

SEP

# POLIBOTÁNICA

ISSN 1405-2768



Enero 2023

Núm. 55

POLIBOTÁNICA



CONACYT



Núm. 55

Enero 2023

PÁG.	CONTENIDO
1	Análisis de trazos de la pteridoflora del estado de Hidalgo, México <i>Track analysis of the pteridoflora of Hidalgo, Mexico</i> Goyenechea Mayer-Goyenechea, I.   V.Y. Anaya Cisneros   J.M. Castillo-Cerón   G. Montiel-Canales
15	<i>Salvia divinorum</i> (Lamiaceae) un nuevo registro para Veracruz, México <i>Salvia divinorum (Lamiaceae) a new record for Veracruz, Mexico</i> Castillo-Campos, G.   J.G. García-Franco   M. Luisa Martínez   I. Fragoso-Martínez
25	Estructura y diversidad arbórea de un bosque de pino-encino en Huiztlatzala, Guerrero, México <i>Structure and tree diversity of a pine-oak forest in Huiztlatzala, Guerrero, Mexico</i> Rodríguez Pacheco, A.   M. I. Palacios Rangel   L. Mohedano Caballero   A. Villanueva Morales
41	Riqueza, estructura y diversidad florística en huertos familiares del sureste del estado de Morelos: una aproximación biocultural <i>Richness, structure and floristic diversity in homegardens of the southeast of Morelos state: a biocultural approach</i> Tegoma Coloreano, A.   J. Blancas   A. García Flores   L. Beltrán-Rodríguez
67	Efectos de jales mineros y materia orgánica en la supervivencia de <i>Arbustus xalapensis</i> Kunth propagado simbióticamente <i>Effect of mining tailings and organic matter on the survival of symbiotically propagated Arbutus xalapensis Kunth</i> Rodríguez González, F.   M. Rangel Villafranco   A.R. Velasco Reyes   J.M. Gómez Bernal   E.A. Ruiz Huerta
81	Concentración de kinetina y tipo de explante en la multiplicación <i>in vitro</i> de <i>Sequoia sempervirens</i> (D. Don). Endl. <i>Kinetin concentration and explant type in in vitro multiplication of Sequoia sempervirens (D. Don). Endl.</i> Castro Garibay, S.L.   A. Villegas Monter   I.J. Cruz Larios
95	Actividad antioxidante y citotóxica del aceite esencial de las hojas de laurel aromático ( <i>Litsea glaucescens</i> Kunth) <i>Antioxidant and cytotoxic activity of essential oil from aromatic bay leaves (Litsea glaucescens Kunth)</i> Tepixtle-Colohua, V.V.   M.R. González-Tepale   D. Guerra-Ramírez   B. Reyes-Trejo   H. Zuleta-Prada   A.M. Borja-de la Rosa   F. Reyes-Fuentes
109	Evaluación <i>in vitro</i> del efecto antibacteriano de los extractos de <i>Bidens pilosa</i> y <i>Eryngium foetidum</i> <i>In vitro evaluation of the antibacterial effect of extracts of Bidens pilosa y Eryngium foetidum</i> Chafila-Moina, A. L.   L. M. Silva-Deley
121	Desinfección de adulto pecan leaflets, and <i>in vitro</i> callogenesis induction <i>Desinfección de foliolos de nogal pecanero adulto, e inducción de calogénesis in vitro</i> Gándara-Ledezma, V.   L. Tinco-García   J.L. Rodríguez-de la O   L. Castro-Espinoza   S. Ruiz-Cruz   A. Márquez-Cervantes   M.A. Gutiérrez-Coronado
145	Estudios para la conservación y aprovechamiento de <i>Chrysactinia mexicana</i> , planta aromática y medicinal nativa de México <i>Studies for the conservation and use of Chrysactinia mexicana, an aromatic and medicinal plant native to Mexico</i> Magallán-Hernández, F.   J.A. Valencia-Hernández   R. Sánchez-Castillo
161	Usos del palo dulce <i>Eysenhardtia polystachya</i> (Ort.) Sarg., en cuatro municipios del estado de Morelos, México <i>Uses of kidneywood Eysenhardtia polystachya (Ort.) Sarg., in four municipalities of the state of Morelos, Mexico</i> Lorenzo-Barrera, N.A.   M. Andrade Rodríguez   O.G. Villegas Torres   E. Román Montes de Oca   H. Sotelo Nava   T. de J. Rodríguez Rojas   R. Suárez Rodríguez
179	Valor cultural de la flora medicinal de las etnias Mochó y Kakchikel del estado de Chiapas, México <i>Cultural significance of medicinal plants amongst Mochó and Kakchikel ethnic groups of the state of Chiapas, Mexico</i> Trigueros-Vázquez, I.Y.: O. Ruiz-Rosado; F. Gallardo-López; B.F. Solís-Guzmán; F. Morales-Trejo y G. López-Romero
197	Estudio de plantas medicinales en el municipio de Pachuca de Soto Hidalgo, México <i>Study of medicinal plants in the municipality of Pachuca of Soto Hidalgo, Mexico</i> Lara Reimers, E.A.   A.R. García Hernández   F. Cruz García   D. Urresti Duran   J.A. Gonzales Fuentes   J.A. Encina Domínguez   Y. Uribe Salazar
213	Plantas silvestres comestibles del estado de Aguascalientes, México, sus formas de consumo y comercialización <i>Edible wild plants of Aguascalientes, Mexico, their forms of consumption and commercialization</i> Sandoval-Ortega, M.H.   E.E. De Loera-Avila   V.M. Martínez-Calderón   S.G. Zumaya-Mendoza
231	Recursos forestales no maderables utilizados en elaboración de artesanías en la comunidad de Malinalco, Estado de México <i>Non-timber forest resources used in elaboration of handicrafts in the community of Malinalco, State of Mexico</i> White-Olascoaga, L.   C. Chávez-Mejía   D. García-Mondragón   M. Michua-Hernández
245	Respuesta en el sistema de defensa antioxidante de <i>Leersia hexandra</i> Sw. a la exposición de hidrocarburos del petróleo <i>Response in the antioxidant defense system of Leersia hexandra Sw. to the exposure of petroleum hydrocarbons</i> Oroció-Carrillo, J.A.   M.C. Rivera-Cruz   A. Juárez-Maldonado   C.C. Bautista-Muñoz   Y. González-García   K. Chávez-Alvarez

# POLIBOTÁNICA

Núm. 55

ISSN electrónico: 2395-9525

Enero 2023

## Portada

*Bidens pilosa* L. Asteraceae. "Acahual".  
Achenios de 5 a 18 mm de largo, los interiores lineares y más largos, los exteriores más o menos comprimidos dorso-ventralmente y más cortos, negruzcos a café, vilano con 3-2 aristas amarillas, de 1 a 3 mm de largo. Planta con múltiples propiedades terapéuticas, considerada en medicina popular como diurética y febrífuga, estomacal y antiulcerosa, para curar catarros con fiebre, faringitis y amigdalitis.



*Bidens pilosa* L. Asteraceae. "Acahual".  
Achenes 5 to 18 mm long, inner ones linear and longer, outer ones more or less dorso-ventrally compressed and shorter, blackish to brownish, pappus with 3-2 yellow awns, 1 to 3 mm long. Plant with multiple therapeutic properties, considered in folk medicine as diuretic and febrifuge, stomachic and anti-ulcerous, to cure colds with fever, pharyngitis, and tonsillitis.

por/by **Rafael Fernández Nava**



## INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

Director General: *Dr. Arturo Reyes Sandoval*

Secretario General: *Ing. Arq. Carlos Ruiz Cárdenas*

Secretario Académico: *Mtro. Mauricio Igor Jasso Zaranda*

Secretario de Innovación e Integración Social: *M. en C. Ricardo Monterrubio López*

Secretario de Investigación y Posgrado: *Dra. Laura Arreola Mendoza*

Secretario de Servicios Educativos: *Dra. Ana Lilia Coria Páez*

Secretario de Administración: *M. en C. Javier Tapia Santoyo*

Director de Educación Superior: *Dra. María Guadalupe Ramírez Sotelo*

## ESCUELA NACIONAL DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Maestra Decana en Funciones de Dirección:

*M. en C. Yadira Fonseca Sabater*

Subdirectora Académica:

*M. en C. Martha Patricia Cervantes Cervantes*

Jefe de la Sección de Estudios de Posgrado e Investigación:

*Dr. Gerardo Aparicio Ozores*

Subdirector de Servicios Educativos e Integración Social:

*Biól. Gonzalo Galindo Becerril*

---

**POLIBOTÁNICA**, Año 28, No. 55, enero-junio 2023, es una publicación semestral editada por el Instituto Politécnico Nacional, a través de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Unidad Profesional Lázaro Cárdenas, Prolongación de Carpio y Plan de Ayala s/n, Col. Santo Tomas C.P. 11340 Delegación Miguel Hidalgo México, D.F. Teléfono 57296000 ext. 62331. <http://www.herbario.encb.ipn.mx/>, Editor responsable: Rafael Fernández Nava. Reserva de Derechos al Uso Exclusivo del Título No. 04-2015-011309001300-203. ISSN impreso: 1405-2768, ISSN digital: 2395-9525, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Responsable de la última actualización de este número, Unidad de informática de la ENCB del IPN, Rafael Fernández Nava, Unidad Profesional Lázaro Cárdenas, Prolongación de Carpio y Plan de Ayala s/n, Col. Santo Tomas CP 11340 Delegación Miguel Hidalgo México, D.F.

Las opiniones expresadas por los autores no necesariamente reflejan la postura del editor de la publicación.

Queda estrictamente prohibida la reproducción total o parcial de los contenidos e imágenes de la publicación sin previa autorización del Instituto Politécnico Nacional.

REVISTA BOTÁNICA INTERNACIONAL DEL INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**EDITOR EN JEFE**

*Rafael Fernández Nava*

**EDITORA ASOCIADA**

*María de la Luz Arreguín Sánchez*

**COMITÉ EDITORIAL INTERNACIONAL**

*Christiane Anderson*  
University of Michigan  
Ann Arbor, Michigan, US

*Edith V. Gómez Sosa*  
Instituto de Botánica Darwinion  
Buenos Aires, Argentina

*Heike Vibrans*  
Colegio de Postgraduados  
Estado de México, México

*Jorge Llorente Bousquets*  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Ciudad de México, México

*Graciela Calderón de Rzedowski*  
Instituto de Ecología del Bajío  
Pátzcuaro, Mich., México

*Delia Fernández González*  
Universidad de León  
León, España

*Theodore S. Cochrane*  
University of Wisconsin  
Madison, Wisconsin, US

*Jerzy Rzedowski Rotter*  
Instituto de Ecología del Bajío  
Pátzcuaro, Mich., México

*Hugo Cota Sánchez*  
University of Saskatchewan  
Saskatoon, Saskatchewan, Canada

*Luis Gerardo Zepeda Vallejo*  
Instituto Politécnico Nacional  
Ciudad de México, México

*Fernando Chiang Cabrera*  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Ciudad de México, México

*Claude Sastre*  
Muséum National d'Histoire Naturelle  
Paris, Francia

*Thomas F. Daniel*  
California Academy of Sciences  
San Francisco, California, US

*Mauricio Velayos Rodríguez*  
Real Jardín Botánico  
Madrid, España

*Francisco de Asis Dos Santos*  
Universidad Estadual de Feira de Santana  
Feira de Santana, Brasil

*Noemí Waksman de Torres*  
Universidad Autónoma de Nuevo León  
Monterrey, NL, México

*Carlos Fabián Vargas Mendoza*  
Instituto Politécnico Nacional  
Ciudad de México, México

*Julieta Carranza Velázquez*  
Universidad de Costa Rica  
San Pedro, Costa Rica

*José Luis Godínez Ortega*  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Ciudad de México, México

*Tom Wendt*  
University of Texas  
Austin, Texas, US

*José Manuel Rico Ordaz*  
Universidad de Oviedo  
Oviedo, España

**DISEÑO Y FORMACIÓN ELECTRÓNICA**

*Luz Elena Tejeda Hernández*

**OPEN JOURNAL SYSTEM Y TECNOLOGÍAS DE LA INFORMACIÓN**

*Pedro Aráoz Palomino*

Toda correspondencia relacionada con la revista deberá ser dirigida a:

**Dr. Rafael Fernández Nava**

Editor en Jefe de

## POLIBOTÁNICA

Departamento de Botánica

Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional

Apdo. Postal 17-564, CP 11410, Ciudad de México

Correo electrónico:

*polibotanica@gmail.com*

*rfernan@ipn.mx*

Dirección Web

*http://www.polibotanica.mx*

POLIBOTÁNICA es una revista indexada en:

CONACYT, índice de Revistas Mexicanas de Investigación Científica y Tecnológica del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología.

SciELO - Scientific Electronic Library Online.

Google Académico - Google Scholar.

DOAJ, Directorio de Revistas de Acceso Público.

Dialnet portal de difusión de la producción científica hispana.

REDIB Red Iberoamericana de Innovación y Conocimiento Científico.

LATINDEX, Sistema regional de información en línea para revistas científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal.

PERIODICA, Índice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias.



**RESPUESTA EN EL SISTEMA DE  
DEFENSA ANTIOXIDANTE DE  
*Leersia hexandra* Sw. A LA  
EXPOSICIÓN DE HIDROCARBUROS  
DEL PETRÓLEO**

**RESPONSE IN THE ANTIOXIDANT  
DEFENSE SYSTEM OF *Leersia*  
*hexandra* Sw. TO THE EXPOSURE  
OF PETROLEUM HYDROCARBONS**

**Orocio-Carrillo, J.A.; M.C. Rivera-Cruz, A. Juárez-Maldonado, C.C. Bautista-Muñoz, Y. González-García y K. Chávez-Álvarez**

RESPUESTA EN EL SISTEMA DE DEFENSA ANTIOXIDANTE DE *Leersia hexandra* Sw. A LA EXPOSICIÓN DE HIDROCARBUROS DEL PETRÓLEO

RESPONSE IN THE ANTIOXIDANT DEFENSE SYSTEM OF *Leersia hexandra* Sw. TO THE EXPOSURE OF PETROLEUM HYDROCARBONS



## Respuesta en el sistema de defensa antioxidante de *Leersia hexandra* Sw. a la exposición de hidrocarburos del petróleo

### Response in the antioxidant defense system of *Leersia hexandra* Sw. to the exposure of petroleum hydrocarbons

Orocio-Carrillo, J.A.;  
M.C. Rivera-Cruz,  
A. Juárez-Maldonado,  
C.C. Bautista-Muñoz,  
Y. González-García  
y K. Chávez-Álvarez

RESPUESTA EN EL  
SISTEMA DE DEFENSA  
ANTIOXIDANTE DE *Leersia*  
*hexandra* Sw. A LA  
EXPOSICIÓN DE  
HIDROCARBUROS DEL  
PETRÓLEO.

RESPONSE IN THE  
ANTIOXIDANT DEFENSE  
SYSTEM OF *Leersia hexandra*  
Sw. TO THE EXPOSURE OF  
PETROLEUM  
HYDROCARBONS

  
Instituto Politécnico Nacional

Núm. 55: 245-262. Enero 2023

DOI:  
10.18387/polibotanica.55.16

J.A. Orocio-Carrillo / [orocio.alberto@colpos.mx](mailto:orocio.alberto@colpos.mx)

M.C. Rivera-Cruz

Colegio de Postgraduados Campus Tabasco.

Programa de Doctorado en Ciencias Agrícolas en el Trópico

Periférico Carlos A. Molina, Km 3.5. H. Cárdenas, Tabasco, México. CP 86500.

A. Juárez-Maldonado

Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Departamento de Botánica. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, CP 25315 Saltillo, Coahuila, México.

C.C. Bautista-Muñoz

Colegio de Postgraduados Campus Tabasco.

Laboratorio de biotecnología

Periférico Carlos A. Molina, Km 3.5. H. Cárdenas, Tabasco, México. CP 86500.

Y. González-García

Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Departamento de Botánica. Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, CP 25315 Saltillo, Coahuila, México.

K. Chávez-Álvarez

Colegio de Postgraduados Campus Tabasco.

Programa de Doctorado en Ciencias Agrícolas en el Trópico

Periférico Carlos A. Molina, Km 3.5. H. Cárdenas, Tabasco, México. CP 86500.

**RESUMEN:** El presente estudio se realizó para conocer el impacto de la toxicidad del hidrocarburo del petróleo en el crecimiento, producción de biomasa fresca, pigmentos fotosintéticos y respuesta antioxidante en *Leersia hexandra* al día 180. Se realizó un diseño experimental completamente al azar en condiciones semicontroladas en microtúnel, con cuatro tratamientos y cuatro replicas por tratamiento. Las concentraciones fueron: 0 (control), 30, 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> de hidrocarburos totales del petróleo (HTP). Los resultados mostraron que las concentraciones de HTP en el suelo afectaron significativamente el crecimiento al reducir la altura ( $r = -0.940^{**}$ ), longitud de raíz primaria ( $r = -0.961^{**}$ ) y producción de materia fresca aérea ( $r = -0.901^{**}$ ), sin embargo, indujeron un aumento significativo en el número de retoños en el macollo ( $r = 0.970^{**}$ ), número de raíces primarias ( $r = 0.995^{**}$ ), producción de materia fresca radical ( $r = 0.882^{**}$ ), contenido de pigmentos fotosintéticos y proteína total (PrT) ( $r = 0.716^{**}$ ). Cuando *L. hexandra* se ve expuesta a dosis altas de HTP (60 y 90 g kg<sup>-1</sup>) no muestra evidencia de estrés oxidativo debido a que el contenido de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> en estas concentraciones fueron estadísticamente igual al control, esto pudiera estar relacionado a la relación positiva que tiene con los fenoles totales ( $r = 0.525^*$ ) por consecuencia de la contaminación del suelo por petróleo.

**Palabras clave:** petróleo, pasto, especies reactivas de oxígeno, crecimiento, pigmentos fotosintéticos.

**ABSTRACT:** This study was conducted to assess the impact of petroleum hydrocarbon toxicity on growth, fresh biomass production, photosynthetic pigments



and antioxidant response in *Leersia hexandra* after 180 days. A completely randomized experimental design was performed under semi-controlled conditions in a micro-tunnel, with four treatments and four replicates per treatment. The concentrations were: 0 (control), 30, 60 and 90 g kg<sup>-1</sup> of total petroleum hydrocarbons (TPH). The results showed that TPH concentrations in the soil affected growth by reducing height ( $r = -0.940^{**}$ ), primary root length ( $r = -0.961^{**}$ ) and aerial fresh matter production ( $r = -0.901^{**}$ ), however, they induced an increase in the number of shoots in the tiller ( $r = 0.970^{**}$ ), number of primary roots ( $r = 0.995^{**}$ ), production of fresh root matter ( $r = 0.882^{**}$ ), content of photosynthetic pigments and total proteins (TPr) ( $r = 0.716^{**}$ ). When *L. hexandra* is exposed to high doses of HTP (60 and 90 g kg<sup>-1</sup>) it does not show evidence of oxidative stress because the H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> content in these concentrations were statistically equal to the control, this could be related to the relationship positive that it has with total phenols ( $r = 0.525^*$ ) because of soil contamination by oil.

**Key words:** petroleum, grass, reactive oxygen species, growth, photo-synthetic pigments.

## INTRODUCCIÓN

El petróleo es actualmente la principal fuente de energía del mundo y se espera que su demanda aumente en los próximos años (Janzen & Teresinha, 2018). El petróleo consiste en diversas proporciones de carbono e hidrógeno. Sin embargo, también contiene nitrógeno, azufre y oxígeno en cierta cantidad (Chandra *et al.*, 2013; Varjani, 2017). El petróleo es esencial para las actividades humanas tales como fuente de alimentación, calefacción y vehículos. Sin embargo, su intensa explotación conlleva un incremento en el número de accidentes ambientales, como derrames y fugas que ocurren durante la exploración, producción, transporte y almacenamiento de combustible, liberándose al medio ambiente (Aislable *et al.*, 2006; Janzen & Teresinha, 2018) y provoca la contaminación del agua y suelo la cual afecta directamente a la flora y la fauna. En México, de 2018 a 2021 Petróleos Mexicanos registra 176 emergencias ambientales, de las cuales 156 fueron provocadas por derrames derivados de hidrocarburos y 20 por fugas de gas, donde Tabasco y Veracruz concentran el 63% de los desastres (Ramírez, 2022). En el suelo, el petróleo forma una capa hidrofóbica, e induce la fragmentación de los agregados; de igual forma, causan la inhibición de la germinación, el brote de meristemas, así como la disminución de la elongación radicular y la fotosíntesis en las plantas (Díaz-Martínez *et al.*, 2013; Eze *et al.*, 2020; Petenello & Feldman, 2012), estos efectos en las plantas podrían deberse a la alteración en la producción de ERO ocasionada por la contaminación por petróleo lo cual induce estrés oxidativo en las células vegetales (Hasanuzzaman *et al.*, 2020; Nardeli *et al.*, 2016). Las ERO son formas reducidas de oxígeno atmosférico y se producen en el metabolismo normal celular de las plantas (Mittler, 2017; Sarma *et al.*, 2012). Cuando el nivel de ERO es moderado funcionan como moléculas de señalización (Singh *et al.*, 2019) involucradas en el control del crecimiento y desarrollo de las plantas expuestas al estrés biótico y abiótico, lo que permite la adaptación y aclimatación de las plantas a su ambiente y la muerte celular programada (del Río, 2015; Mhamdi & van Breusegem, 2018). Sin embargo, varios estreses ambientales entre ellos la contaminación conducen a un exceso de ERO afectando una gran variedad de funciones celulares, fisiológicas y bioquímicas de las plantas hasta que se produce la muerte celular (Huang *et al.*, 2019; Zainab *et al.*, 2021). Las ERO se eliminan mediante la actividad de antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos las cuales trabajan en conjunto para prevenir o minimizar el daño oxidativo causado por las ERO en las células vegetales (del Río, 2015; Huang *et al.*, 2019; Xie *et al.*, 2019).

*Leersia hexandra* es un pasto forrajero con un alto contenido de proteína cruda y bajo contenido de fibra, la cual es altamente consumida por los bovinos. Esta especie habita lugares húmedos de regiones tropicales y subtropicales, frecuentemente cubiertos de agua (CABI, 2019; Vegetti, 2002). Este pasto desplaza otras especies vegetales establecidas en humedales en el estado de Tabasco, México, contaminados con hidrocarburos del petróleo intemperizado (Rivera-Cruz, 2011). Estudios han informado sobre el potencial de *L. hexandra* para adaptarse a suelos contaminados con hidrocarburos del petróleo (Arias-Trinidad *et al.*, 2017; Orocio-Carrillo *et*

*al.*, 2019; Rivera-Cruz *et al.*, 2016), sin embargo, se desconoce su respuesta en los compuestos antioxidantes que la hacen capaz de controlar eficazmente el nivel celular de ERO ocasionado por la presencia del petróleo. Por lo tanto, el presente estudio se desarrolló con el objetivo de determinar la respuesta en crecimiento, producción de materia fresca aérea y radical, concentración de pigmentos fotosintéticos y compuestos antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos de *Leersia hexandra* expuesta a diferentes dosis de petróleo.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Colecta de suelo y cultivo de plántulas

Se estableció un bioensayo durante 180 días bajo condiciones semicontroladas en microtúnel. La colecta de suelo caracterizado como tipo Gleysol a partir del horizonte superficial (0-30 cm) se realizó en el Ejido Blasillo 2da Sección, Huimanguillo, Tabasco. El suelo se secó bajo sombra, se molió y se tamizó con malla de 0.5 cm de abertura. Las propiedades del suelo no contaminado fueron: pH moderadamente ácido (5.5), conductividad eléctrica de 943  $\mu\text{s}/\text{cm}$  y contenido muy alto de materia orgánica (20.7 %) (Walkley & Black, 1934).

Los rizomas del pasto *Leersia hexandra* se colectaron en un sitio contaminado por derrames crónicos de petróleo desde hace 50 años (Rodríguez-Rodríguez *et al.*, 2016) en el Ejido José Narciso Roviroso, a dos kilómetros al suroeste del Complejo Procesador de Gas la Venta, Huimanguillo, Tabasco. El suelo donde se encuentra el pasto es caracterizado como Gleysol (Rivera-Cruz *et al.*, 2016). Se seleccionaron vástagos con yemas maduras, posteriormente se colectaron en charolas para su traslado al microtúnel. De los tallos maduros se cortaron estolones de 5 cm de longitud con raíces, los estolones se sembraron en charolas de plástico con capacidad de 200 plántulas, con suelo Gleysol tamizado en malla 10 (2 mm de diámetro). A los 30 días después de la siembra (dds) crecieron plantas de  $19.5 \pm 2.3$  cm de altura, las cuales se usaron en el bioensayo experimental.

### Tratamientos y diseño experimental

El experimento se llevó a cabo con un diseño experimental completamente al azar con cuatro tratamientos y cuatro replicas. Los tratamientos consistieron en la aplicación de hidrocarburos del petróleo al suelo en las siguientes concentraciones HTP: 0 (control), 30, 60 y 90  $\text{g kg}^{-1}$ . El hidrocarburo fue un petróleo crudo mediano (10.8° API), gravedad específica de 0.84  $\text{g cm}^{-3}$ , 56.4, 23.7 y 14 % de fracción alifático, aromática y polares + resinas y asfaltenos, respectivamente. Este se obtuvo del campo petrolero “Cinco Presidentes” La Venta, Tabasco, México (18° 12' 11.8" N y 94° 08' 37.8" O) (Orocio-Carrillo *et al.*, 2019). La unidad experimental consistió en un contenedor de plástico (22 X 19 cm, diámetro y altura) con 2 kg de suelo seco. Los sustratos para los ensayos se prepararon a partir de suelo control, el cual en una charola de aluminio con una espátula se mezcló con petróleo disuelto en 15 mL de diclorometano (99.5 % de pureza marca EMD™) para homogeneizar el suelo. La mezcla se colocó en contenedores de plásticos. En cada unidad experimental de cada tratamiento se trasplantó una planta de *L. hexandra*. El bioensayo se mantuvo durante 180 días a una temperatura promedio de  $34 \pm 6$  °C y humedad a capacidad de campo (32 %) por gravimetría.

### Variables de crecimiento y producción

Para determinar el efecto de los tratamientos sobre el crecimiento del pasto a los 180 dds, se midió la altura de la planta, número de rebrotes en el macollo (NRM), longitud de raíz primaria (LRP) y número de raíces primarias (NRP). Para medir el efecto sobre la producción se evaluó la materia fresca aérea (MFA) y materia fresca radical (MFR). La altura de la planta se midió con una regla graduada desde la base del tallo hasta el ápice de la hoja central de la planta. El NRM se realizó contando directamente la cantidad de plantas que emergen del macollo de la planta principal. La LRP se midió con una regla graduada en mm desde la base de la raíz hasta la punta del tercio terminal. La MFA se realizó midiendo el peso de tallos y hojas de los

rebrotos y planta principal con la ayuda de una balanza semianalítica (Ohaus, modelo Scout Pro SP202) y la MFR se realizó con similar proceso de MFA.

#### **Análisis bioquímicos**

Para los análisis bioquímicos las muestras de hojas se tomaron a los 180 dds, se recogieron cuatro muestras por tratamiento. Se tomó tejido foliar de los rebrotos en el macollo de la plántula las cuales se enjuagaron con agua destilada, posteriormente se secaron al aire. Las muestras se almacenaron a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  en un congelador. Se liofilizaron en un liofilizador (Yamato Scientific Co. Ltd., Modelo D401, Santa Clara, CA, EE. UU) a  $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$  durante 120 h, se molieron con un mortero de porcelana hasta obtener un polvo fino y se almacenaron hasta su posterior análisis.

#### **Determinación de pigmentos fotosintéticos**

El contenido de pigmentos fotosintéticos (clorofila *a*, clorofila *b* y clorofila total) ( $\text{mg } 100\text{ g}^{-1}$  de peso seco (PS)) se determinaron siguiendo el método de Nagata & Yamashita (1992). Para esto se mezcló 0.1 g de tejido vegetal fresca liofilizada con 20 mL de solución hexano: acetona (3:2, v: v). Se centrifugó la suspensión (12500 rpm) durante 10 min a  $4\text{ }^{\circ}\text{C}$  y se tomó una alícuota del sobrenadante para la lectura en un espectrofotómetro UV-Vis (Espectrofotómetro UNICO Modelo UV2150, Dayton, NJ, EE. UU) a valores de absorbancia de 453, 505, 645 y 663 nm. La clorofila total es la suma de Chl *a* y Chl *b*.

#### **Determinación de compuestos antioxidantes no enzimáticos**

Los compuestos antioxidantes no enzimáticos se determinaron según técnicas estándar. El contenido de  $\beta$ -caroteno ( $\text{mg } 100\text{ g}^{-1}$  PS) se determinó según el método de Nagata & Yamashita (1992). Se tomó la lectura a una absorbancia a 453, 505, 645 y 663 nm.

La vitamina C (VC) ( $\text{mg } \text{g}^{-1}$  PS) se determinó por el método colorimétrico como lo describe Hung & Yeng (2002), usando 2,6 diclorofenol, 1 g de tejido liofilizado y 1 mL de ácido metafosfórico al 1%.

Los fenoles totales (FT) ( $\text{mg } \text{g}^{-1}$  PS) se determinaron con el reactivo Folin-Ciocalteu, como se describe en Cumplido-Nájera *et al.* (2019). La muestra (0.2 g) se extrajo con 1 mL de una solución agua: acetona (1:1). La mezcla se agitó en vortex durante 30 s. En un tubo de ensayo, se agregaron 50  $\mu\text{L}$  del sobrenadante, 200  $\mu\text{L}$  del reactivo Folin-Ciocalteu, 500  $\mu\text{L}$  de carbonato de sodio al 20% ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) y 5 mL de agua destilada fría, y luego se sometió a vortex durante 30 s. Las muestras se colocaron a baño maría a  $45\text{ }^{\circ}\text{C}$  durante 30 min. Finalmente, la lectura se tomó a una absorbancia de 750 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (Espectrofotómetro UNICO Modelo UV2150, Dayton, NJ, EE. UU.) usando celda de cuarzo.

Los flavonoides (FV) ( $\text{mg } 100\text{ g}^{-1}$  PS) se evaluaron por el método descrito por Arvouet-Grand *et al.* (1994). Para la extracción, se pesó 100 mg de tejido liofilizado en un tubo de ensayo, a esta se añadió 10 mL de metanol grado reactivo y se agitó durante 30 s, hasta homogeneizar la mezcla. La mezcla se filtró en papel Whatman No. 1. Para la cuantificación se añadieron al tubo de ensayo 2 mL del extracto y 2 mL de solución metanólica de tricloruro de aluminio ( $\text{AlCl}_3$ ) al 2%, se dejó reposar durante 20 min en oscuridad y se tomó la lectura a una longitud de onda de 415 nm en espectrofotómetro UV-Vis (Espectrofotómetro UNICO Modelo UV2150, Dayton, NJ, EUA) usando una celda de cuarzo.

#### **Determinación del contenido de proteína total y enzimas antioxidantes**

La cuantificación de los flavonoides (FV) ( $\text{mg } \text{g}^{-1}$  PS) se realizó mediante la técnica colorimétrica de Bradford (1976). En una microplaca, se colocó en cada pocillo 5  $\mu\text{L}$  del extracto enzimático y 250  $\mu\text{L}$  de reactivo Bradford, seguidamente la mezcla se incubó durante 10 min a temperatura ambiente ( $26\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) y luego se leyeron en el lector de microplacas (Allsheng, modelo AMR-100, Hangzhou, China) a una longitud de onda de 630 nm.

Para determinar enzimas antioxidantes se pesaron por separado 200 mg de hoja liofilizadas y se agregó 20 mg de polivinilpirrolidona. Posteriormente se agregó 1.5 mL de tampón fosfato al 0.1 M con un pH de 7-7.2 y la mezcla se centrifugó a 12500 rpm durante 10 min a 4 °C. El sobrenadante se filtró en filtros de membrana PTFE de 0.45 µm de poro. La actividad de la catalasa (CAT) (EC 1.11.1.6) (U g<sup>-1</sup> PrT) se cuantificó por el método espectrofotométrico de Dhindsa *et al.* (1981). La actividad enzimática de fenilalanina amoniaco liasa (PAL) (EC 4.3.1.5) (U g<sup>-1</sup> PrT) se determinó de acuerdo con Sykłowska-Baranek *et al.* (2015).

#### **Determinación del contenido de peróxido de hidrógeno**

Las concentraciones de peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) (µmol g<sup>-1</sup> PS) se llevó a cabo de acuerdo con la metodología de Velikova *et al.* (2000) con ligeras modificaciones. Se pesó 25 mg de tejido vegetal liofilizado y se colocaron en un tubo Eppendorf, luego se añadió 1 mL de ácido tricloroacético al 0.1 % frío. La mezcla se sometió a centrifugación a 12000 x g durante 15 min y se tomó 0.5 mL del sobrenadante. Se añadió 0.5 mL de tampón fosfato de potasio 10 mM (pH 7.0) y 1 mL de yoduro de potasio 1M, y se realizó la lectura a una absorbancia de 390 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (Espectrofotómetro UNICO Modelo UV2150, Dayton, NJ, EE. UU.).

#### **Análisis estadísticos**

A todos los resultados obtenidos se les realizó un análisis de varianza (ANAVA), prueba de comparación múltiples de medias por el método Tukey ( $p \leq 0.05$ ) y correlación bivariada de Pearson usando el software estadístico SAS v.9.1 (SAS, 2005).

## **RESULTADOS**

#### **Crecimiento y producción de *L. hexandra***

La aplicación de las concentraciones de hidrocarburos del petróleo en el suelo mostró efectos estadísticamente significativos sobre el crecimiento y producción de *L. hexandra* (Tabla 1). La altura disminuyó por la adición de HTP. Las aplicaciones de 30, 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP redujeron la altura en un 19.8, 24.4 y 61.5 %, respectivamente. De la misma forma en la LRP la tendencia decreciente se observa en los mismos tratamientos con la reducción del 16.7, 29.6 y 34.5 %. En NRM la aplicación de HTP indujo un efecto positivo. Se observó un aumento del 92.6, 163 y 300 % cuando se aplicaron 30, 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP respectivamente. NRP fue estimulado por la adición de las concentraciones de HTP, el mayor incremento se observó con 90 g kg<sup>-1</sup> HTP (345.3 %), mientras que los tratamientos con 30 y 60 solo estimuló el NRP en un 96.9 y 264.8 % (Tabla I). La producción de MFA disminuyó por efecto de HTP. Las aplicaciones de 30, 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP redujeron la MFA en un 20.4, 33 y 44.3 %, respectivamente. Sin embargo, la MFR se estimuló por efecto del petróleo. La MFR aumentó un 193.9 % cuando se expone al tratamiento con 90 g kg<sup>-1</sup> HTP, además de incrementos de 126.4 y 172.7 % a exposición de 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP (Tabla 1).

El efecto del petróleo en la estimulación de NRM, MFR y NRP ( $r = 0.970^{**}$ ,  $0.882^{**}$ ,  $0.995^{**}$ ) (Tabla 3) fue evidente respecto al suelo sin petróleo; NRM aumenta un 185 %, la producción de MFR un 164.4 % y un 235.9 % en NRP. Sin embargo, disminuye un 35.2, 32.6 y 26.8 % la altura, MFA y la LRP ( $-0.940^{**}$ ,  $-0.901^{**}$ ,  $-0.961^{**}$ ) (Tabla 3) respectivamente.

**Tabla 1.** Efecto de hidrocarburos del petróleo en suelo sobre la altura, número de retoños en el macollo (NRM), materia fresca aérea (MFA), materia fresca radical (MFR), longitud de raíz primaria (LRP) y número de raíz primaria (NRP) de *L. hexandra* después de 180 días de exposición.

HTP (g kg <sup>-1</sup> )	Altura (cm)	NRM	MFA (g)	MFR (g)	LRP (cm)	NRP
0	437.3±10.2a	27± 2.4d	148.3± 2.7a	27.3 ±1.1c	38.8 ± 1.2a	128±6.2d
30	350.9± 6.5b	52± 5.1c	118 ±10.5b	61.8 ±4.4b	32.4 ± 0.6b	252±13.5c
60	330.4±16.3b	71±12.1b	99.4 ±18.4bc	74.5 ±3.4 ab	27.3 ± 0.8c	442± 9.8b
90	168.5±28.6c	108±4.2a	82.6 ±13.9c	80.3 ±15.4a	25.4±1.2c	570±15.5a
<b>HTP</b>						
Sin	437.3a	27b	148.3a	27.3b	38.8a	128b
Con	283.3b	77a	100b	72.2a	28.4b	430a
CV (%)	5.4	10.9	11.4	13.5	3.2	6.9

HTP: Hidrocarburos totales del petróleo. Media ± Error estándar (n=4). Dentro de columna letras diferentes indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, ≤ 0.05).

#### Pigmentos fotosintéticos

Los resultados de contenido de pigmentos fotosintéticos en *L. hexandra* expuesta a hidrocarburos del petróleo presentaron variaciones significativas entre tratamientos (Tabla 2). La clorofila *a* aumentó 61.3 y 52.3% cuando se expone en suelos contaminados con 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP respectivamente, además de un 43.5 % cuando se expone a 90 g kg<sup>-1</sup> HTP, aunque este incremento estadísticamente no se diferenció del control. La clorofila *b* aumentó un 57.5 y 47.9 % con la exposición a 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP, en dosis de 90 g kg<sup>-1</sup> HTP la respuesta fue estadísticamente igual al control. En cuanto a clorofila total una tendencia creciente se observa en los mismos tratamientos que clorofila *a* y *b*, el tratamiento con 30 g kg<sup>-1</sup> HTP indujo un aumento del 60.1 %, mientras que la concentración con 60 g kg<sup>-1</sup> HTP mostró un aumento del 51 %, con respecto a 90 g kg<sup>-1</sup> HTP la respuesta no fue estadísticamente diferente al control. Con relación al contenido de β-caroteno aumentó por efecto del petróleo (r = 0.843\*\*) (Tabla 3) un 77.8 y 107.8 % en suelos con 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP, respectivamente, además de un 47.8 % con la aplicación de 30 g kg<sup>-1</sup> HTP (Tabla 2). Los pigmentos fotosintéticos fueron afectados positivamente por el suelo con petróleo fresco; con un aumento del 52.3, 47.9, 51 y 77.8 % en clorofila *a*, clorofila *b*, clorofila total y β-caroteno respectivamente.

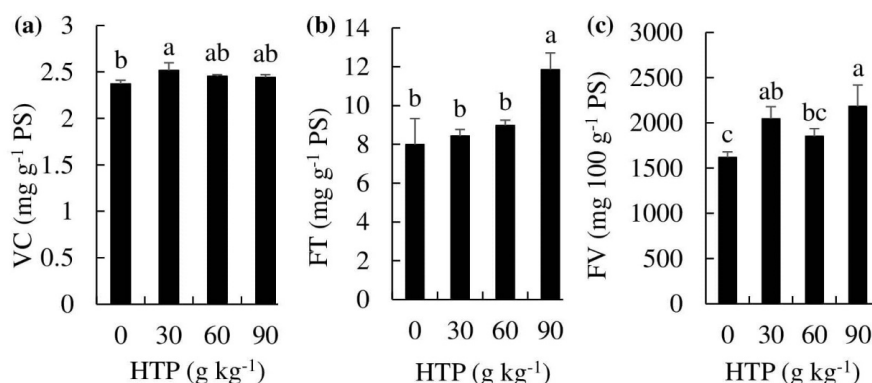
**Tabla 2.** Efecto de hidrocarburos del petróleo en suelo sobre los pigmentos fotosintéticos de *L. hexandra* después de 180 días de exposición.

HTP (g kg <sup>-1</sup> )	Pigmentos fotosintéticos (mg 100 g <sup>-1</sup> PS)			
	Clorofila <i>a</i>	Clorofila <i>b</i>	Clorofila total	β-caroteno
0	13.3 ± 1.04b	5.7 ± 0.7b	19.0 ± 1.8b	12.44 ± 1.3b
30	21.5 ± 4a	9 ± 1.5a	30.5 ± 5.5a	18.39 ± 5.3ab
60	20.3 ± 2.8a	8.4 ± 1.1a	28.7 ± 3.9a	22.12 ± 1.5a
90	19.1 ± 2.8ab	7.9 ± 1.2ab	27 ± 4ab	25.8 ± 4.3a
<b>HTP</b>				
Sin	13.3b	5.7b	19.0b	12.4b
Con	20.3a	8.4a	28.7a	22.1a
CV (%)	15.5	15.2	15.3	18.1

HTP: hidrocarburos totales del petróleo. Medias ± Error estándar (n=4). Dentro de columna letras diferentes indican que los valores son estadísticamente diferentes (Tukey, ≤ 0.05).

### Efecto de los hidrocarburos de petróleo sobre los compuestos antioxidantes no enzimáticos

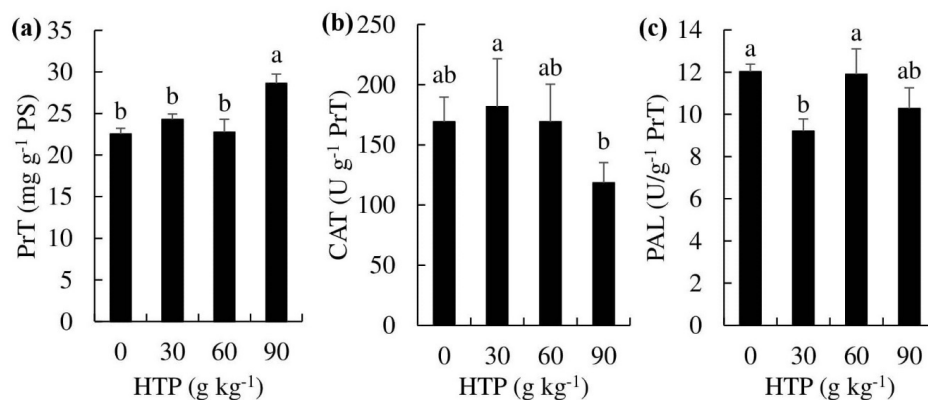
El contenido de vitamina C en las hojas aumento en un 6.1% con la dosis más baja de HTP (30 g kg<sup>-1</sup>) respecto al suelo sin HTP, en concentraciones de 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP la respuesta fue estadísticamente similar al control (Fig. 1a). En cuanto a los fenoles totales se incrementó por la aplicación de la dosis más alta de HTP ( $r=0.812^{**}$ ) (Tabla 3). Hubo una estimulación del 48.5% con el tratamiento más alto (90 g kg<sup>-1</sup> HTP), mientras que las concentraciones de 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP fueron estadísticamente igual al control (Fig. 1b). Los flavonoides en hojas se incrementaron significativamente por efecto de las concentraciones de los HTP ( $r=0.678^{**}$ ) (Tabla 3). Se indujo un aumento de 34.9% tras la exposición a 90 g kg<sup>-1</sup> HTP con respecto al control, asimismo, de un incremento del 26.4% en 30 g kg<sup>-1</sup> HTP (Fig. 1c), el tratamiento con 60 g kg<sup>-1</sup> HTP no se diferenció significativamente del control.



**Fig. 1.** Compuestos antioxidantes no enzimáticos de VC (a). FT (b) y FV (c) de *L. hexandra* expuesta a hidrocarburos del petróleo. Barras con letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey,  $p \leq 0.05$ ,  $n = 4$ ).

### Efecto de los hidrocarburos del petróleo sobre la proteína total y actividad enzimática

Se observaron diferencias significativas por efecto de los hidrocarburos del petróleo en el contenido de proteína total ( $r=0.716^{**}$ ) (Tabla 3). El contenido aumentó 27.1% cuando se encontró expuesta a 90 g kg<sup>-1</sup> HTP, las dosis de 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP no fueron estadísticamente diferentes al suelo sin HTP (Fig. 2a). Se observaron diferencias significativas en la actividad enzimática en hojas por la exposición de hidrocarburos del petróleo (Fig. 2). Los valores de la catalasa en hojas disminuyeron con el incremento de la concentración de HTP ( $r= -0.530^{*}$ ) (Tabla 3). Cuando la planta fue expuesta a 90 g kg<sup>-1</sup> HTP indujo una disminución del 30 % de la actividad de catalasa en comparación con el control, mientras que las concentraciones de 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP estadísticamente fueron similar al control (Fig. 2b). Por otro lado, la actividad de fenilalanina amoníaco liasa, la mayor disminución (23.4%) se observó en suelo con 30 g kg<sup>-1</sup> HTP respecto al control, los tratamientos 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP no se diferenciaron significativamente del control (Fig. 2c).

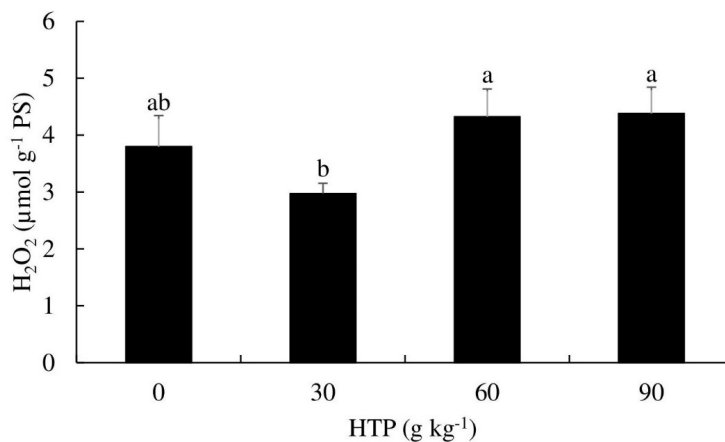


**Fig.2.** Contenido de proteína total (a), catalasa (b) y fenilalanina amoníaco liasa (c) de *L. hexandra* expuesta a hidrocarburos del petróleo.

Barras con letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey,  $p \leq 0.05$ ,  $n = 4$ ).

#### Concentración de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>

La concentración del H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> en las hojas se incrementó significativamente ( $p \leq 0.05$ ) por la aplicación de los hidrocarburos del petróleo ( $r = 0.507^*$ ) (Tabla 3). En dosis de 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP presentaron una estimulación del 13.7 y 15.3% más alto que suelo sin contaminación (0 g kg<sup>-1</sup> HTP), aunque este incremento estadísticamente no se diferenció del control (Fig. 3).



**Fig. 3.** Concentración de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> en hojas de *L. hexandra* expuesta a hidrocarburos del petróleo. Barras con letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (Tukey,  $p \leq 0.05$ ,  $n = 4$ ).

Tabla 3. Correlación de variables.

Parámetro	Altura	NRM	MFA	MFR	LRP	NRP	$\beta$ -caroteno	FT	FV	PrT	CAT	H <sub>2</sub> O <sub>2</sub>
HTP	-.0940**	0.970***	-0.901**	0.882**	-0.961**	0.995**	0.843**	0.812**	0.678**	0.716**	-0.530*	0.507*
Altura		-0.968**	0.885**	0.799**	0.841**	0.914**	-0.772**	-0.893**	-0.765**	-0.826**	0.548*	NS
NRM			-0.863**	0.831**	-0.899**	0.958**	0.810**	0.845**	0.706**	0.729**	NS	0.522*
MFA				-0.791**	0.890**	-0.887**	-0.793**	-0.704**	-0.598*	-0.572*	NS	NS
MFR					-0.904**	0.868**	0.674**	0.652**	0.768**	0.557*	NS	NS
LRP						-0.959**	-0.850**	-0.688**	-0.618**	-0.614*	NS	NS
NRP							0.825**	0.779**	0.610*	0.682**	-0.531*	0.539*
$\beta$ -caroteno								0.587*	0.567*	0.514*	NS	NS
FT									0.625**	0.817**	-0.570*	0.525*
FV										0.640**	NS	NS
PrT											-0.683**	NS
CAT												NS

\* Significativo en los niveles  $p \leq 0.05$ . \*\* Altamente significativo en los niveles de  $p \leq 0.01$ . NS: no significativo.



## DISCUSIÓN

En las plantas, la contaminación con petróleo fresco en el suelo induce estrés oxidativo, reduce la altura, deformación foliar, inhibición del comportamiento radicular, densidad de tallos, tasa fotosintética y la biomasa, además produce necrosis vegetal por intoxicación de compuestos aromáticos de bajo peso molecular, cuando estos dañan las membranas celulares de las raíces (Cai *et al.*, 2010; Nardeli *et al.*, 2016; Sangeetha & Thangadurai, 2014). Los resultados obtenidos en esta investigación indicaron que el desarrollo de plantas de *L. hexandra* fue impactado negativamente en la altura, LRP y la producción de MFA por la aplicación del petróleo fresco en el suelo. Este efecto también fue reportado por Orocio-Carrillo *et al.* (2019), al evaluar a *L. hexandra* al día 180 la altura y LRP al exponerlo a 238 g kg<sup>-1</sup> HTP, causando su inhibición. La reducción de la altura vegetal es una respuesta encontrada por Rivera-Cruz & Trujillo-Narcía (2004), Sangabriel *et al.* (2006) y Cartmill *et al.* (2014) en los pastos *Echinochloa polystachya*, *Brachiaria mutica*, *Panicum maximum* y *Lolium multiflorum* expuestos a altas concentraciones de HTP en condiciones controladas. La reducción observada en longitud radical de planta también está en conformidad con investigaciones realizadas en pastos forrajeros como *Megathyrsus maximus*, *Urochloa brizantha* y *Brachiaria brizantha*, expuestas a estrés por petróleo (Hernández-Valencia *et al.*, 2017; Merkl *et al.*, 2005). Este efecto negativo se atribuye a los altos contenidos de hidrocarburos que modifican la humedad, conductividad eléctrica, capacidad de intercambio catiónico, carbón orgánico y los poros del suelo, lo que limita el acceso nutrimental para el crecimiento de la raíz (Adams *et al.*, 2008, 2015; Martínez & López, 2001; Zamora *et al.*, 2012).

Si bien se ha observado un efecto negativo sobre la altura, MFA y LRP, se estimularon otras variables de crecimiento, como el NRM, NRP y la producción de MFR. Esta estimulación posiblemente se asocia a una reacción al estrés en *L. hexandra* inducido por el petróleo la cual probablemente induce la activación de la biosíntesis hormonal como las auxinas, que actúan para promover el desarrollo de los brotes y raíces laterales en las plantas y la biosíntesis de etileno que promueve el aumento del número de raíces (Escaso *et al.*, 2010). Da Silva & Teresinha (2021) mencionan que algunas plantas cuando se encuentran expuestas en ambientes contaminados con aceite, estas pueden desarrollar respuestas a la escasez de agua y oxígeno a las que están sometidas, como cambios en las raíces, tallos y hojas. Estos cambios pueden interpretarse como estrategias desarrolladas por las plantas para tolerar los efectos tóxicos del petróleo.

Esta respuesta de las plantas a la exposición de hidrocarburos del petróleo ha sido reportada por diversos investigadores (Adams *et al.*, 2015; Arias-Trinidad *et al.*, 2017; Orocio-Carrillo *et al.*, 2019) quienes indican que los efectos pueden ser negativos y/o positivos según la concentración de HTP en el suelo, además, debido a que es un suelo con alto contenido de materia orgánica, esta puede absorber toxinas, reduciendo así su biodisponibilidad, por lo tanto, la materia orgánica puede reducir los efectos de los hidrocarburos en las plantas (Pezeshki *et al.*, 2000). Al respecto, este efecto estimulador conforme al incremento de la concentración del petróleo también fue reportada por González-Moscoco *et al.* (2017) al encontrar un aumento del 76.2 y 85.7 % en el NRM en *L. hexandra* al exponerlo durante 180 días a 60 y 90 g kg<sup>-1</sup> HTP. La relación altamente significativa y positiva de MFR con HTP ( $r= 0.882^{**}$ ), NRP ( $r= 0.868^{**}$ ),  $\beta$ -caroteno ( $r= 0.674^{**}$ ), FT ( $r= 0.652^{**}$ ) y FV ( $r= 0.768^{**}$ ) indica que *L. hexandra* es una planta que, en condiciones de estrés por hidrocarburos de petróleo, mejora su sistema radical y estimula compuestos antioxidantes no enzimáticos para tolerar condiciones ambientales adversas. Da Silva & Teresinha (2021) reportaron que la biomasa de las raíces de *E. polystachya* se vio estimulada por la presencia de petróleo en el suelo a una concentración de 100 g kg<sup>-1</sup> durante 60 días en invernadero. Hou *et al.* (2001) encontraron que la biomasa de raíz fresca de *Lolium perenne* L. al ser expuesto después de 120 días a 6.4 g kg<sup>-1</sup> HTP solo se vio ligeramente afectada, aunque el crecimiento de los brotes se vio obstaculizado con una disminución del 70.1 % en su biomasa. Tadeo & Gómez-Cadenas (2008) mencionan que al momento de presentarse el estrés se disparan los mecanismos de adaptación necesarios para

hacerle frente. De acuerdo con la intensidad y la duración a la situación de estrés, así como del momento en que desaparece, la planta alcanza un nuevo estado fisiológico óptimo para las condiciones expuestas.

Los resultados mostraron que los contenidos de pigmentos fotosintéticos en *L. hexandra* fueron estimulados por la presencia de HTP en el suelo. Experimentos realizados en condiciones controladas mostraron que la reducción del contenido de pigmentos de las hojas en las plantas es una respuesta clave para detectar el estrés producido por la presencia de los hidrocarburos (Noomen *et al.*, 2006; Noomen & Skidmore, 2009). Esta reducción puede explicarse debido a que los hidrocarburos tienden a acumularse en los cloroplastos, ya que las moléculas del petróleo crudo pueden penetrar a través de las raíces viajando al espacio intracelular y posiblemente al sistema vascular dañándose las membranas celulares, provocando la fuga del contenido celular y la posible entrada del aceite en las células (Baker, 1970). Sin embargo, el estudio actual reveló que las concentraciones de 30 y 60 g kg<sup>-1</sup> HTP incrementaron los contenidos de clorofila *a*, *b* y total, asimismo, de un aumento significativo en dosis de 90 g kg<sup>-1</sup> HTP de β-caroteno. Estudios han encontrado que pastos plantados en suelos con HTP mostraron diferencias significativas en el contenido de pigmentos fotosintéticos con respecto al control, se mostró la capacidad de la planta para adaptarse al estrés por contaminación de HTP (Da Silva & Teresinha, 2021; González-Moscoco *et al.*, 2017).

El estudio actual reveló que la contaminación de suelo con 90 g kg<sup>-1</sup> de HTP condujo a un aumento de fenoles totales y flavonoides en hoja de *L. hexandra*, resultados similares son reportados por Noori *et al.* (2012) y Skrypnik *et al.* (2021) en *Chrysanthemum leucanthemum* y *Secale cereale* L., expuestas a petróleo en relación con el control. Otros resultados informan incremento de fenoles al estrés por metales pesados (Handa *et al.*, 2018, 2019; Leng *et al.*, 2015; Maslennikov *et al.*, 2018). Este incremento de antioxidantes no enzimáticos, le permite a la planta resistir a factores de estrés (Dangles, 2012; Dehghanian *et al.*, 2022; Naikoo *et al.*, 2019; Sharma *et al.*, 2019) y neutralizar a las ERO, al respecto en esta investigación se encontró relación positiva significativa entre fenoles totales y H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (r= 0.525\*) (Tabla 3), propiedad que le confiere la posibilidad de ser una planta con propiedades antioxidantes para neutralizar las ERO como ha sido reportado por Radyukina *et al.* (2019) en plantas resistentes al estrés.

El efecto positivo de 90 g kg<sup>-1</sup> HTP en la acumulación de PrT en hojas de *L. hexandra* son similares a lo reportado por Orocio-Carrillo *et al.* (2019) al encontrar un aumento de proteína en suelo con 238 g kg<sup>-1</sup> HTP, indica que la presencia de HTP estimula la síntesis de aminoácidos y proteínas en las células vegetales, similares resultados reportan Peretiemo-Clarke & Achuba (2007), Al-Hawas *et al.* (2012) y Achuba & Ja-anni (2018) en *Arachis hipogea*, *Simmondsia chinensis* y *Vigna unguiculata* L. en suelo con petróleo crudo. Achuba (2006) menciona que el aumento de esta macromolécula indica estrés metabólico.

La resistencia de las plantas para controlar el nivel y los efectos de las ERO al estrés, está asociada al aumento en la actividad de antioxidantes enzimáticos (Huang *et al.*, 2019; Xie *et al.*, 2019). El estudio reveló disminución de actividad de CAT y PAL en *L. hexandra* en la mayor dosis de HTP (90 g kg<sup>-1</sup>), similar efecto para CAT fue reportado por Achuba (2014) en *Vigna unguiculata* y *Zea mays* expuesta a queroseno, y Rusin *et al.* (2018) en *Triticum aestivum* L. expuestas a aceite de motor y diésel. La respuesta en PAL fue similar a lo reportado por Chinmayee *et al.* (2014) en *Jatropha curcas* L. y Jańczak-Pieniżek *et al.* (2023) en *Triticum aestivum* L. expuestas a suelo contaminado con metales pesados. Esta disminución de las enzimas antioxidantes cuando la planta se expone a contenido altos de hidrocarburos del petróleo, aun no existen explicación científica, sin embargo, se informa que la baja síntesis de ella limita la protección de la planta a los daños oxidativos ocasionados por las ERO como el H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, que se incrementan en célula vegetal expuesta a factores ambientales desfavorables (Gill & Tuteja, 2010; Xie *et al.*, 2019).

El estudio actual reveló que la contaminación del suelo a altas concentraciones de HTP no indujo estrés oxidativo debido a que el contenido de  $H_2O_2$  en hojas de *L. hexandra*, no mostraron cambios significativos por altas concentraciones de HTP (60 y 90  $g\ kg^{-1}$ ). Esto permite deducir que *L. hexandra* controla bajo condiciones de estrés la sobreproducción de  $H_2O_2$  incluido en los ERO que causan daños oxidativos a las estructuras celulares cuando las plantas están expuestas a factores ambientales desfavorables (Gill & Tuteja, 2010; Xie *et al.*, 2019). Resultados diferentes fueron reportados por Skrypnik *et al.* (2021), estos autores encontraron aumento en los contenidos de  $H_2O_2$  en los brotes de dos variedades de centeno (Krona y Valdai) cultivadas en suelos contaminado con hidrocarburos del petróleo. Hernández-Ortega *et al.* (2021) reportaron que el estrés inducido por diésel resultó en una mayor producción de  $H_2O_2$  en *Melilotus albus*. Así mismo, hay reportes que indican un aumento de  $H_2O_2$  en plantas expuestas a metales pesados (Ivanishchev & Abramova, 2015; Liu *et al.*, 2015; Martínez-Peñalver *et al.*, 2012).

## CONCLUSIONES

Los resultados mostraron que la aplicación de HTP en el suelo natural indujo respuestas positivas en *L. hexandra*, estimulándose el número de retoños en el macollo, materia fresca radical, número de raíces primarias, pigmentos fotosintéticos y proteína total. Por el contrario, la elevada concentración de HTP al día 180 causó la disminución significativa de la altura, materia fresca aérea y la longitud de raíz primaria de *L. hexandra*. Esta investigación muestra que *L. hexandra* expuesta a dosis altas de HTP (60 y 90  $g\ kg^{-1}$ ) no induce estrés oxidativo debido a que el contenido de peróxido de hidrógeno en estas concentraciones no fueron estadísticamente diferentes al control, esto pudiera estar relacionado a la relación positiva que tiene con los compuestos fenólicos totales por consecuencia de la contaminación del suelo por petróleo. La estimulación inducida por los HTP al día 180 en parámetros de crecimiento (número de retoños en el macollo y número de raíz primaria), producción (materia fresca radical), pigmentos fotosintéticos y la relación positiva que tiene el peróxido de hidrógeno con los fenoles totales en hojas *L. hexandra*, indican adaptación de *L. hexandra* a condiciones de estrés con 90  $g\ kg^{-1}$  de HTP.

## AGRADECIMIENTOS

Al colegio de Postgraduados Campus Tabasco y a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por el apoyo económico recibido para la adquisición de materiales necesarios durante la investigación. Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología de México por la beca No. 813712 otorgada al M.C. José Alberto Orocio Carrillo para realizar su Doctorado en Ciencias Agrícolas en el Trópico del Colegio de Postgraduados, Campus-Tabasco.

## LITERATURA CITADA

- Achuba, F. I. (2006). The Effect of Sublethal Concentrations of Crude Oil on the Growth and Metabolism of Cowpea (*Vigna unguiculata*) Seedlings. *Environmentalist*, 26, 17–20. <https://doi.org/10.1007/s10669-006-5354-2>
- Achuba, F. I. (2014). Petroleum Products in Soil Mediated Oxidative Stress in Cowpea (*Vigna unguiculata*) and Maize (*Zea mays*) Seedlings. *Open Journal of Soil Science*, 4(12), 417–435. <https://doi.org/10.4236/ojss.2014.412042>
- Achuba, F. I., & Ja-anni, M. O. (2018). Effect of abattoir waste water on metabolic and antioxidant profiles of cowpea seedlings grown in crude oil contaminated soil. *International Journal of Recycling of Organic Waste in Agriculture*, 7, 59–66. <https://doi.org/10.1007/s40093-017-0190-6>

- Adams, R. H., Álvarez-Ovando, A. L., & Castañon, N. G. (2015). Efecto de la concentración de hidrocarburos sobre la producción del pasto (*Brachiaria humidicola*) en Texistepec, Veracruz. *PHYTON-Revista Internacional de Botánica Experimental*, 84, 222–232.
- Adams, R. H., Zavala-Cruz, J., & Morales-García, F. A. (2008). Concentración residual de hidrocarburos en suelo del trópico. II. Afectación a la fertilidad y su recuperación. *Interciencia*, 33(7), 483–489.
- Aislabie, J., Saul, D. J., & Foght, J. M. (2006). Bioremediation of hydrocarbon-contaminated polar soils. *Extremophiles*, 10, 171–179. <https://doi.org/10.1007/s00792-005-0498-4>
- Al-Hawas, G. H. S., Shukry, W. M., Azzoz, M. M., & Al-Moaik, R. M. S. (2012). The effect of sublethal concentrations of crude oil on the metabolism of Jojoba (*Simmondsia chinensis*) seedlings. *International Research Journal of Plant Science*, 3(4), 54–62.
- Arias-Trinidad, A., Rivera-Cruz, M. C., Roldán-Garrigós, A., Aceves-Navarro, L. A., Quintero-Lizaola, R., & Hernández-Guzmán, J. (2017). Uso de *Leersia hexandra* (Poaceae) en la fitorremediación de suelos contaminados con petróleo fresco e intemperizado. *Revista de Biología Tropical*, 65(1), 21–30.
- Arvouet-Grand, A., Vennat, B., Pourrat, A., & Legret, P. (1994). Standardization of propolis extract and identification of principal constituents. *Journal de Pharmacie de Belgique*, 49(6), 462–468.
- Baker, J. M. (1970). The effects of oils on plants. *Environmental Pollution*, 1(1), 27–44. [https://doi.org/10.1016/0013-9327\(70\)90004-2](https://doi.org/10.1016/0013-9327(70)90004-2)
- Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72((1-2)), 248–254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3)
- CABI. (2019). *Leersia hexandra (southern cut grass)* | CABI Compendium. Centre for Agricultural Bioscience International. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/cabicompendium.30391>
- Cai, Z., Zhou, Q., Peng, S., & Li, K. (2010). Promoted biodegradation and microbiological effects of petroleum hydrocarbons by *Impatiens balsamina* L. with strong endurance. *Journal of Hazardous Materials*, 183(1–3), 731–737. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2010.07.087>
- Cartmill, A. D., Cartmill, D. L., & Alarcón, A. (2014). Controlled Release Fertilizer Increased Phytoremediation of Petroleum-Contaminated Sandy Soil. *International Journal of Phytoremediation*, 16(3), 285–301. <https://doi.org/10.1080/15226514.2013.773280>
- Chandra, S., Sharma, R., Singh, K., & Sharma, A. (2013). Application of bioremediation technology in the environment contaminated with petroleum hydrocarbon. *Annals of Microbiology*, 63(2), 417–431. <https://doi.org/10.1007/S13213-012-0543-3/TABLES/5>
- Chinmayee, D. M., Anu, M. S., Mahesh, B., Sheeba, A. M., Mini, I., & Swapna, T. S. (2014). A comparative study of heavy metal accumulation and antioxidant responses in *Jatropha curcas* L. *Journal of Environmental Science*, 8(7), 58–67.
- Cumplido-Nájera, C. F., González-Morales, S., Ortega-Ortiz, H., Cadenas-Pliego, G., Benavides-Mendoza, A., & Juárez-Maldonado, A. (2019). The application of copper nanoparticles and potassium silicate stimulate the tolerance to *Clavibacter michiganensis* in tomato plants. *Scientia Horticulturae*, 245, 82–89. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.10.007>
- da Silva, C. H., & Teresinha, M. L. (2021). The potential association of *Echinochloa polystachya* (Kunth) Hitchc. with bacterial consortium for petroleum degradation in contaminated soil. *Applied Sciences*, 3, 80. <https://doi.org/10.1007/s42452-020-04070-6>
- Dangles, O. (2012). Antioxidant Activity of Plant Phenols: Chemical Mechanisms and Biological Significance. *Current Organic Chemistry*, 16, 692–714. <https://doi.org/10.2174/138527212799957995>
- Dehghanian, Z., Habibi, K., Dehghanian, M., Aliyar, S., Lajayer, B. A., Astatkie, T., Minkina, T., & Keswani, C. (2022). Reinforcing the bulwark: unravelling the efficient applications of plant phenolics and tannins against environmental stresses. *Heliyon*, 8(3), E09094. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e09094>

- del Río, L. A. (2015). ROS and RNS in plant physiology: an overview. *Journal of Experimental Botany*, 66(10), 2827–2837. <https://doi.org/10.1093/jxb/erv099>
- Dhindsa, R. S., Plumb-Dhindsa, P., & Thorpe, T. A. (1981). Leaf Senescence: Correlated with Increased Levels of Membrane Permeability and Lipid Peroxidation, and Decreased Levels of Superoxide Dismutase and Catalase. *Journal of Experimental Botany*, 32(126), 93–101. <https://doi.org/10.1093/jxb/32.1.93>
- Díaz-Martínez, M. E., Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R., Almaraz-Suarez, J. J., & García-Barradas, O. (2013). Crecimiento de *Casuarina equisetifolia* (Casuarinaceae) en suelo con diésel, y aplicación de bioestimulación y bioaumentación. *Revista de Biología Tropical*, 61(3), 1039–1052.
- Escaso, S. F., Martínez-Guitarte, J. L., & Planelló-Carro, M. R. (2010). *Fundamentos básicos de fisiología vegetal y animal*. Pearson Educación, SA, Madrid, España. 264 pp.
- Eze, M. O., Hose, G. C., & George, S. C. (2020). Assessing the Effect of Diesel Fuel on the Seed Viability and Germination of *Medicago sativa* Using the Event-Time Model. *Plants* 2020, Vol. 9, Page 1062, 9(9), 1062. <https://doi.org/10.3390/plants9091062>
- Gill, S. S., & Tuteja, N. (2010). Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48(12), 909–930. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2010.08.016>
- González-Moscoso, M., Rivera-Cruz, M. C., Delgadillo-Martínez, J., & Lagunes-Espinosa, L. C. (2017). Growth analysis and plant production of *Leersia hexandra* Swartz in tropic wet mexican in fuction on petroleum and surfactant. *Polibotánica*, 43, 177–196. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.43.8>
- Handa, N., Kohli, S. K., Sharma, A., Thukral, A. K., Bhardwaj, R., Abd Allah, E. F., Alqarawi, A. A., & Ahmad, P. (2019). Selenium modulates dynamics of antioxidative defence expression, photosynthetic attributes and secondary metabolites to mitigate chromium toxicity in *Brassica juncea* L. plants. *Environmental and Experimental Botany*, 161, 180–192. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2018.11.009>
- Handa, N., Kohli, S. K., Sharma, A., Thukral, A. K., Bhardwaj, R., Alyemeni, M. N., Wijaya, L., & Ahmad, P. (2018). Selenium ameliorates chromium toxicity through modifications in pigment system, antioxidative capacity, osmotic system, and metal chelators in *Brassica juncea* seedlings. *South African Journal of Botany*, 119, 1–10. <https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2018.08.003>
- Hasanuzzaman, M., Borhannuddin Bhuyan, M. H. M., Zulfiqar, F., Raza, A., Mohsin, S. M., al Mahmud, J., Fujita, M., & Fotopoulos, V. (2020). Reactive Oxygen Species and Antioxidant Defense in Plants under Abiotic Stress: Revisiting the Crucial Role of a Universal Defense Regulator. *Antioxidants*, 9, 681. <https://doi.org/10.3390/antiox9080681>
- Hernández-Ortega, H. A., Ferrera-Cerrato, R., López-Delgado, H. A., Sánchez-Rangel, J. C., & Alarcón, A. (2021). Nutrient status, hydrogen peroxide content and peroxidase activity of arbuscular mycorrhizal plants of *Melilotus albus* grown in diesel-contaminated substrate. *Scientia Fungorum*, 51, e1298. <https://doi.org/10.33885/sf.2021.51.1298>
- Hernández-Valencia, I., Lárez, L. M., & García, J. V. (2017). Evaluación de la toxicidad de un suelo contaminado con diferentes tipos de crudos sobre la germinación de dos pastos tropicales. *Bioagro*, 29(2), 73–82.
- Hou, F. S. L., Milke, M. W., Leung, D. W. M., & MacPherson, D. J. (2001). Variations in Phytoremediation Performance with Diesel-Contaminated Soil. *Environmental Technology*, 22(2), 215–222. <https://doi.org/10.1080/09593332208618301>
- Huang, H., Ullah, F., Dao-Xiu, Z., Yi, M., & Zhao, Y. (2019). Mechanisms of ROS Regulation of Plant Development and Stress Responses. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1–10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00800>
- Hung, C. Y., & Yen, G. C. (2002). Antioxidant activity of phenolic compounds isolated from *Mesona procumbens* Hemsl. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(10), 2993–2997. <https://doi.org/10.1021/jf011454y>

- Ivanishchev, V. v, & Abramova, E. A. (2015). Accumulation of nickel ions in seedlings of *Vicia sativa* L. and manifestations of oxidative stress. *Environmental Science and Pollution Research*, 22(10), 7897–7905. <https://doi.org/10.1007/s11356-015-4173-8>
- Jańczak-Pieniżek, M., Cichoński, J., Michalik, P., & Chrzanowski, G. (2023). Effect of Heavy Metal Stress on Phenolic Compounds Accumulation in Winter Wheat Plants. *Molecules*, 28, 241. <https://doi.org/10.3390/molecules28010241>
- Janzen, S. J., & Teresinha, M. L. (2018). Rhizospheric microorganisms as a solution for the recovery of soils contaminated by petroleum: A review. *Journal of Environmental Management*, 210, 104–113. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.01.015>
- Leng, X., Jia, H., Sun, X., Shangguan, L., Mu, Q., Wang, B., & Fang, J. (2015). Comparative transcriptome analysis of grapevine in response to copper stress. *Scientific Reports*, 5, 17749. <https://doi.org/10.1038/srep17749>
- Liu, J., Shi, X., Qian, M., Zheng, L., Lian, C., Xia, Y., & Shen, Z. (2015). Copper-induced hydrogen peroxide upregulation of a metallothionein gene, OsMT2c, from *Oryza sativa* L. confers copper tolerance in *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Hazardous Materials*, 294, 99–108. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2015.03.060>
- Martínez, V. E., & López, F. (2001). Efecto de hidrocarburos en las propiedades físicas y químicas de suelo arcilloso. *Terra Latinoamericana*, 19(1), 9–17.
- Martínez-Peñalver, A., Graña, E., Reigosa, M. J., & Sánchez-Moreiras, A. M. (2012). The early response of *Arabidopsis thaliana* to cadmium- and copper-induced stress. *Environmental and Experimental Botany*, 78, 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2011.12.017>
- Maslennikov, P. v, Chupakhina, G. N., Skrypnik, L. N., Feduraev, P. v, & Melnik, A. S. (2018). The contribution of polyphenols to plant resistance to Pb soil pollution. *International Journal of Environmental Studies*, 75(5), 719–731. <https://doi.org/10.1080/00207233.2018.1440816>
- Merkl, N., Schultze-Kraft, R., & Infante, C. (2005). Assessment of tropical grasses and legumes for phytoremediation of petroleum-contaminated soils. *Water, Air, and Soil Pollution*, 165, 195–209. <https://doi.org/10.1007/s11270-005-4979-y>
- Mhamdi, A., & van Breusegem, F. (2018). Reactive oxygen species in plant development. *Development*, 145(15), 1–12. <https://doi.org/10.1242/DEV.164376/48468>
- Mittler, R. (2017). ROS Are Good. *Trends in Plant Science*, 22(1), 11–19. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.08.002>
- Nagata, M., & Yamashita, I. (1992). Simple Method for Simultaneous Determination of Chlorophyll and Carotenoids in Tomato Fruit. *Nippon Shokuhin Kogyo Gakkaishi*, 39(10), 925–928. <https://doi.org/10.3136/nskkk1962.39.925>
- Naikoo, M. I., Dar, M. I., Raghieb, F., Jaleel, H., Ahmad, B., Raina, A., Khan, F. A., & Naushin, F. (2019). Role and Regulation of Plants Phenolics in Abiotic Stress Tolerance: An Overview. In *Plant Signaling Molecules* (pp. 157–168). Elsevier: Amsterdam, The Netherlands. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816451-8.00009-5>
- Nardeli, S. M., Saad, C. F., Rossetto, P. de B., Caetano, V. S., Ribeiro-Alves, M., Paes, J. E. S., Danielowski, R., da Maia, L. C., de Oliveira, A. C., Peixoto, R. S., Reinert, F., & Alves-Ferreira, M. (2016). Transcriptional responses of *Arabidopsis thaliana* to oil contamination. *Environmental and Experimental Botany*, 127, 63–72. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2016.03.007>
- Noomen, M. F., & Skidmore, A. K. (2009). The effects of high soil CO<sub>2</sub> concentrations on leaf reflectance of maize plants. *International Journal of Remote Sensing*, 30(2), 481–497. <https://doi.org/10.1080/01431160802339431>
- Noomen, M. F., Skidmore, A. K., van der Meer, F. D., & Prins, H. H. T. (2006). Continuum removed band depth analysis for detecting the effects of natural gas, methane and ethane on maize reflectance. *Remote Sensing of Environment*, 105(3), 262–270. <https://doi.org/10.1016/j.rse.2006.07.009>
- Noori, A. S., Maivan, H. Z., & Alaie, E. (2012). Changes in total phenol and flavonoid contents in *Chrysanthemum leucanthemum* under crude oil contamination. *Article in Journal of*

- Environmental Biology*, 6(12), 3057–3064.  
<https://www.researchgate.net/publication/236633404>
- Orocio-Carrillo, J. A., Rivera-Cruz, M. C., Aranda-Ibañez, E. M., Trujillo-Narcía, A., Hernández-Galvez, G., & Mendoza-López, M. R. (2019). Hormesis under oil-induced stress in *Leersia hexandra* Sw. used as phytoremediator in clay soils of the Mexican humid tropic. *Ecotoxicology*, 28, 1063–1074. <https://doi.org/10.1007/s10646-019-02106-1>
- Peretiemo-Clarke, B. O., & Achuba, F. I. (2007). Phytochemical Effect of Petroleum on Peanut (*Arachis hypogea*) Seedlings. *Plant Pathology Journal*, 6(2), 179–182. <https://doi.org/10.3923/ppj.2007.179.182>
- Petenello, M. C., & Feldman, S. R. (2012). Evaluation of Tolerance to Soils Contaminated with Diesel Oil in Plant Species with Bioremediation Potential. *Acta Biológica Colombiana*, 17(3), 589–598.
- Pezeshki, S. R., Hester, M. W., Lin, Q., & Nyman, J. A. (2000). The effects of oil spill and clean-up on dominant US Gulf coast marsh macrophytes: a review. *Environmental Pollution*, 108(2), 129–139. [https://doi.org/10.1016/S0269-7491\(99\)00244-4](https://doi.org/10.1016/S0269-7491(99)00244-4)
- Radyukina, N. L., Mikheeva, L. E., & Karbysheva, E. A. (2019). Low Molecular Weight Antioxidants in Cyanobacteria and Plant Cells. *Biology Bulletin Reviews*, 9(3), 520–531. <https://doi.org/10.1134/s2079086419060045>
- Ramírez, P. (2022). Pemex registra 176 derrames y fugas de alto impacto ambiental de 2018 a 2021. *Causa Natura*. <https://causanatura.org/periodismo-cn/pemex-registra-176-derrames-y-fugas-de-alto-impacto-ambiental-de-2018-a-2021>
- Rivera-Cruz, M. C. (2011). Flora y microflora rizosférica del pantano: indicadores de perturbación causada por petróleo e inundación. *Agroregión*, 5, 12–15. <https://doi.org/10.1080/15226514.2016.1156632>
- Rivera-Cruz, M. C., & Trujillo-Narcía, A. (2004). Estudio de toxicidad vegetal en suelos con petróleos nuevo e intemperizado. *Interciencia*, 29(7), 369–376.
- Rivera-Cruz, M. C., Trujillo-Narcía, A., Trujillo-Rivera, E. A., Arias-Trinidad, A., & Remedios Mendoza-López, M. R. (2016). Natural attenuation of weathered oil using aquatic plants in a farm in Southeast Mexico. *International Journal of Phytoremediation*, 18(9), 877–884. <https://doi.org/10.1080/15226514.2016.1156632>
- Rodríguez-Rodríguez, N., Rivera-Cruz, M. C., Trujillo-Narcía, A., Almaráz-Suárez, J. J., & Salgado-García, S. (2016). Spatial Distribution of Oil and Biostimulation Through the Rhizosphere of *Leersia hexandra* in Degraded Soil. *Water, Air, and Soil Pollution*, 227(9), 319. <https://doi.org/10.1007/s11270-016-3030-9>
- Rusin, M., Gospodarek, J., Barczyk, G., & Nadgórska-Socha, A. (2018). Antioxidant responses of *Triticum aestivum* plants to petroleum-derived substances. *Ecotoxicology*, 27(10), 1353–1367. <https://doi.org/10.1007/S10646-018-1988-3>
- Sangabriel, W., Ferrera-Cerrato, R., Trejo-Aguilar, D., Mendoza-López, M. R., Cruz-Sánchez, S. J., López-Ortiz, C., Delgadillo-Martínez, J., & Alarcón, A. (2006). Tolerancia y capacidad de fitorremediación de combustóleo en el suelo por seis especies vegetales. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 22(2), 63–73.
- Sangeetha, J., & Thangadurai, D. (2014). Effect of biologically treated petroleum sludge on seed germination and seedling growth of *Vigna unguiculata* (L.) Walp. (Fabaceae). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 57(3), 427–433. <https://doi.org/10.1590/S1516-89132014005000011>
- Sarma, P., Jha, A. B., Dubey, R. S., & Pessarakli, M. (2012). Reactive Oxygen Species, Oxidative Damage, and Antioxidative Defense Mechanism in Plants under Stressful Conditions. *Journal of Botany*, 2012, 1–26. <https://doi.org/10.1155/2012/217037>
- SAS. (2005). “User’s guide”, version 9.1.3. SAS Institute, Inc, Cary, NC, p 664.
- Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. *Molecules*, 24, 2452. <https://doi.org/10.3390/molecules24132452>

**Recibido:**  
27/septiembre/2022

**Aceptado:**  
31/enero/2023

- Singh, A., Kumar, A., Yadav, S., & Singh, I. K. (2019). Reactive oxygen species-mediated signaling during abiotic stress. *Plant Gene*, 18, 100173. <https://doi.org/10.1016/j.plgene.2019.100173>
- Skrypnik, L., Maslennikov, P., Novikova, A., & Kozhikin, M. (2021). Effect of Crude Oil on Growth, Oxidative Stress and Response of Antioxidative System of Two Rye (*Secale cereale* L.) Varieties. *Plants*, 10(1), 157. <https://doi.org/10.3390/plants10010157>
- Syklowska-Baranek, K., Grech-Baran, M., Naliwajski, M. R., Bonfill, M., & Pietrosiuk, A. (2015). Paclitaxel production and PAL activity in hairy root cultures of *Taxus x media* var. *Hicksii* carrying a taxadiene synthase transgene elicited with nitric oxide and methyl jasmonate. *Acta Physiologiae Plantarum*, 37, 218. <https://doi.org/10.1007/s11738-015-1949-x>
- Tadeo, F. R., & Gómez-Cadenas, A. (2008). Fisiología de las plantas y el estrés. In J. Azcón-Bieto & M. Talón (Eds.), *Fundamentos de fisiología vegetal* (2da ed., pp. 577–594). Madrid, España: Hill Interamericana.
- Varjani, S. J. (2017). Microbial degradation of petroleum hydrocarbons. *Bioresource Technology*, 223, 277–286. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.10.037>
- Vegetti, A. C. (2002). Caracterización de los sistemas de ramificación en especies de *Oryzae* (Poaceae). *Candollea*, 57(2), 251–260.
- Velikova, V., Yordanov, I., & Edreva, A. (2000). Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants Protective role of exogenous polyamines. *Plant Science*, 151, 59–66. [https://doi.org/10.1016/S0168-9452\(99\)00197-1](https://doi.org/10.1016/S0168-9452(99)00197-1)
- Walkley, A., & Black, I. A. (1934). An Examination of the Degtjareff Method for Determining Soil Organic Matter, and a Proposed Modification of the Chromic Acid Titration Method. *Soil Science*, 37(1), 29–38. <https://doi.org/10.1097/00010694-193401000-00003>
- Xie, X., He, Z., Chen, N., Tang, Z., Wang, Q., & Cai, Y. (2019). The Roles of Environmental Factors in Regulation of Oxidative Stress in Plant. *BioMed Research International*, 2019, 1–11. <https://doi.org/10.1155/2019/9732325>
- Zainab, Q., Muhammad, T. C., Xiongming, D., Lori, H., & Muhammad, T. A. (2021). Review of oxidative stress and antioxidative defense mechanisms in *Gossypium hirsutum* L. in response to extreme abiotic conditions. *Journal of Cotton Research*, 4, 1–9. <https://doi.org/10.1186/s42397-021-00086-4>
- Zamora, A., Ramos, J., & Arias, M. (2012). Efecto de la contaminación por hidrocarburos sobre algunas propiedades químicas y microbiológicas de un suelo de sabana. *Bioagro*, 24(1), 5–12.