* (2006a) para tres especies del género *Pinus*. En la misma Tabla 3 se pueden apreciar las variaciones de las concentraciones relativas de cada compuesto dentro de un mismo individuo muestreado en diferente época del año; estas diferencias se pueden deber al hecho de que los perfiles fenólicos son afectados por las condiciones ambientales, como ha sido propuesto por Del Valle *et al.* (2015).

La diversidad de compuestos fenólicos encontrados en las hojas de *P. laevigata* sugiere que esta especie puede ser una fuente importante de fitoquímicos con actividades biológicas relevantes, ya que, para diversos flavonoles y flavonas, así como ácidos fenólicos se han reportado actividades antioxidantes, antiinflamatoria, y antidiabética, entre otras (Lue *et al.*, 2010; Catarino *et al.*, 2015; Shin *et al.*, 2015).

**Tabla 2.** Tiempo de retención (TR) y datos espectrales ( $\lambda_{\max}$ ) de los 12 principales compuestos fenólicos encontrados en las hojas de *Prosopis laevigata*.

Número de compuesto	TR (min)	$\lambda_{\max}$ (mn)	Tipo propuesto de compuesto
1	30.596±0.856	275, 334	Flavona (posible derivado 7-O-glicósido de luteolina)
2	30.596±0.856	258sh, 270, 343	Flavona (posible derivado 8-O-glicósido de luteolina)
3	31.411±0.097	257sh, 272, 344	Flavona
4	32.530±0.246	292sh, 315	Ácido fenólico
5	33.715±0.182	260,268sh, 355	Flavonol (Quercetina-3,7-O-glicósido)
6	34.738±0.279	292sh, 314	Ácido fenólico
7	35.276±0.140	257,272sh, 342	Flavonol (Isoramnetina-3,7-O-glicósido)
8	47.512±0.090	258, 269sh, 297sh, 360	Flavonol (Quercetina-3-O-glicósido)
9	50.325±0.128	272, 336	Flavona (posible derivado glicósido de vitexina)
10	49.076±0.047	258, 269sh, 293sh, 360	Flavonol (Quercetina-3-O-glicósido)
11	50.284±0.162	272, 336	Flavona (posible derivado glicósido de vitexina)
12	52.101±0.059	272, 337	Flavona (posible derivado glicósido de vitexina)

**Tabla 3.** Concentraciones relativas de los 12 compuestos fenólicos encontrados en cinco individuos de *Prosopis laevigata* en diferente época del año.

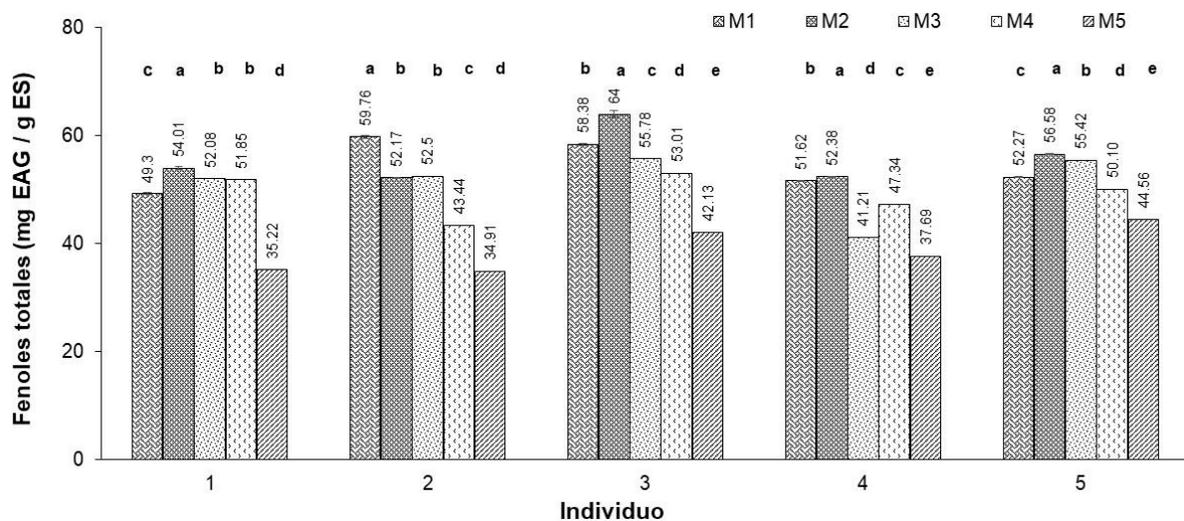
		Compuesto											
Individuo		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
may-2017 Área	1	25.8	95.65	159.9	216.53	88.63	244.43	94.84	29.11	23.86	**	19.76	**
	2	30.35	**	**	392.71	136.56	437.70	58.69	**	53.12	**	**	27.51
	3	86.60	**	**	314.88	**	508.34	223.35	**	**	**	**	**
	4	**	**	**	756.26	**	**	70.30	72.33	**	**	**	**
	5	**	**	**	786.88	**	**	**	**	**	**	16.68	**
jul-2017 Área	1	9.95	117.77	110.0	**	**	358.82	91.69	**	**	16.98	**	69.99
	2	44.4	2.26	245.7	**	**	703.5	**	**	**	70.41	**	76.95
	3	49.3	**	**	**	**	317.1	191.6	**	**	108.4	**	223.7
	4	**	**	**	**	**	662.0	423.2	232.8	**	138.2	**	282.2
	5	**	**	**	**	**	484.55	201.2	141.58	**	49.22	**	114.51
sep-2017 Área	1	**	**	26.21	67.91	**	**	12.60	1.34	**	**	67.00	**
	2	**	**	**	419.50	**	**	11.60	5.68	**	**	**	**
	3	**	**	**	**	**	**	19.55	**	**	**	52.35	**
	4	**	**	**	**	79.73	**	36.42	**	**	**	66.10	**
	5	**	**	**	**	27.14	**	42.87	**	**	**	64.15	**
nov-2017 Área	1	46.12	**	**	19.46	14.13	**	20.40	**	**	**	84.01	**
	2	241.4	**	**	292.59	286.1	**	141.5	**	**	**	390.0	42.64
	3	**	**	**	5.34	59.83	**	45.82	**	**	**	250.4	9.59
	4	65.57	**	**	69.16	73.83	**	44.78	**	**	**	142.0	10.74
	5	113.7	**	**	224.88	81.03	**	48.15	**	**	**	125.8	**
mar-2018 Área	1	113.8	**	**	1241.2	623.2	**	1276.	**	**	**	**	**
	2	41.70	**	**	1241.2	**	623.2	**	**	**	**	**	**
	3	**	**	**	**	**	**	**	94.101	**	**	**	**
	4	**	**	**	1477.0	**	**	**	129.7	**	**	**	**
	5	**	**	**	**	**	**	**	41.35	**	**	**	**

Las concentraciones representan valores  $1 \times 10^{-4}$ .

\*\* : Compuesto no encontrado.

## 7.2 CONTENIDOS DE FENOLES TOTALES

Los resultados de los ensayos de los contenidos fenólicos foliares de *P. laevigata* se presentan en la Figura 9. Los contenidos variaron significativamente ( $p \leq 0.05$ ) entre los individuos y entre las épocas del año. Con excepción del individuo, 2, en julio se registraron los valores más altos de fenoles totales. En el mes de julio, las hojas de *Prosopis laevigata* acumularon cantidades mayores de fenoles totales que las hojas de *Prosopis padilla*, para la que se reportó un valor de 8.39 mg EAG/g de extracto seco (Armas *et al.*, 2018), y mayores también que para las hojas de otras especies de leguminosas, como *Phaseolus vulgaris* L., para la cual Reyes-Martínez *et al.* (2014) reportaron valores entre 0.964 y 5.601 mg EAG/g de extracto seco, según la variedad de frijol, y *Acacia angustissima* y *Acacia acuriculiformis*, para las que se reportaron 160 y 80 g/kg de materia seca, respectivamente (Lara y Londoño, 2008).

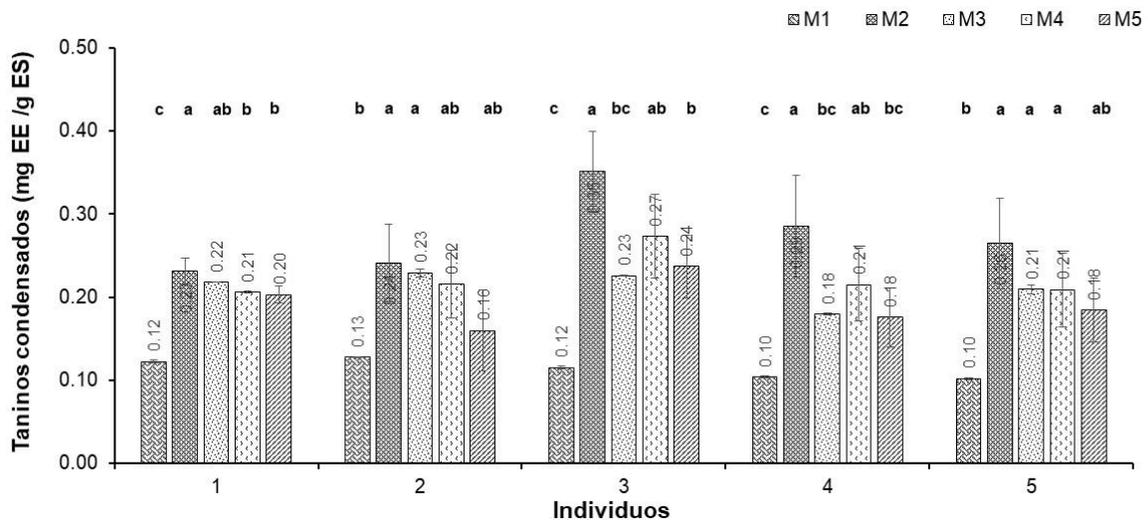


EAG=Equivalentes de Ácido Gálico, ES=Extracto Seco, n=3(triplicado), letras diferentes indican diferencias estadísticas significantes( $p < 0.05$ ).

**Figura 9.** Contenido de fenoles totales del tejido foliar de cinco individuos en diferente época del año de *Prosopis laevigata*. M1: mayo 2017, M2: julio 2017, M3: septiembre 2017, M4: noviembre 2017, M5: marzo 2018.

### 7.3 CONTENIDO DE TANINOS

Las acumulaciones de taninos condensados en los ensayos realizados variaron significativamente entre los individuos y entre épocas del año ( $p \leq 0.05$ ) (Figura 10). *Prosopis laevigata* acumuló cantidades mayores de taninos foliares en el mes de julio. Prácticamente, en cualquier época del año, la cantidad de taninos acumulados en las hojas de *P. laevigata* fueron mayores que los acumulados en las hojas de *Acacia angustissima* (62.5 g/ kg de materia seca) y en las hojas de *Mimosa pigra* (80 g/kg g de materia seca) (Lara y Londoño, 2008), y también fueron mayores que el de las semillas de la leguminosa *Macrotyloma uniflorum* (0.1044 mg/ g de extracto seco) (Siddhuraju *et al.*, 2008).



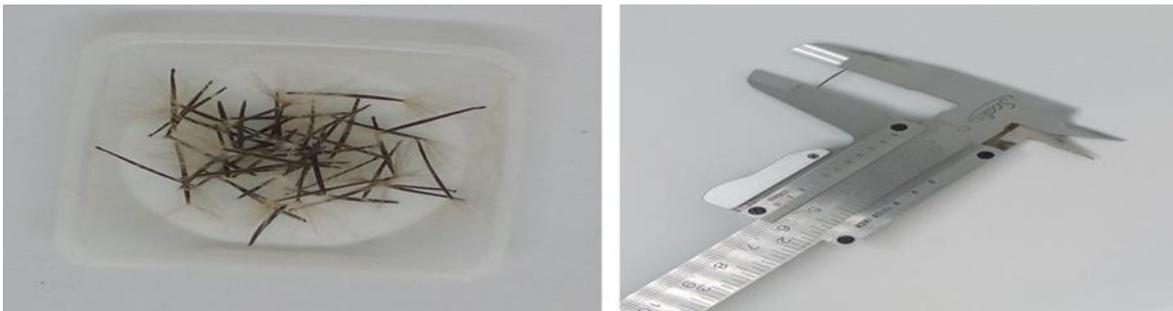
EE=Equivalentes de Epicatequina, ES=Extracto Seco, n=3 (triplicado), letras diferentes indica diferencias significativas entre individuos ( $p < 0.05$ ).

**Figura 10.** Contenido de taninos condensados del tejido foliar de cinco individuos en diferente época del año de *Prosopis laevigata*. M1: mayo 2017, M2: julio 2017, M3: septiembre 2017, M4: noviembre 2017, M5: marzo 2018.

#### 7.4 ANÁLISIS MORFOLÓGICO DE SEMILLAS UTILIZADAS PARA ENSAYO DE GERMINACIÓN (PÁPALO Y TEOZINTLE)

Las semillas de pápalo se muestran en la Figura 11. El peso promedio de 50 semillas fue de  $0.075 \pm 0.08$  g. Cada semilla tuvo en promedio una longitud de  $1.168 \pm 0.05$  cm y una anchura de  $0.500 \pm 0.00$  cm.

Las semillas de teozintle (Figura 12) tuvieron un peso promedio de  $1.813 \pm 0.00$  g, una longitud de  $0.596 \pm 0.03$  cm. La anchura promedio de su parte más amplia fue de  $0.291 \pm 0.03$  cm.



**Figura 11.** Semillas de *Porophyllum ruderale* y vernier utilizado para la estimación de sus dimensiones.



**Figura 12.** Semillas de *Zea mays* subsp. *mexicana* y vernier utilizado para la estimación de sus dimensiones.

## 7.5 FITOTOXICIDAD DE EXTRACTOS FENÓLICOS FOLIARES DE *Prosopis laevigata*

La fitotoxicidad de los extractos foliares de *P. laevigata* se estimó determinando su efecto sobre la germinabilidad (% de germinación) y velocidad de germinación de semillas de pápalo y teozintle. Las Figuras 13 a 17 muestran el efecto de diferentes concentraciones de extracto foliar de *Prosopis laevigata* durante cinco días consecutivos. En ellas se observa un menor número de semillas germinando (que muestran radícula e hipocotilo) conforme la concentración de extracto aumenta.

La variación de la germinabilidad de las semillas de *P. ruderalis* sometidas a cuatro diferentes concentraciones de extracto foliar de *Prosopis laevigata* durante cinco días se presenta en la Figura 18. En ella se observa que los extractos de mayor concentración (3 y 5 mg/mL) provocaron una significativa ( $p < 0.05$ ) reducción de la germinabilidad de las semillas en cada uno de los cinco días que duró el análisis. La variación correspondiente para *Z. mays* subsp. *mexicana* se muestra en la Figura 19, en la que se observa que la concentración más alta de extracto (5 mg/mL) provocó la mayor reducción de la germinabilidad a partir del día dos de los cinco días que duró el análisis.

Para las semillas de ambas especies, *P. ruderalis* y *Z. mays* subsp. *mexicana*, se observó un efecto reductor de la germinabilidad dependiente de la concentración de extracto foliar de *P. laevigata*. En las semillas de pápalo, la reducción varió entre 1.03 y 94.9% con respecto al control, dependiendo del día y la concentración de extracto, mientras que en las de teozintle, la reducción varió entre 20 y 52% con respecto al control, con excepción de la concentración de 1 mg/mL en la cual se obtuvo un aumento promedio del 8%, a partir del tercer día de tratamiento, con respecto al control.

La velocidad de germinación de las semillas de *P. ruderales* tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de *P. laevigata* se presenta en la Tabla 4, y la correspondiente a las semillas de *Z. mays* subsp. *mexicana* se muestra en la Tabla 5. Para las semillas de ambas especies se observó una reducción de la velocidad de germinación dependiente de la concentración de extracto.

De las Tablas 4 y 5 se puede observar que bajo las condiciones control de germinación de las semillas de pápalo y de teozintle, la velocidad de germinación de las de la primera especie fue 2.18 veces más alta que la de las de la segunda especie.

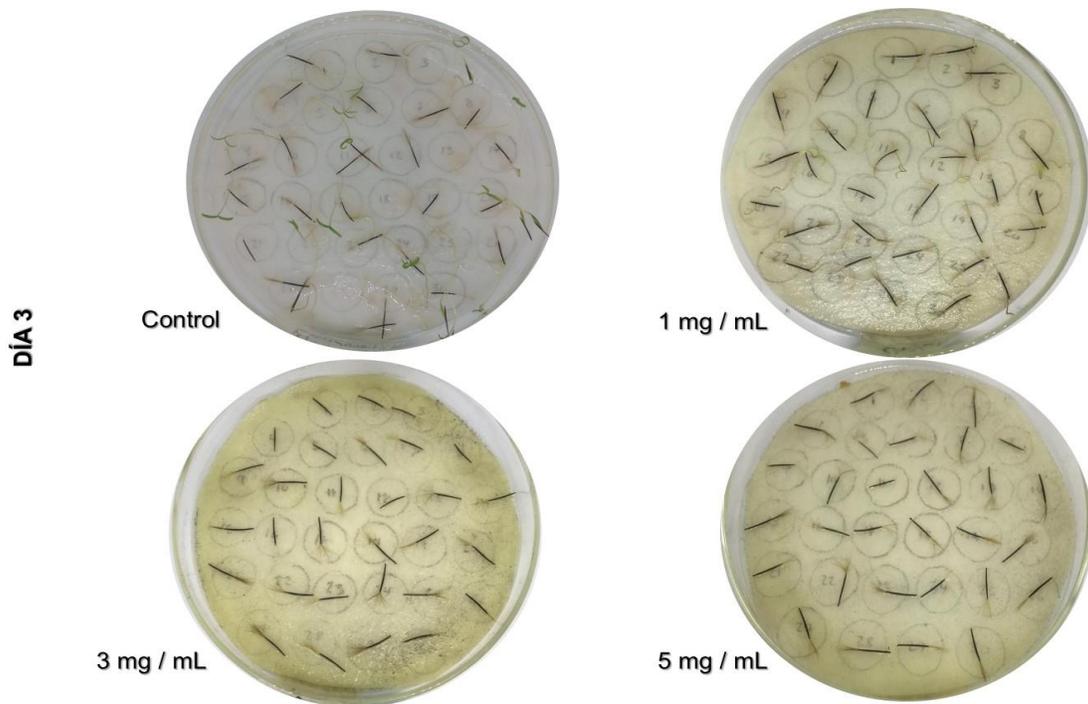
Los valores de  $T_{50}$  de las semillas de *P. ruderales* y de *Z. mays* subsp. *mexicana* se presentan en las Tablas 4 y 5, respectivamente. Para ambas especies, pero de manera más clara para teozintle, el incremento de la concentración de extracto foliar de *P. laevigata* provocó el aumento de  $T_{50}$ , lo que indica que las semillas tratadas con concentraciones incrementadas de extracto requieren más tiempo para que el 50% de sus semillas germine. Los valores de  $T_{50}$  de las semillas de pápalo y teozintle fueron más pequeños que los reportados para dos cultivares de arroz (4.87 y 4.16 días) reportados por Farooq *et al.* (2005). Tiempos medios de germinación bajos para especies silvestres de zonas en las cuales la precipitación pluvial es relativamente baja y variable, como en el estado de Durango, puede representar una estrategia de sobrevivencia para sus poblaciones.



**Figura 13.** Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de *Prosopis laevigata* en semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) al día uno.



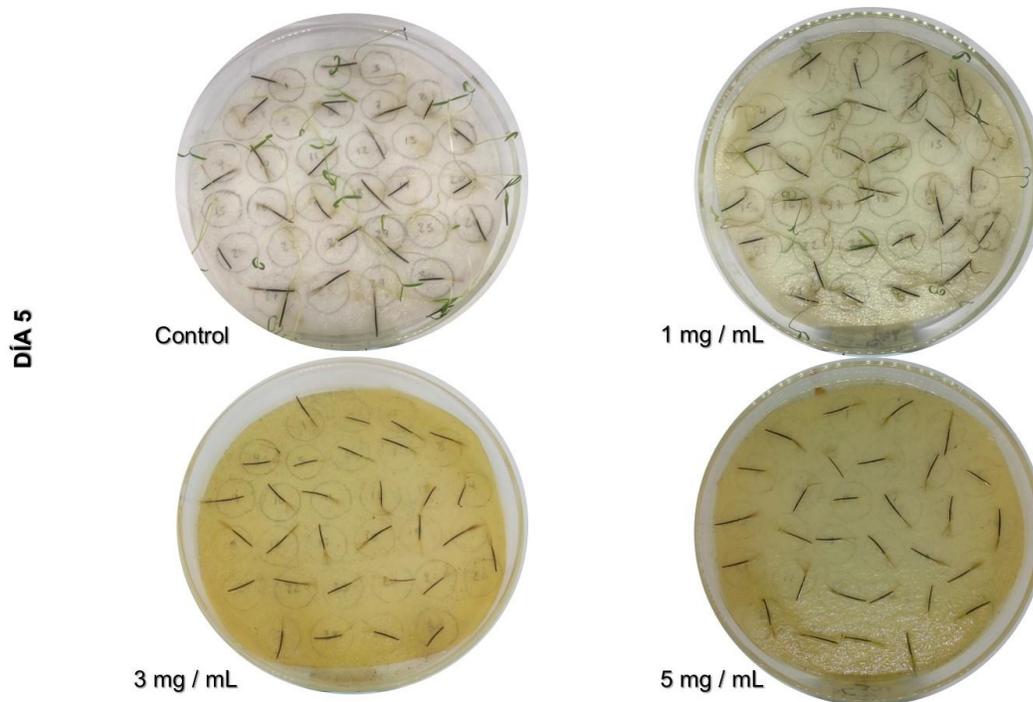
**Figura 14.** Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de *Prosopis laevigata* en semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) al día dos.



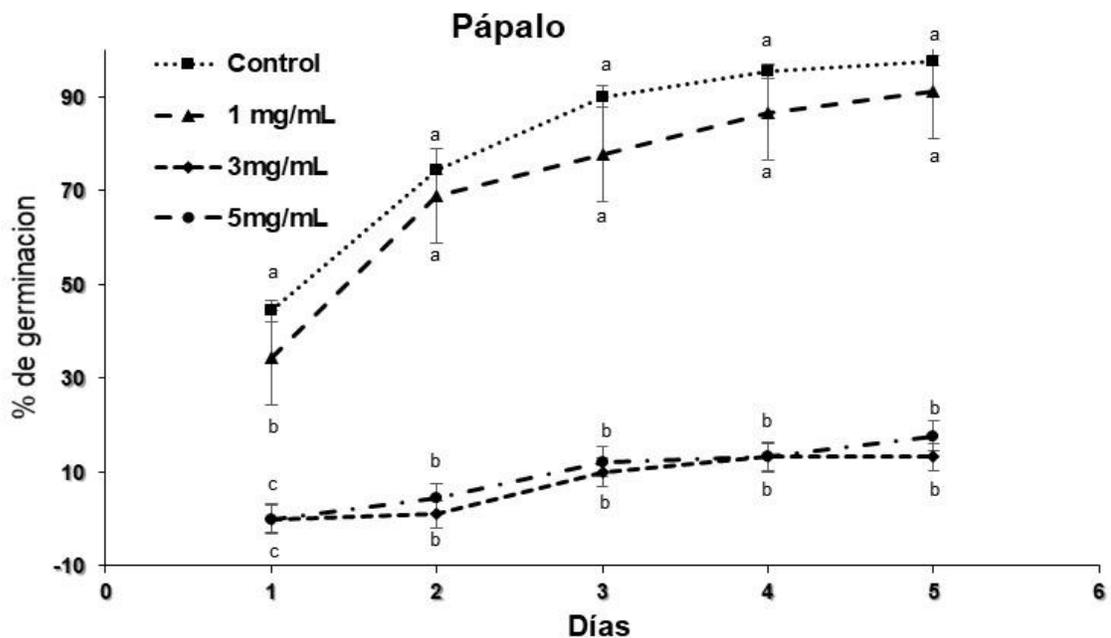
**Figura 15.** Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de *Prosopis laevigata* en semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) al día tres.



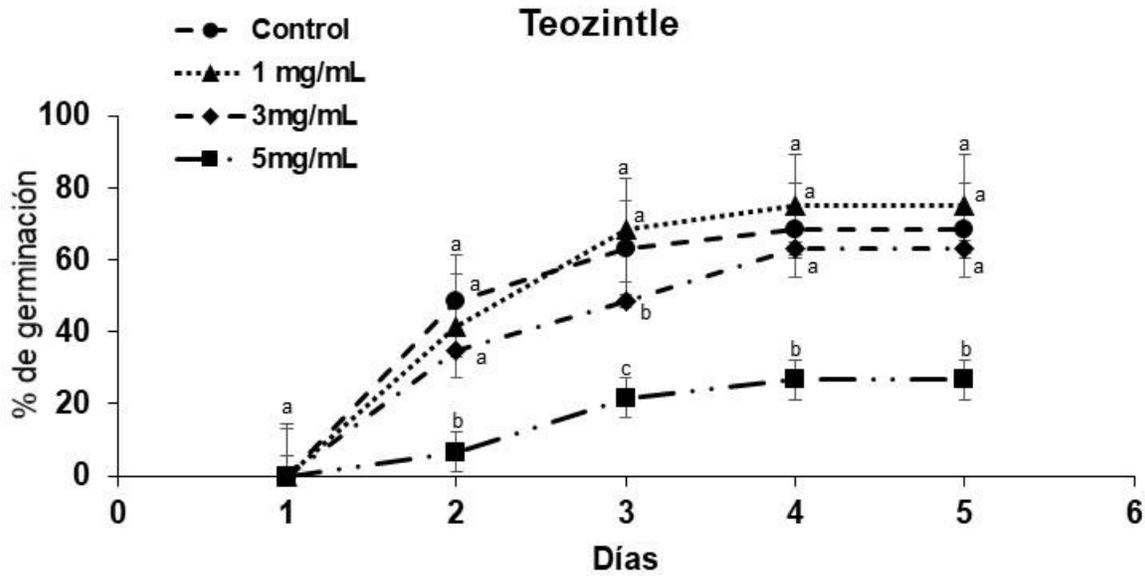
**Figura 16.** Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de *Prosopis laevigata* en semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) al día cuarto



**Figura 17.** Efecto de diferentes concentraciones de extracto de tejido foliar de *Prosopis laevigata* en semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) al quinto día.



**Figura 18.** Germinabilidad (%) de semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de *Prosopis laevigata* durante cinco días. Diferentes letras indican diferencias estadísticas ( $p < 0.05$ ).



**Figura 19.** Germinabilidad (%) de semillas de teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de *Prosopis laevigata* durante cinco días. Diferentes letras indican diferencias estadísticas ( $p < 0.05$ ).

**Tabla 4.** Velocidad de germinación y tiempo medio de germinación ( $T_{50}$ ) de semillas de pápalo (*Porophyllum ruderale*) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de *Prosopis laevigata*.

Concentración de extracto (mg/mL)	Velocidad de germinación (Semillas/día)	$T_{50}$ (días)
0	$19.93 \pm 1.93^a$	$1.28 \pm 0.00^a$
1	$17.32 \pm 2.34^a$	$1.29 \pm 0.00^a$
3	$1.30 \pm 0.29^b$	$3.50 \pm 0.00^c$
5	$1.79 \pm 1.61^b$	$3.42 \pm 1.06^b$

\*Los valores representan la media y desviación estándar de tres réplicas. Diferentes letras dentro de la misma columna indican diferencias estadísticas ( $p < 0.05$ ).

**Tabla 5.** Velocidad de germinación y tiempo medio de germinación ( $T_{50}$ ) de semillas de teozintle (*Zea mays* subsp. *mexicana*) tratadas con diferentes concentraciones de extractos fenólicos foliares de *Prosopis laevigata*.

Concentración de extracto (mg/mL)	Velocidad de germinación (semillas/día)	$T_{50}$ (días)
0	9.12±0.76 <sup>a</sup>	1.70±0.03 <sup>a</sup>
1	9.41±1.17 <sup>a</sup>	1.96±0.33 <sup>a</sup>
3	7.65±0.83 <sup>a</sup>	2.06±0.32 <sup>a</sup>
5	3.37±0.29 <sup>b</sup>	2.65±0.21 <sup>a</sup>

\*Los valores representan la media y desviación estándar de tres réplicas. Diferentes letras en la misma columna indican diferencias estadísticas ( $p < 0.05$ ).

Los extractos foliares de otras especies del género *Prosopis* han sido reportados como alelopáticos, teniendo efectos negativos sobre la germinación de semillas (Damasceno *et al.*, 2018). Entre esas especies está *P. juliflora*, la cual ha sido reportada como importante fuente de aleloquímicos, cuyo extracto acuoso foliar afectó de manera negativa la germinación del pasto *Cynodon dactylon* (Al-Humaid y Warrag, 1998), requiriendo una concentración de extracto de 20 mg/mL para reducir en aproximadamente el 50% la germinabilidad de las semillas de esta gramínea.

Los resultados del presente estudio indican que una concentración menor de extracto de *P. laevigata*, de 3 o 5 mg/mL, fue requerida para reducir la germinabilidad de las semillas de *P. ruderale* en 95%, y de 5 mg/mL de extracto para reducir la germinabilidad de las semillas de teozintle en 52 %. Esta comparación sugiere que los componentes del extracto de *P. laevigata* son potentes aleloquímicos para *P. ruderale* y *Z. mays* subsp. *mexicana*.

Li *et al.* (2010) propusieron que los compuestos fenólicos aleloquímicos representan un potencial para el desarrollo de herbicidas y pesticidas naturales. De acuerdo con la riqueza y abundancia de compuestos fenólicos encontrados en los extractos foliares de *P. laevigata*, que afectan la germinación de semillas de

especies dicotiledóneas (*P. ruderales*) y monocotiledóneas (*Z. mays* subsp. *mays*), esta especie de *Prosopis* tiene un potencial importante para ello.

## 7.6 PERSISTENCIA DE COMPUESTOS FENÓLICOS EN SUELO

Las características del suelo utilizado para evaluar la persistencia de los compuestos fenólicos foliares de *P. laevigata* se presentan en la Tabla 6. Usando como valores de referencia los descritos en la NOM-021-SEMARNAT-2000 (SEMARNAT, 2002), se pudo determinar que el suelo utilizado para evaluar la permanencia de compuestos fenólicos tiene una textura franco-arenosa.

**Tabla 6.** Caracterización del suelo utilizado para evaluar la persistencia de los compuestos fenólicos foliares de *Prosopis laevigata*.

Determinación	Valor
Materia orgánica (%)	1.12±0.00
Arcilla (%)	4.78±0.01
Limo (%)	35.18±0.00
Arena (%)	60.04±0.00
Conductividad (mS/cm)	0.05±0.00
pH	6.37±0.00
Nitrógeno (N) (%)	0.25±0.00
Fosforo (P) (mg/kg)	0.01±0.00
Calcio (Ca) (mg/kg)	592±33.02
Potasio (K) (mg/kg)	282±11.32
Magnesio (Mg) (mg/kg)	55.26±3.71

Los perfiles fenólicos registrados por HPLC-DAD, a diferentes periodos de tiempo, de suelo adicionado con extracto foliar de *P. laevigata*, se presentan en las Figuras 20 y 21. La ausencia de compuestos fenólicos es evidente en los cromatogramas de la Figura 20, que representan al suelo del tratamiento control (sin adición de extracto) a diferentes tiempos; los picos que se observan, sobre todo

a los 120 y 365 días no manifestaron un espectro UV que correspondiera a algún compuesto fenólico. Por el contrario, los picos que aparecieron en los cromatogramas de la Figura 21, que representan al suelo adicionado con extracto foliar de *P. laevigata*, tuvieron un espectro UV correspondiente a algún tipo de compuesto fenólico. Los espectros UV de los compuestos resueltos en los cromatogramas de la Figura 21 se presentan en las Figuras 22 a 25, y sus tiempos de retención (TR) y características espectrales se presentan en la Tabla 6. La comparación de los cromatogramas y espectros de las Figuras 16, que representan la composición fenólica del extracto foliar adicionado al suelo, con los cromatogramas de los extractos de suelo a diferentes tiempos (Figura 21) indican que los compuestos fenólicos de las hojas de *Prosopis laevigata* no son estables una vez que se encuentran en suelo, sino que a los 15 días ya han sufrido descomposición, ya que ninguna de las flavonas o de los flavonoles encontrados en el extracto foliar fue registrado en el extracto de suelo. En su lugar se encontraron 27 ácidos fenólicos y derivados de ácidos fenólicos.

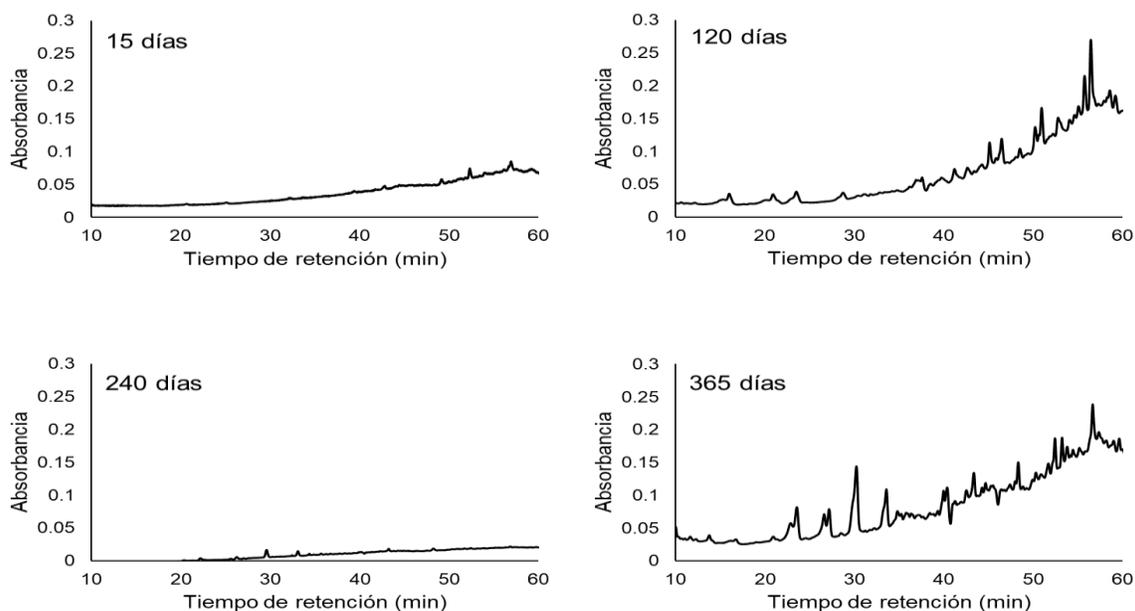
Los resultados del presente estudio están en desacuerdo con lo reportado por Sosa *et al.* (2010), quienes informaron que los flavonoides agliconas de *Cistus ladanifer* se degradan muy lentamente en suelo, permaneciendo por un tiempo largo (siete meses) sin ningún suministro externo. Los resultados de Sosa *et al.* (2010) son contrastantes con los de Shaw y Hooker (2008), quienes demostraron que la naringenina (una flavona) y la formononetina (un isoflavonoide) se degradaron en suelo después de 4 y 24 h, respectivamente. Los resultados del presente estudio sugieren que los compuestos fenólicos foliares de *P. laevigata* no persisten por más de 15 días en suelo, pero ya que el primer análisis se realizó a los 15 días de iniciado el tratamiento, no revelan en qué tiempo, antes de 15 días, comienza su degradación.

La descomposición de los compuestos fenólicos en el suelo, provenientes de follaje, se debe a la acción de los microorganismos del suelo (Gallego *et al.*, 2008), por lo que las diferencias encontradas entre los resultados del presente estudio y

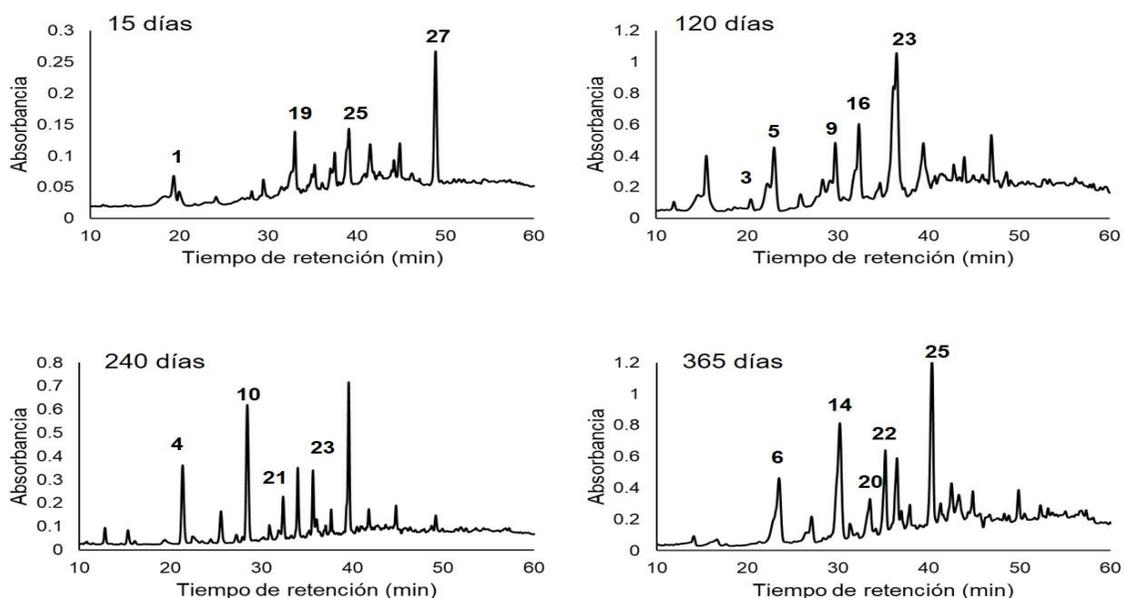
---

los reportados por Sosa *et al.* (2010) se pueden deber a diferencias en la microbiota de los suelos; además, otros factores también pueden influir, como el tipo de compuestos fenólicos del follaje y las características fisicoquímicas propias de cada suelo.

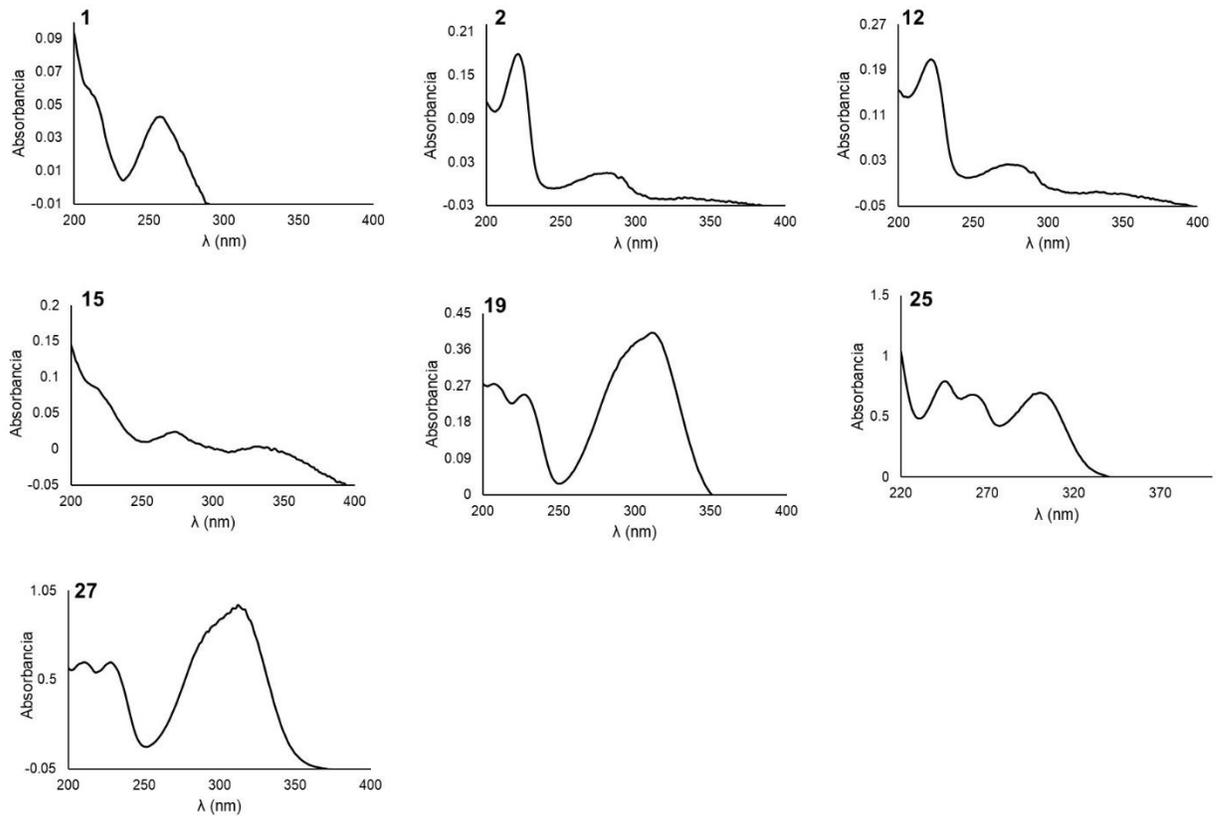
En la Tabla 8 se muestran las concentraciones relativas, en términos de área de pico, de los 27 compuestos fenólicos encontrados en cuatro diferentes épocas del año en suelo adicionado con extracto foliar de *Prosopis laevigata*. En la Tabla 8 se pueden apreciar variaciones en la composición fenólica del suelo a lo largo del tiempo, cada etapa caracterizada por un perfil único.



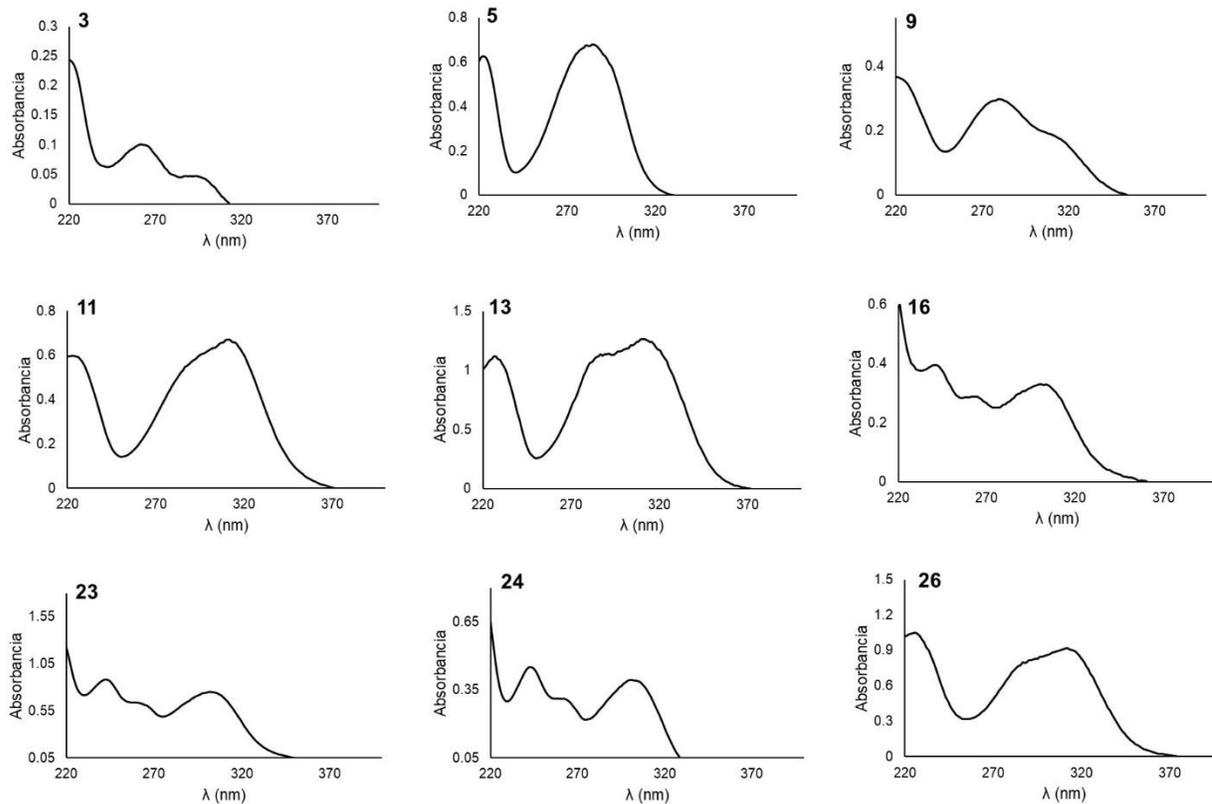
**Figura 20.** Cromatogramas obtenidos por HPLC-DAD del suelo control (adicionado con agua) a diferentes tiempos.



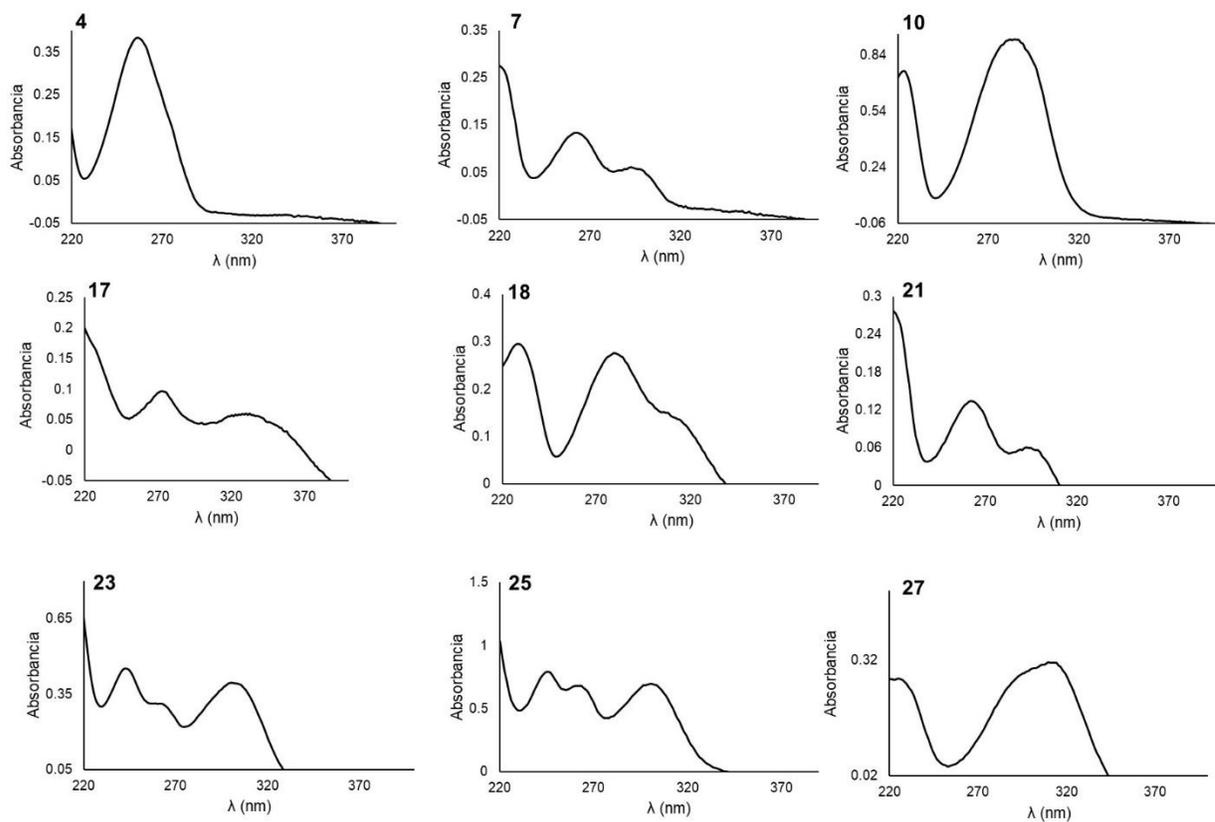
**Figura 21.** Cromatogramas obtenidos por HPLC-DAD de los suelos adicionados con extracto fenólico foliar de *Prosopis laevigata*, para determinar la persistencia de los compuestos a través del tiempo. Los números representan algunos de los compuestos fenólicos presentes.



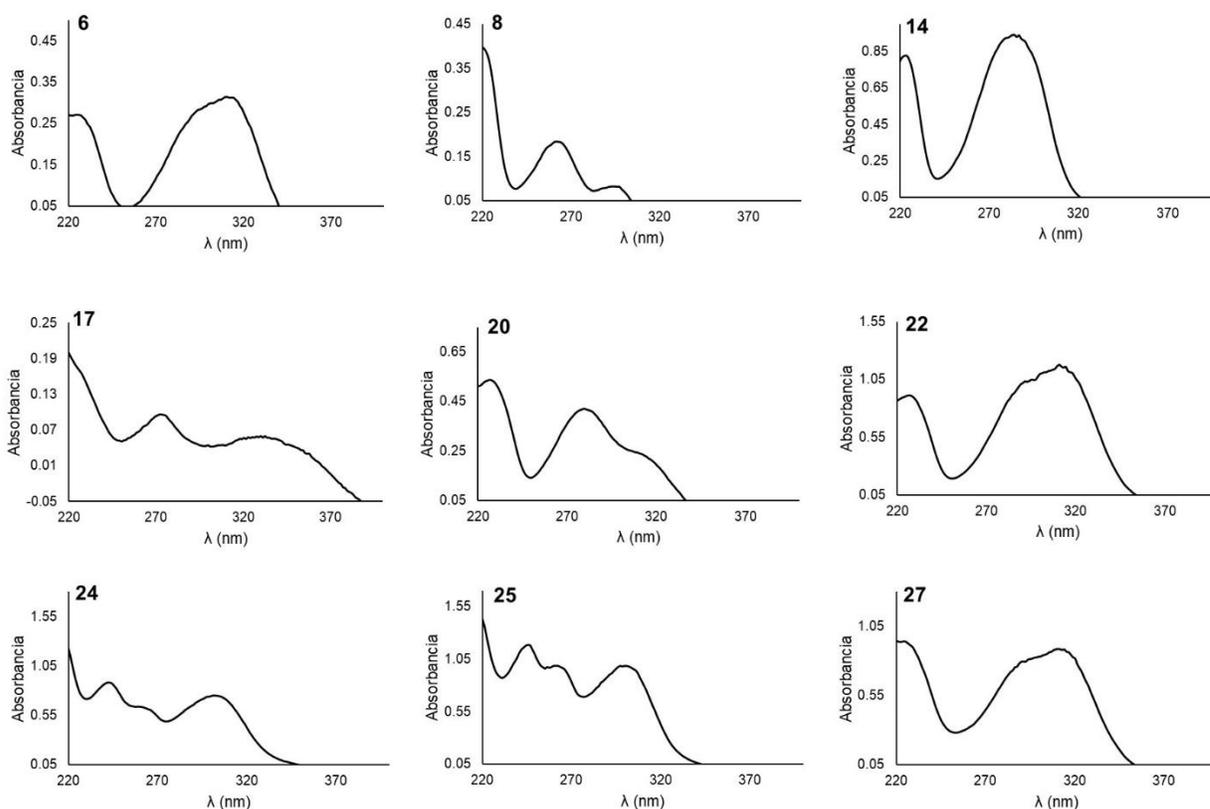
**Figura 22.** Espectros UV obtenidos por DAD de siete compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 15 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de *Prosopis laevigata*. Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7.



**Figura 23.** Espectros UV obtenidos por DAD de nueve compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 120 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de *Prosopis laevigata*. Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7.



**Figura 24.** Espectros UV obtenidos por DAD de nueve compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 240 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de *Prosopis laevigata*. Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7.



**Figura 25.** Espectros UV obtenidos por DAD de nueve compuestos fenólicos presentes en el suelo a los 356 días de ser adicionado con extracto fenólico foliar de *Prosopis laevigata*. Los números corresponden a la descripción de los compuestos de la Tabla 7.

**Tabla 7.** Tiempo de retención (TR) y absorbancias máximas ( $\lambda_{\max}$ ) de los compuestos encontrados en suelo en diferentes periodos de tiempo, después de adicionar el extracto fenólico foliar de *Prosopis laevigata*.

Número de compuesto	TR (min)	$\lambda_{\max}$ (nm)	Tipo propuesto de compuesto
S1	19.389±0.658	243sh,256	Ácido fenólico
S2	20.02±0.650	280	Derivado de Ácido fenólico
S3	20.379±0.087	263, 286sh, 299	Ácido fenólico
S4	21.337±0.256	260	Ácido fenólico
S5	22.183±0.183	287	Ácido fenólico

---

<b>S6</b>	23.481±0.142	260	Ácido fenólico
<b>S7</b>	25.557±0.090	262, 287sh, 295	Derivado de Ácido fenólico
<b>S8</b>	27.082±0.128	264, 285sh,298	Ácido fenólico
<b>S9</b>	28.343±0.047	260sh, 280	Ácido fenólico
<b>S10</b>	28.483±0.162	285	Ácido fenólico
<b>S11</b>	29.137±0.059	310	Ácido fenólico
<b>S12</b>	29.502±0.836	256sh, 273	Derivado de Ácido fenólico
<b>S13</b>	29.737±0.856	310	Ácido fenólico
<b>S14</b>	30.008±0.097	281	Ácido fenólico
<b>S15</b>	31.445±0.246	273,315sh, 332	Derivado de Ácido fenólico
<b>S16</b>	31.805±0.182	245,266, 290sh, 301	Derivado de Ácido fenólico
<b>S17</b>	31.856±0.259	273, 310sh, 330	Derivado de Ácido fenólico
<b>S18</b>	32.391±0.138	280	Ácido fenólico
<b>S19</b>	32.619±0.047	292sh,309	Ácido fenólico
<b>S20</b>	33.46±0.059	280	Ácido fenólico
<b>S21</b>	33.924±0.098	310	Derivado de Ácido fenólico
<b>S22</b>	35.002±0.047	313	Ácido fenólico
<b>S23</b>	35.677±0.162	245,286sh,299	Derivado de Ácido fenólico
<b>S24</b>	36.483±0.656	241,266,287sh,300	Derivado de Ácido fenólico
<b>S25</b>	39.131±0.197	246,266,280sh,300	Derivado de Ácido fenólico

---

<b>S26</b>	47.058±0.182	310	Ácido fenólico
<b>S27</b>	48.884±0.279	310	Ácido fenólico

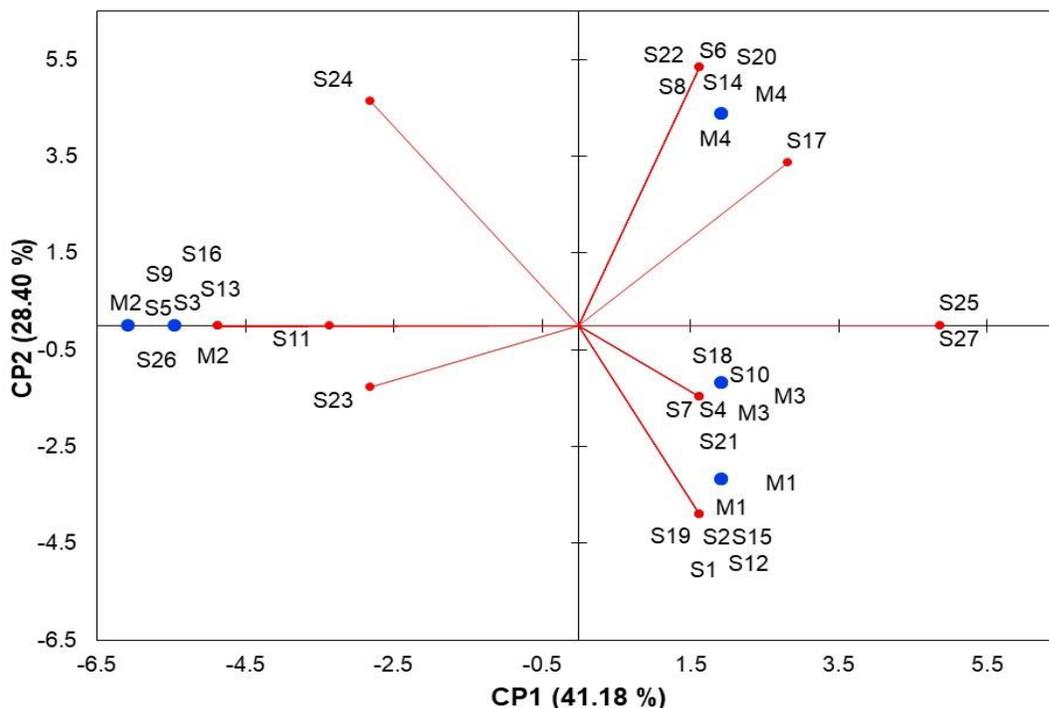
**Tabla 8.** Concentraciones relativas de los 27 compuestos fenólicos encontrados en cuatro periodos a lo largo de un año en suelo adicionado con extracto fenólico de *Prosopis laevigata*. M1: 15 días, M2: 120 días, M3: 240 días, M4: 365 días.

Número de Compuesto	M1	M2	M3	M4
	Área			
<b>S1</b>	101.85	**	**	**
<b>S2</b>	225.87	**	**	**
<b>S3</b>	**	170.09	**	**
<b>S4</b>	**	**	701.21	**
<b>S5</b>	**	1014.22	**	**
<b>S6</b>	**	**	**	1556.85
<b>S7</b>	**	**	283.47	**
<b>S8</b>	**	**	**	302.59
<b>S9</b>	**	452.92	**	**
<b>S10</b>	**	**	1206.48	**
<b>S11</b>	**	388.73	**	**
<b>S12</b>	74.36	**	**	**
<b>S13</b>	**	74.26	**	**
<b>S14</b>	**	**	**	2353.75
<b>S15</b>	44.05	**	**	**
<b>S16</b>	**	857.10	**	**
<b>S17</b>	**	**	103.67	103.42
<b>S18</b>	**	**	310.41	**
<b>S19</b>	1097.15	**	**	**
<b>S20</b>	**	**	**	799.00
<b>S21</b>	**	**	464.48	**
<b>S22</b>	**	**	**	1134.17
<b>S23</b>	**	2201.11	425.28	**
<b>S24</b>	**	1266.10	**	1197.14
<b>S25</b>	176.65	**	685.84	3084.54
<b>S26</b>	**	574.73	**	**
<b>S27</b>	1592.66	**	1436.03	510.28

Las concentraciones representan valores  $1 \times 10^{-4}$ .

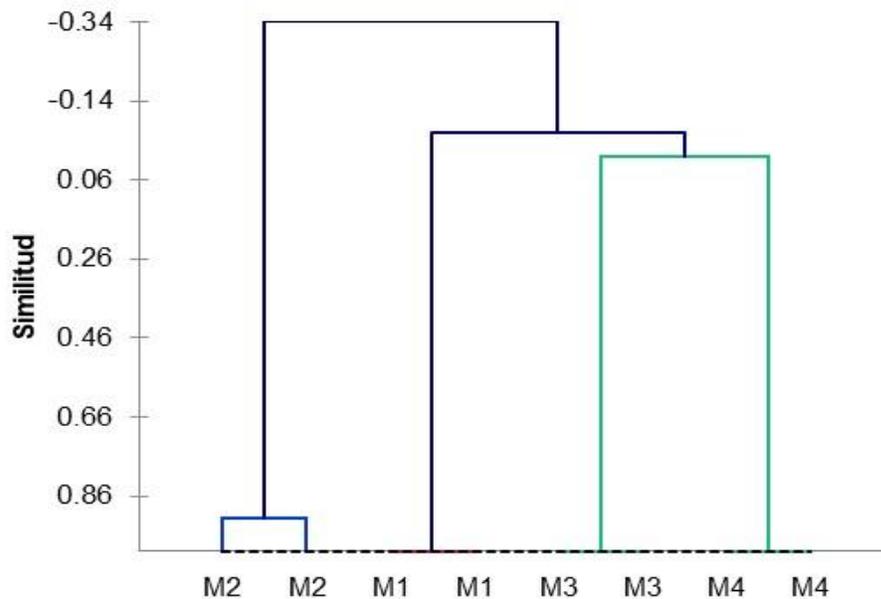
\*\* : Compuesto no encontrado.

Los resultados del análisis de componentes principales (Figura 26) revelaron que el 69.57% de la varianza en la composición fenólica del suelo a diferentes tiempos se explica con los componentes 1 y 2. La contribución a la variación del componente 1 fue del 41.18%, siendo los compuestos que más influyeron en la discriminación el **S3, S5, S9, S13, S16, S25, S26, S27**. La contribución a la varianza del componente 2 fue del 28.40%, los compuestos con mayor peso para este componente fueron **S6, S8, S14, S20, S22, S24**. Los resultados de este análisis sugieren que la composición fenólica puede diferenciar claramente a suelos de una misma región por el tiempo que la hojarasca (fuente de compuestos fenólicos) haya permanecido en ellos. Esto es relevante, ya que se ha demostrado que los compuestos fenólicos presentes en suelo son factores que afectan la dinámica de los nutrientes (Mallik, 1997; Halvorson *et al.*, 2016) y pueden favorecer la inhibición de la germinación de semillas de la misma o de diferentes especies (Sosa *et al.*, 2010), lo que tiene una importante implicación ecológica y agrícola.



**Figura 26.** Análisis de componentes principales (PCA) de muestras de suelo a diferentes tiempos después de haber sido adicionados con extracto foliar de *Prosopis laevigata*. M1: 15 días, M2: 120 días, M3: 240 días, M4: 365 días, S1-S27: compuestos fenólicos presentes en suelo, corresponden a la descripción de la Tabla 7.

La Figura 27 muestra el dendrograma resultante de un análisis de agrupamiento basado en la composición del suelo adicionado con extracto fenólico foliar de *P. laevigata*, analizado a cuatro diferentes tiempos. Los resultados sugieren que, a cada tiempo, el suelo puede ser discriminado por su composición fenólica y que a los 120 días (M2) la composición es la más disímil.



**Figura 27.** Dendrograma de similitud de muestras de suelo adicionadas con extracto foliar de *Prosopis laevigata*, en diferentes periodos, basado en la composición fenólica. M1: 15 días, M2: 120 días, M3: 240 días, M4: 365 días.

## VIII. CONCLUSIONES

Los tejidos foliares de *Prosopis laevigata* acumulan una importante diversidad (ya que se encontraron tres tipos de compuestos: flavonas, flavonoles, y ácidos fenólicos), riqueza (12 compuestos diferentes), y abundancia de compuestos fenólicos (entre 35 y 64 mg/g de extracto seco).

Los principales compuestos acumulados en las hojas de *P. laevigata* fueron las flavonas, seguidas por flavonoles, y ácidos fenólicos.

La composición y abundancia de los compuestos fenólicos foliares varía durante un ciclo anual. La mayor diversidad y abundancia se encontró en los meses de mayo y julio.

Los extractos de tejido foliar de *P. laevigata* contienen concentraciones mayores de fenoles totales y taninos condensados comparados con especies emparentadas.

Los compuestos presentes en las hojas de *P. laevigata* muestran propiedades alelopáticas a concentraciones más bajas que las reportadas para otras especies del mismo género, inhibiendo hasta el 95% la germinabilidad y 93% la velocidad de germinación de semillas de pápalo y hasta el 52% y 63% la germinación y la velocidad de germinación, respectivamente, de teozintle.

La estabilidad de los compuestos fenólicos foliares de *P. laevigata* en suelo es poca, ya que ninguno de los flavonoides encontrados en los tejidos foliares se encuentra en extractos de suelo después de 15 días de haber sido adicionado a éste.

## IX. RECOMENDACIONES

Es importante evaluar el efecto fitotóxico de extractos fenólicos de *Prosopis laevigata* en una gama más amplia de semillas de especies mono y dicotiledóneas. Así mismo, es recomendable hacer un estudio sistematizado sobre la disponibilidad de los nutrientes y microorganismos en el suelo y su correlación con el cambio cuantitativo y cualitativo de los compuestos fenólicos en el mismo. Además, es importante determinar la persistencia de los compuestos fenólicos de las hojas de *P. laevigata* después de tiempos más cortos que los analizados en el presente estudio, por ejemplo, después de 12 h, 24 h, y 36 h, para determinar si los flavonoides presentes en las hojas o sus productos de degradación son los responsables del efecto fitotóxico observado sobre la germinación de *Porophyllum ruderale* y de *Zea mays* subsp. *mexicana*.

## X. BIBLIOGRAFÍA

Al-Humaid, M. O. A. Warrag (1998). Allelopathic effects of mesquite (*Prosopis juliflora*) foliage on seed germination and seedling growth of bermudagrass (*Cynodon dactylon*). *Journal of Arid Environments*, 38: 237–243.

Aliotta, G., Mallik, A. U., Pollio, A. (2008). Historical examples of allelopathy and ethnobotany from the Mediterranean region. In *Allelopathy in Sustainable Agriculture and Forestry*. (Eds. Zeng, R. S., Mallik, A. U., Luo, S. M.) Springer, New York, pp. 11-24.

Almaraz, A. N., Ávila, R. J. A., Herrera, C. J., Naranjo, J. N., González, V. L. S., González, L. R. (1998). The feeding deterrent effect of a flavonol and a flavanone on the Mexican bean beetle (*Epilachnia varivestis mulsant*). *UBAMARI Revista Hispanoamericana de Ciencia y Tecnología*, 44: 33-42.

Almaraz-Abarca, N., González-Elizondo, M. S., Tena-Flores, J. A., Ávila-Reyes, J. A., Naranjo-Jiménez, N., Herrera-Corral, J. (2006a). Foliar flavonoids distinguish *Pinus leiophylla* and *Pinus chihuahuana* (Confierales: Pinaceae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 119: 426-436.

Almaraz-Abarca, N., Ávila-Reyes, J. A., Delgado-Alvarado, E. A., Naranjo-Jiménez, N., Herrera-Corral, J. (2006b). El metabolismo secundario de las plantas, un nuevo concepto. *Vidsupra*, 1: 39-49.

Armas, J. R., Camacho, C. C., Quiroz, J. R., Luna, A. C., Cevallos, N. R., Perfecto, D. R. (2018). Actividad antibacteriana y antioxidante del extracto etanólico de las hojas de *Prosopis pallida* (algarrobo). *Revista Cubana De Plantas Medicinales*, 22. Recuperado de <http://www.revplantasmedicinales.sld.cu/index.php/pla/article/view/662/295>

Ávalos-García, A., Pérez-Urria C, E. (2011). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología), Serie Fisiología Vegetal*, 2:119-145.

Ávila, L., Murillo, W., Durango, E., Torres, F., Quiñones, W. Echeverri, F. (2007). Efectos alelopáticos diferenciales de extractos de eucalipto. *Scientia et Technica*, 1: 203-204.

Ávila-Reyes, J. A., Almaraz-Abarca, N., Chaidez-Ayala, A. I., Ramirez-Noya, D., Delgado-Alvarado, E. A., Torres-Ricario, R., Naranjo-Jiménez, N., Alanís-Bañuelos, R. E. (2018). Foliar phenolic compounds of ten wild species of Verbenacea as antioxidants and specific chemomarkers. *Brazilian Journal of Biology*, 78: 98-107.

Blanco, Y. (2006). La utilización de la alelopatía y sus efectos en diferentes cultivos agrícolas. *Cultivos Tropicales*, 27: 5-17.

Bennett, R. N., Wallsgrove, R. M. (1994). Secondary metabolites in plant defense mechanisms. *New Phytologist*, 127: 617-633.

Campos, M. G., Markham, K. R. (2007). Structure information from HPLC and on-line measured absorption spectra. *Flavone, Flavonols and Phenolic Acids*. Coimbra University Press. Portugal.

Catarino, M.D., Alves-Silva, M.J., Pereira, R.O. and Cardoso, M.S., 2015. Antioxidant capacities of flavones and benefits in oxidative-stress related diseases. *Current Topics in Medicinal Chemistry*, 15: 105-119.

Cervantes, R. M. C. (2002). Plantas de importancia económica en las zonas áridas y semiáridas de México. *Temas Selectos de Geografía de México*. Universidad Nacional Autónoma de México.

Cesco, S., Mimmo, T., Tonon, G., Tomasi, N., Pinton, R., Terzano, R., Neumann, G., Weisskopf, L., Renella, G., Landi, L., Nannipieri, P. (2012). Plant-borne flavonoids released into the rhizosphere: impact on soil bio-activities related to plant nutrition. A review. *Biology and Fertility of Soils*, 48: 123-149.

Cobaleda-Velasco, M., Alanis-Bañuelos, R. E., Almaraz-Abarca, N., Rojas-López, M., González-Valdez, L. S., Ávila-Reyes, J. A., Rodrigo, S. (2017). Phenolic profiles and antioxidant properties of *Physalis angulata* L. as quality indicators. *Journal of Pharmacy & Pharmacognosy Research* 5: 114-128.

Dalton, B.R., Blum, U., Weed, S.B. (1983). Allelopathic substance in ecosystems: Effectiveness of sterile soil components in altering recovery of ferulic acid. *Journal of Chemical Ecology*, 9: 1185-1201.

Del Valle JC, Buide ML, Casimiro-Soriguer I, Whittall JB, Narbona E (2015) On flavonoid accumulation in different plant parts: variation patterns among individuals and populations in the shore campion (*Silene littorae*). *Frontiers in Plant Science*, 6: 939.

Damasceno, G. A., De Brito, Souto, A. L., da Silva, I. B., Roque, A. D. A., Ferrari, M., Giordani, R. B. (2018). *Prosopis juliflora*: Phytochemical, Toxicological, and Allelochemicals. In: *Co-Evolution of Secondary Metabolites* (Eds: J.-M. Mérillon; K. G. Ramawat). Springer Nature Switzerland, [https://doi.org/10.1007/978-3-319-76887-8\\_15-1](https://doi.org/10.1007/978-3-319-76887-8_15-1).

Einhellig F A. (1986). Mechanisms and mode of action of allelochemicals. In *The Science of Allelopathy*. Eds. A R Putnam and C STang. John Wiley and Sons, New York, pp.171-188.

Farooq, M., Basra, S. M. A., Ahmad, N., Hafeez, K. (2005). Thermal hardening: a new seed vigor enhancement tool in rice. *Journal of Integrative Plant Biology*, 47:187-193.

Fernández-Panchón, M. S., Villano, D., Troncoso, A. M., García-Parrilla, M. C. (2008). Antioxidant activity of phenolic compounds: From in vitro results to in vivo evidence. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 48: 649-671.

Gallego, J. A., Masa, C. V., Díaz, T. S., Lobón, N. C. (2008). Estudio de la persistencia de sustancias alelopáticas en suelos de ecosistemas mediterráneos. *Cuadernos de la Sociedad Española de Ciencias Forestales*, 25: 41-45.

García, A., Lasa, J. M: (1991). Test of seed vigor: Bibliographical review. *Boletín 14 de la Estación Experimental Aula Dei, Zaragoza España*.

Gelsomino, A., Araniti, F., Lupini, A., Princi, G., Petrovičová, B., Abenavoli, M. R. (2015). Phenolic acids in plant-soil interactions: a microcosm experiment. *Journal of Allelochemical Interactions*, 1: 25-38.

González, M. L., Caycedo, C., Velásquez, M. F., Flórez, V. (2007). Efecto de la aplicación del ácido giberélico sobre el crecimiento del coliflor (*Brassica oleraceae* L.) var. Botrytis DC. *Agronomía Colombiana*, 25: 54-61.

Gutiérrez-Velázquez, M. V., Almaraz-Abarca, N., Herrera-Arrieta, Y., Ávila-Reyes, J. A., González-Valdez, L. S., Torres-Ricario, R., Uribe-Soto, J. N., Monreal-García, H. M. (2018). Comparison of the phenolic contents and epigenetic and genetic variability of wild and cultivated watercress (*Rorippa nasturtium* var. *aquaticum* L.). *Electronic Journal of Biotechnology*, 34: 9-16.

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

Haig, T. (2008). Allelochemicals in plants. In *Allelopathy in sustainable agriculture and forestry*. Eds: Zeng, R, S., Mallik, A. U., Luo, S. M. Springer, New York, pp. 63-104.

Halvorson, J. J., Schmidt, M. A., Hagerman, A. E., Gonzalez, J. M., Liebig, M. A. (2016). Reduction of soluble nitrogen and mobilization of plant nutrients in soils from U.S Northern Great Plains agroecosystems by phenolic compounds. *Soil Biology & Biochemistry*, 94: 211-221.

Harzallah-Skhiri, F., Ben Jannet, H. (2005). Flavonoids diversification in organs of two *prosopis farcta* (banks & sol.) eig (*leguminosea, mimosoideae*) populations occurring in the northeast and the southeast of Tunisia. *Journal of Applied Sciences Research*, 1: 130-36.

Heap, I. (1997). The occurrence of herbicide-resistant weed worldwide. *Pesticide Science*, 51: 235-243.

Hernández, A. F., Calzada, R. T., Ávila, J. A., Herrera, G. G., Valdez, J. Z., Herrera, J. H. (2007). Características agroecológicas de la población de mezquite (*Prosopis* spp.) en la región de San Juan de Guadalupe, Durango, México. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 6: 211-217.

Jackson, R. B., Caldwell, M. M. (1993). Geostatistical patterns of soil heterogeneity around individual perennial plants. *Journal of Ecology*, 81: 683-692.

Jadhav, B. B., Gaynar, D. G. (1992). Allelopathic effects of *Acacia auriculiformis* A. Cunn. on germination of rice and cowpea. *Indian Journal of Plant Physiology*, 35: 86-86.

Julkunen-Tiitto R. (1985). Phenolic constituents in the leaves of northern willows: Methods for the analysis of certain phenolics. *Food Chemistry*, 33: 213-217.

Kim, D. O., Lee, C. Y. (2002). Extraction and isolation of polyphenolics. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 6: I1. 2.1-I1. 2.12.

Kruse, M., Strandberg, M., Strandberg, B. (2000). Ecological effects of allelopathic plants-a review. Technical Report 315. Ministry of Environment and Energy, National Environmental Research Institute. Denmark.

Kutchan, T. M. (2001). Ecological arsenal and developmental dispatcher. The paradigm of secondary metabolism. *Plant Physiology*, 125: 58-60.

Lara, D. M., Londoño, Á. A. S. (2008). El uso de taninos condensados como alternativa nutricional y sanitaria en rumiantes. *Revista de Medicina Veterinaria*, 16: 87-109.

Li, Z. H., Wang, Q., Ruan, X., Pan, C. D., Jiang, D. A. (2010). Phenolics and plant allelopathy. *Molecules*, 15: 8933-8952.

Lopez-Feldman, A. J. (2012). "Deforestación en México: Un análisis preliminar." Documento de trabajo 527. Centro de Investigación y Docencia Económicas A.C. (CIDE). México.

Lorenzo P, González L (2010) Alelopatía: una característica eco fisiológica que favorece la capacidad invasora de las especies vegetales. *Ecosistemas*, 19: 79–91.

Lue, B. M., Nielsen, N. S., Jacobsen, C., Hellgren, L., Guo, Z., Xu, X. (2010). Antioxidant properties of modified rutin esters by DPPH, reducing power, iron chelation and human low density lipoprotein assays. *Food Chemistry*, 123: 221-230.

Macías, F. A., Castellano, D., Molinillo, J. M. (2000). Search for a standard phytotoxic bioassay for allelochemicals. Selection of standard target species. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48: 2512-2521.

Maguire, J. D. (1962). Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Science*, 2: 176-177.

Mallik, A. U. (1997). Effect of phenolic compounds on selected soil properties. *Forest Ecology and Management*, 92: 11-18.

Mas, J. F., Velázquez, A., Couturier, S. (2009). La evaluación de los cambios de cobertura/uso del suelo en la República Mexicana. *Investigación Ambiental Ciencia y Política Pública*, 1: 23-39.

Masa, C. V., Gallego, J. A., Díaz, T. S., Lobón, N. C. (2008). Estudio sobre las posibles vías de incorporación de sustancias alelopáticas al suelo. *Cuadernos de la Sociedad Española de Ciencias Forestales*, 25: 425-430.

Medina-Medrano, J. R., Almaraz-Abarca, N., González-Elizondo, M. S., Uribe-Soto, J. N., González-Valdez, L. S., Herrera-Arrieta, Y. (2015). Phenolic constituents and antioxidant properties of five wild species of *Physalis* (Solanaceae). *Botanical Studies*, 56: 24.

Michela, J. F., Juárez, M., Fiorentino, D., Notario, A., Castresana, L. (2000). Distribución espacial y su variabilidad con respecto al tiempo de una población de *Micrapate wagneri* Lesne (Coleoptera: *Bostrichidae*) en un rodal de *Prosopis nigra*

(Gris) Hieron. Santiago del Estero, Argentina. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas, 26: 11-14.

Nurmi, K., V. Ossipov, E. Haukioja, K. Pihlaja. (1996). Variation of total phenolic content and low-molecular-weight phenolics in foliage of the mountain birch trees (*Betula pubescens* ssp. *tortuosa*). Journal of Chemical Ecology, 22: 2033–2050.

Oliveros-Bastida, A. D. J. (2008). El fenómeno alelopático. El concepto, las estrategias de estudio y su aplicación en la búsqueda de herbicidas naturales. Química Viva, 7: 2-34.

Oseni, K. (2017). A review on the status of the phenolic compounds and antioxidant capacity of the flour: Effects of cereal processing. International Journal of Food Properties, 20: S798-S809.

Palacios, R. A. (2006). Los mezquites mexicanos: biodiversidad y distribución geográfica. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica, 41: 99-121.

Peñarrieta, J. M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., Bravo, J. A. (2014). Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos. Revista Boliviana de Química, 31: 68-81.

Pérez-Alonso, N., Jiménez, E. (2011). Producción de metabolitos secundarios de plantas mediante el cultivo in vitro. Biotecnología Vegetal, 11: 195-211.

Pidello, A. (1998). Los compuestos fenólicos como efectores de intensidad y capacidad redox en el suelo. Ciencia del Suelo, 16: 11-15.

Reyes-Martínez, A., Almaraz-Abarca, N., Gallardo-Velázquez, T., González-Elizondo, M. S., Herrera-Arrieta, Y., Pajarito-Ravelero, A., Alanís-Bañuelos, R. E., Torres-Morán, M. I. (2014). Evaluation of foliar phenols of 25 Mexican varieties of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) as antioxidants and varietal markers. *Natural Product Research*, 28: 2158-2162.

Rodríguez-Pérez, L. (2006). Implicaciones fisiológicas de la osmorregulación en plantas. *Agronomía Colombiana*, 24: 28-37.

Rosete-Vergés, F. A., Pérez-Damián, J. L., Villalobos-Delgado, M., Navarro-Salas, E. N., Salinas-Chávez, E., Remond-Noa, R. (2014). El avance de la deforestación en México 1976-2007. *Madera y Bosques*, 20: 21-35.

Ryals, J., Ukness, S., Ward, E. (1994). Systemic acquired-resistance. *Plant Physiology*, 104: 1109-1112.

Rzedowski, J. (1988). Análisis de la distribución geográfica del complejo *Prosopis* (*Leguminosae*, *Mimosoideae*) en Norteamérica. *Acta Botánica Mexicana*, 3: 7-19.

Saidman, B. O., Bessega, C. F., Ferreyra, L., Julio, N., Vilardi, J. C. (2000). Estudios evolutivos y poblacionales en el género *Prosopis* utilizando marcadores bioquímicos y moleculares. *Multequina*, 9: 81-93.

Sampietro, D. A. (2002). Alelopatía: Concepto, características, metodología de estudio e importancia. Cátedra de Fitoquímica. Instituto de Estudios Vegetales "Dr. Antonio R. Sampietro" Facultad de Bioquímica, Química y Farmacia. Universidad Nacional de Tucumán Ayacucho. <http://fai.unne.edu.ar/biologia/plantas/alelopatia>. Consultado 10/10/2016.

Sandermann H. (2006). Plant biotechnology: ecological case studies on herbicide resistance. *Trends in Plant Science*, 11: 324-328.

Santos, J. C. F., Souza, I. F., Mendes, A. N. G., Morais, A. R., Conceicao, H. E. O., Marinho, J. T. S. (2001). Efeito de cascas de café e de arroz despostas nas camadas do solo sobre germinacao e o crescimento inicial don Caruru-de-Mancha. *Planta Daninha*, 19: 197-207.

Sauceda, E. N. R., Martínez, G. E. R., Ramírez, B., Torres, M., Ruiz, H. H. P. (2014). Análisis técnico del árbol del mezquite (*Prosopis laevigata* Humb. & Bonpl. ex Willd.) en México. *Ra Ximhai*, 10: 173-193.

Serrano, M. E. D., López, M. L., Espuñes, T. D. R. S. (2006). Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 37: 58-68.

SEMARNAT (Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales) (2002). NOM-021-SEMARNAT-2000, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. *Diario Oficial de la Federación*. 31 de diciembre de 2002. México, D.F., México. 85 p.

Shaw, L. J., Hooker, J. E. (2008). The fate and toxicity of the flavonoids naringenin and formononetin in soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 40: 528-536.

Shin, H.S., Satsu, H., Bae, M.J., Zhao, Z., Ogiwara, H., Totsuka, M. and Shimizu, M., 2015. Anti-inflammatory effect of chlorogenic acid on the IL-8 production in Caco-2 cells and the dextran sulphate sodium-induced colitis symptoms in C57BL/6 mice. *Food Chemistry*, 168: 167-175.

Siddhuraju, P., Maheshu, V., Loganayaki, N., Manian, S. (2008). Antioxidant activity and free radical scavenging capacity of dietary phenolic extracts from

processed indigenous legumes, *Macrotyloma uniflorum* (Lam.) Verdc. and *Dolichos lablab* L. Food, 2: 159-167.

Siddiqui, S., Bhardwaj, S., Khan, S. S., Meghvanshi, M. K. (2009). Allelopathic effect of different concentration of water extract of *Prosopis juliflora* leaf on seed germination and radicle length of wheat (*Triticum aestivum* Var-Lok-1). American-Eurasian Journal of Scientific Research, 4: 81-84.

Singsaas, E. L., Sharkey, T. D. (2000). The effects of high temperature on isoprene synthesis in oak leaves. Plant Cell and Environment, 23: 751-757.

Souto, J., Eilberg, B. A. (1972). Efecto de extractos de hojas de vinal (*Prosopis ruscifolia* Griseb.) sobre la germinación y el crecimiento de plántulas de varias especies cultivadas. Revista de Investigaciones Agropecuarias Ser 2 Biología y Producción Vegetal, 9: 19-27

Sosa, T., Valares, C., Alías, J. C., Lobón, N. C. (2010). Persistence of flavonoids in *Cistus ladanifer* soils. Plant and Soil, 337: 51-63.

Strack, D. (1997). Phenolic Metabolism. In: Plant biochemistry. Eds: Dey, P. M., Harborne J. B. Academic Press, pp.387-416.

Valenzuela-Núñez, L. M., Rivera-González, M., Trucios-Caciano, R., Ríos-Saucedo, J. C. (2012). Características ecológicas y dasométricas de dos comunidades con mezquite (*Prosopis laevigata* [Humb. et Bonpl. ex Willd] MC Johnston) en el estado de Durango. Tecnociencia, 7: 32-38.

Viveros-Valdez, E., Rivas-Morales, C., Carranza-Rosales, P., Mendoza, S., Schmeda-Hirschmann, G. (2008). Free radical scavengers from the Mexican herbal tea "Poleo" (*Hedeoma drummondii*). Zeitschrift für Naturforschung, 63: 341-346.

Warrag, M. O., Warrag, E. I. (2011). Phytotoxic impact of mesquite (*prosopis juliflora*) pericarps on seed germination and seedling growth of lettuce (*lactuca sativa*). University of Khartoum Journal of Agricultural Sciences (Sudan), 19: 100-113.

Weir, T. L., Vivanco, J. M. (2008). Allelopathy: full circle from phytotoxicity to mechanisms of resistance. In: Allelopathy in Sustainable Agriculture and Forestry. Eds: Zeng, R. S., Mallik, A. U., Luo, S. M. Springer. New York, pp. 105-117.

Wijesinghe, D. K., John, E. A., Hutchings, M. J. (2005). Does pattern of soil resource heterogeneity determine plant community structure? An experimental investigation. Journal of Ecology, 93: 99-112.

Wink, M. (2003). Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. Phytochemistry, 64: 3-19.

Zamorano, C. (2006). Alelopatía: un nuevo reto en la ciencia de las arvenses en el trópico. Agron, 14: 7-15.

Zang, Y., Zhang, L., Igarashi, K., Yu, C. (2015). The anti-obesity and antidiabetic effects of kaempferol glycosides from unripe soybean leaves in high-fat-diet mice. Food and Function, 6: 834-841.