

SEP

# POLIBOTÁNICA

ISSN 1405-2768



Enero 2022

Núm. 53

POLIBOTÁNICA



CONACYT



Núm. 53

CONACYT  
Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología

Enero 2022

## PÁG.

## CONTENIDO

- 1 Fabáceas del Área de Protección de Flora y Fauna Médanos de Samalayuca, Chihuahua, México  
*Fabaceae of the Flora and Fauna Protection Area Médanos de Samalayuca, Chihuahua, Mexico*  
J.R. Rueda-Torres | L. De León Pesqueira | A.B. Gatica Colima
- 13 Estudio de la flora presente en apiarios de tres municipios en el estado de Yucatán, México  
*Study of flora present in apiaries of three municipalities in the state of Yucatan, Mexico*  
C.I. Briceño Santiago | J. Cano Sosa | A.L. Ramos Díaz | R. Noriega Trejo | D.I. Couoh May
- 35 Relaciones filogenéticas de especies de *Phaseolus* de México con base en marcadores de ADN cloroplástico  
*Phylogenetic relationships of Phaseolus species from México based on chloroplastic DNA markers*  
V.H. Villarreal Villagrán | J. S. Muruaga Martínez | M.L.P. Vargas Vázquez | N. Mayek Pérez | S. Hernández Delgado
- 53 Las ingresiones e islas de los bosques espinosos del Caldenal dentro de los pastizales Austral Pampeanos  
*The Caldenal thorny forests ingressions and islands inside the Austral Pampean grasslands*  
E.L. Guerrero
- 69 Diversidad de especies de plantas arvenses en tres monocultivos del Bajío, México  
*Diversity of weed species in three monocultures from Bajío, Mexico*  
R. Guzmán Mendoza | V. Hernández Hernández | M.D. Salas Araiza | H.G. Núñez Palenius
- 87 Genetic diversity and genetic structure of *Capsicum annuum* L., from wild, homegarden and cultivated populations in a heterogeneous environment in Oaxaca, Mexico  
*Diversidad genética y estructura genética de Capsicum annuum L., de poblaciones silvestres, de traspatio y cultivadas en un ambiente heterogéneo en Oaxaca, México*  
R.T. Tapiaez | J.M. Peñaloza Ramírez | A.P. Olvera | A.L. Albarran Lara | K. Oyama
- 105 Morfología polínica de *Neomillspaughia* y *Podopterus* (Polygonaceae: Eriogonoideae: Cocolobeae)  
*Pollen morphology of Neomillspaughia and Podopterus (Polygonaceae: Eriogonoideae: Cocolobeae)*  
K.C. Durán Escalante | J.J. Ortiz Díaz | M. M. Ferrer | J. Tun Garrido
- 119 Morfoanatomía, histoquímica y germinación de las semillas de *Mammillaria parkinsonii* Ehrenb. (Cactaceae)  
*Morphoanatomy, histochemistry and germination of the seeds of Mammillaria parkinsonii Ehrenb. (Cactaceae)*  
Y. Uribe Salazar | A. Quintanar Isaías | C. Barbosa Martínez | J. Flores | C.L. Jiménez Sierra
- 135 Asymbiotic germination, *ex situ* conservation and *in vitro* plant regeneration of *Catasetum integerrimum* Hook  
*Germinación asimbiótica, conservación ex situ e in vitro regeneración de plantas de Catasetum integerrimum Hook*  
G. López Puc | G.J. Herrera Cool
- 151 Fitoquímicos y propiedades nutraceuticas de durazno (*Prunus persica* L.) cultivado en Zacatecas  
*Phytochemicals and nutraceutical properties of peach (Prunus persica L.) harvested in Zacatecas*  
J. Aguayo Rojas | S. Mora Rochín | X. Tovar Jiménez | J.J. Rochín Medina | R.O. Navarro Cortez
- 167 Evaluation of extracts of endemic trees (*Magnolia* spp.) in Mexico against the fruit fly pest and preliminary phytochemical study  
*Evaluación de extractos de árboles endémicos (Magnolia spp.) de México contra la plaga de la mosca de la fruta y estudio fitoquímico preliminar*  
S.G. Vásquez Morales | E.A. Alvarez Vega | D.A. Infante Rodríguez | J.P. Huchin Mian | M. Pedraza Reyes
- 183 Características fenotípicas, nutricionales y nutraceuticas de frutos de chile x'catik, dulce y su híbrido fl (*Capsicum annuum* L.)  
*Phenotypic, nutritional and nutraceutical traits of x'catik chili fruits, sweet and its fl hybrid (Capsicum annuum L.)*  
Y.A. Mís Valdez | M.J. Hernández Pinto | R. Garruña | K.B. Medina Dzul | R.H. Andueza Noh
- 197 Mecanismos de infección endógena en frutos de cacao con *Moniliophthora roreri*  
*Mechanisms of endogenous infection in cocoa fruits with Moniliophthora roreri*  
V. Flores | L. Gómez Rodríguez | J.A. López García | J. Grajales Conesa
- 211 Efectos de *Bacillus subtilis* cepas GBO3 y IN937b en el crecimiento de maíz (*Zea mays* L.)  
*Effects of Bacillus subtilis strains GBO3 and IN937b on the growth of corn (Zea mays L.)*  
A.E. Gutiérrez Calvo | A. Gutiérrez Estrada | C.L. Miceli Méndez | M.A. López Miceli
- 219 Conhecimentos etnobotánicos de mateiros em comunidades rurais da região da Serra das Almas, Paraná - Brasil  
*Conocimiento etnobotánico de los silvicultores en comunidades rurales de la región Serra das Almas, Paraná - Brasil*  
*Ethnobotanical knowledge of foresters in rural communities in the Serra das Almas region, Paraná - Brazil*  
M. Ferreira Clarindo | A. Staniski | J. Strachulski
- 239 Valor cultural de los recursos forestales no maderables en comunidades zapotecas de la Sierra Juárez de Oaxaca  
*Cultural value of non-timber forest resources in Zapotec communities of the Sierra Juarez de Oaxaca*  
J. Martínez López | N.G. Molina Luna | S. Rangel Landa | C. Aquino Vázquez | A. Acosta Ramos

## Portada

*Podopterus mexicanus* Humb. & Bonpl. Polygonaceae. "Rompe capa". Árboles o arbustos de 1.5-6.0 m de altura, ramas con espina terminal, braquiblastos, hojas fasciculadas, flores blancas a verdosas en fascículos, y frutos cubiertos por el perianto externo que forma alas delgadas y largamente decurrentes hacia el pedicelo. Crece en bosques tropicales caducifolios y bosques espinosos, sobre suelo rocoso negro derivado de rocas ígneas. En elevaciones de 550-760 m. Florece de abril a mayo y fructifica de junio a septiembre. Se distribuye desde México hasta Centroamérica. En México se encuentra en los estados de Colima, Guerrero, Oaxaca, Puebla, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán. Se utiliza como planta melífera y para leña.



*Podopterus mexicanus* Humb. & Bonpl. Polygonaceae. "Rompe capa". Trees or shrubs 1.5-6.0 m tall, branches with a terminal spine, brachyblasts, fasciculate leaves, white to greenish flowers in fascicles, and fruit covered by the external perianth that forms thin wings and longly decurrent towards the pedicel. It grows in tropical deciduous forests and thorny forests, on black, rocky soil derived from igneous rocks. At elevations of 550-760 m. Blossoms from April to May and bears fruit from June to September. It is distributed from Mexico to Central America. In Mexico it is found in the states of Colima, Guerrero, Oaxaca, Puebla, Tamaulipas, Veracruz and Yucatán. It is used as a melliferous plant and for firewood.

por/by **Rafael Fernández Nava**



## INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

Director General: *Dr. Arturo Reyes Sandoval*

Secretario General: *Mtro. Juan Manuel Cantú Vázquez*

Secretario Académico: *Dr. David Jaramillo Viguera*

Secretario de Extensión e Integración Social: *Dr. Luis Alfonso Villa Vargas*

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: *Mtro. Mauricio Igor Jasso Zaranda*

## ESCUELA NACIONAL DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Directora:

*Dra. Yadira Rivera Espinoza*

Subdirectora Académica:

*M. en C. Martha Patricia Cervantes Cervantes*

Subdirector Administrativo:

*Ing. Raúl Chávez Alvircio*

Jefe de la Sección de Estudios de Posgrado e Investigación:

*Dr. Gerardo Aparicio Ozores*

Subdirector de Servicios Educativos e Integración Social:

*Dr. Felipe Neri Rodríguez Casasola*

---

**POLIBOTÁNICA**, Año 27, No. 53, enero-junio 2022, 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 C.P. 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

*Noemi 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.



# FITOQUÍMICOS Y PROPIEDADES NUTRACÉUTICAS DE DURAZNO (*Prunus persica* L.) CULTIVADO EN ZACATECAS

## PHYTOCHEMICALS AND NUTRACEUTICAL PROPERTIES OF PEACH (*Prunus persica* L.) HARVESTED IN ZACATECAS

**Aguayo-Rojas, J.; S. Mora-Rochín; X. Tovar-Jiménez; J.J. Rochín-Medina y R.O. Navarro-Cortez.**

FITOQUÍMICOS Y PROPIEDADES NUTRACÉUTICAS DE DURAZNO (*Prunus persica* L.)  
CULTIVADO EN ZACATECAS.

PHYTOCHEMICALS AND NUTRACEUTICAL PROPERTIES OF PEACH (*Prunus persica* L.)  
HARVESTED IN ZACATECAS.



**FITOQUÍMICOS Y PROPIEDADES NUTRACÉUTICAS DE DURAZNO (*Prunus persica* L.)  
CULTIVADO EN ZACATECAS.**

**PHYTOCHEMICALS AND NUTRACEUTICAL PROPERTIES OF PEACH (*Prunus persica* L.)  
HARVESTED IN ZACATECAS.**

Aguayo-Rojas, J.;  
S. Mora-Rochín;  
X. Tovar-Jiménez;  
J.J. Rochín-Medina  
y R.O. Navarro-Cortez.

FITOQUÍMICOS Y  
PROPIEDADES  
NUTRACÉUTICAS DE  
DURAZNO (*Prunus persica* L.)  
CULTIVADO EN  
ZACATECAS.

PHYTOCHEMICALS AND  
NUTRACEUTICAL  
PROPERTIES OF PEACH  
(*Prunus persica* L.)  
HARVESTED IN  
ZACATECAS.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 53: 151-166. Enero 2022

DOI:

10.18387/polibotanica.53.10

**J. Aguayo-Rojas** / [jesus\\_aguayo@uaz.edu.mx](mailto:jesus_aguayo@uaz.edu.mx)

Universidad Autónoma de Zacatecas, Químico en Alimentos,  
Carretera Zacatecas-Guadalajara Km 6, La Escondida CP. 98160,  
Zacatecas, Zacatecas, México. Fax: (492) 7169647

**S. Mora-Rochín** / [smora@uas.edu.mx](mailto:smora@uas.edu.mx)

Universidad Autónoma de Sinaloa. Boulevard de las Américas S/N,  
Col. Universitaria. Culiacán, Sinaloa, México. CP. 80000., Fax: (667) 7137860

**X. Tovar-Jiménez** / [xtovar@upp.edu.mx](mailto:xtovar@upp.edu.mx)

Universidad Politécnica de Pachuca.  
Carretera Pachuca-Cd. Sahagún Km. 20, Ex-Hacienda de Santa Bárbara  
CP. 43830, Zempoala, Hidalgo, México. Fax: (771) 5477510

**J.J. Rochín-Medina** / [jaimerochin@itculiacan.edu.mx](mailto:jaimerochin@itculiacan.edu.mx)

Instituto Tecnológico de Culiacán.  
Juan de Dios Batiz S/N, Col. Guadalupe CP 80220,  
Culiacán, Sinaloa, México. Fax: (667) 7169647

**R.O. Navarro-Cortez** / [ronc2584@gmail.com](mailto:ronc2584@gmail.com)

Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Rancho Universitario,  
Avenida Universidad Km. 1, Ex-Hacienda de Aquetzalpa CP 43600,  
Tulancingo, Hidalgo, México. Fax: (771) 7172000

**RESUMEN:** Las frutas contienen niveles altos de compuestos biológicamente activos que imparten beneficios a la salud, Zacatecas ocupa los primeros lugares en producción de durazno a nivel nacional. El objetivo del presente estudio fue evaluar el contenido de compuestos fenólicos y carotenoides, así como las propiedades antioxidante, antihipertensiva y antimicrobiana del durazno criollo cultivado en Zacatecas. Se realizaron extractos metanólicos para evaluar la capacidad antioxidante y se determinó por los métodos DPPH y ABTS. La actividad antihipertensiva fue evaluada mediante la inhibición de la enzima convertidora de angiotensina I, presentando una inhibición del 58% y el efecto antimicrobiano se determinó por el método de difusión en disco, en cepas bacterianas de *Salmonella typhimurium*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes* y *Staphylococcus aureus*. El contenido de flavonoides y taninos fue de 247 y 410 mg equivalentes de catequina/100 g (bs); para fenólicos totales fue de 452 mg equivalentes de ácido gálico/100 g (bs) y para carotenoides 195 µg equivalentes de β-caroteno/100 g (bs). En cuanto a la capacidad antioxidante, se obtuvieron niveles de 3858 y 6215 µmol equivalentes de Trolox/100 g (bs) para DPPH y ABTS, respectivamente. El extracto metanólico de durazno presentó actividad antimicrobiana en todas las cepas bacterianas utilizadas, tanto en las Gram positivas como en las negativas.

**Palabras clave:** Fitoquímicos, capacidad antioxidante, actividad antihipertensiva, actividad antimicrobiana.

**ABSTRACT:** Fruits contain high levels of biologically active compounds that impart health benefits, Zacatecas occupies the first places in peach production nationwide. The objective of the present study was to evaluate the content of phenolic compounds and carotenoids, as well as to the antioxidant, antihypertensive, and antimicrobial properties of the Creole peach harvested in Zacatecas. Methanolic extracts were made to evaluate the antioxidant capacity and it was determined by the DPPH and ABTS methods. The antihypertensive activity was evaluated by means of the inhibition of the angiotensin converting enzyme I, presenting an inhibition of 58%, and the antimicrobial activity was determined by the disk diffusion method on bacterial strains of *Salmonella typhimurium*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes* and *Staphylococcus aureus*. The flavonoid and tannin content was 247 and 410 mg of catechin equivalents/ 100 g (db); for total phenolics it was 452 mg of gallic acid equivalents/ 100 g (db) and for carotenoids 195 µg β-carotene equivalents/100 g (db). Regarding antioxidant capacity, levels of 3858 and 6215 µmol Trolox equivalents/100 g (db) were obtained for DPPH and ABTS, respectively. The methanolic peach extract presented antimicrobial activity on all the bacterial strains used, both Gram-positive and Gram-negative.

**Key words:** Phytochemicals, antioxidant capacity, antihypertensive activity, antimicrobial activity.

## INTRODUCCIÓN

Los fitoquímicos con potencial antioxidante tienen la capacidad de reducir las consecuencias del estrés oxidativo en el desarrollo de enfermedades y en el proceso de envejecimiento, y de este modo contribuir en los efectos protectores a la salud de las frutas (Álvarez-Suarez *et al.*, 2014). Las frutas contienen niveles altos de compuestos biológicamente activos que imparten beneficios a la salud, además de los valores nutricionales. Dentro de los componentes activos biológicos, los antioxidantes naturales han tenido interés debido a su seguridad y su potencial efecto terapéutico. Estos son capaces de actuar como neutralizadores de radicales libres, inhibidores enzimáticos y sinergistas de la actividad antioxidante. Los antioxidantes naturales de origen vegetal, como flavonoides y taninos, son seguros para la salud y también son bioactivos, ya que ayudan a prevenir enfermedades (Mohsen & Ammar, 2009; Rizwana, Al Otibi & Al-Malki, 2019). En años recientes, mayor atención ha sido puesta en explorar el potencial antioxidante de extractos de plantas o productos aislados de origen vegetal, incluyendo las frutas que son empleadas para el consumo humano (Chua, Tung, & Chang, 2008; Velderrain-Rodríguez, Acevedo-Fani, González-Aguilar, & Martín-Belloso, 2019). Numerosos extractos crudos de materiales vegetales ricos en fenólicos son de interés en la industria alimentaria, ya que pueden retardar la degradación oxidativa y de esta forma mejorar la calidad y el valor nutritivo de los alimentos (Corral-Aguayo, Yahia, Carillo-Lopez & González-Aguilar, 2008). Estudios epidemiológicos han revelado una asociación positiva entre el consumo de frutas y una reducción de ciertas enfermedades crónicas degenerativas, como enfermedades cardiovasculares, ciertos tipos de cáncer como el de mama, entre otras (Noratto, Porter, Byrne, & Cisnero-Zevallos, 2014). La mejor manera de suministrar antioxidantes al cuerpo humano es comer porciones generosas de frutas ricas en antioxidantes como los polifenoles (Giampieri, Alvarez-Suarez & Battino, 2014). En el Estado de Zacatecas se cultivan una gran cantidad de frutas como durazno, tuna, guayaba, uva, ciruela, manzana y membrillo, que no han sido aprovechadas en su totalidad para elaborar diversos productos alimenticios y conocer sus posibles efectos a la salud. Estas frutas representan una oportunidad para que los productores locales accedan a mercados especiales donde los consumidores aprecian la presencia de compuestos bioactivos capaces de prevenir algunas enfermedades (Alves, de Brito, Rufino & Sampaio, 2008). El durazno tiene un valor terapéutico y nutricional muy importante, ya que se le ha relacionado con varias actividades biológicas como antioxidante, antibacteriana y anticancerígena (Kurz, Carle, & Schieber, 2008; Noratto, Porter, Byrne & Cisnero-Zevallos, 2014). Zacatecas se ubica entre los cinco Estados con mayor producción de durazno a nivel nacional (SIAP, 2018), existen pocos estudios que indiquen su potencial nutraceutico o su efecto benéfico a la salud, por lo que el objetivo de la presente investigación fue determinar los

niveles de fitoquímicos y evaluar las actividades antioxidante, antihipertensiva y antimicrobiana de la variedad criolla de durazno cultivada en el mismo Estado, ya que se ha relacionado el contenido de fitoquímicos en las frutas, con sus posibles actividades bioactivas. La información generada en este estudio podría aumentar las oportunidades de mercado de este fruto en la industria de alimentos funcionales y en su consumo.

## MATERIALES Y MÉTODOS

Frutos maduros de durazno (*Prunus persica* L.) de la variedad criolla fueron colectados en el municipio de Jerez, Zacatecas, México (22° 39' N 103° 00' O) en el mes de agosto 2019. El material fue cortado en rodajas y secado en un horno de aire forzado hasta alcanzar una humedad del 15% (Precision Instruments, Model DN-43) a 35 °C por 2 días. Los frutos secos fueron molidos (UD Cyclone Sample Mill, UD Corp., Boulder, CO) hasta pasar por una malla 80-US (0.180 mm), y empacados en bolsas de plástico. La harina de durazno resultante fue almacenada a -20 °C para evitar la degradación de fitoquímicos.

### Extracción de fitoquímicos

Los fitoquímicos en durazno fueron extraídos de acuerdo a Adom & Liu (2002). 0.5 g de harina fue mezclada con 10 mL de metanol 99.5% (80:20, v/v); esta suspensión se agitó en un rotator (OVAN noria R, EUA, 2010) por 10 min, y fue centrifugada a 3000 x g/10°C/10 min. El sobrenadante se colocó en tubo nuevo y se concentró a 35°C (Speed Vac Concentrator, Thermo Electron Corporation) hasta alcanzar un volumen final de 2 mL.

### Determinación de flavonoides

En una placa de 96 celdas, se agregaron 20 µL del extracto de fitoquímicos. Los extractos se mezclaron con 80 µL de agua destilada y 6 µL de NaNO<sub>2</sub> al 5% (p/v) y se dejó reposar por 5 minutos. Posteriormente fueron adicionados 12 µL de AlCl<sub>3</sub> al 10% (p/v), 10 µL de NaOH 1M y 20 µL de agua destilada. Después de 30 min de reposo la absorbancia fue determinada a 510 nm, se empleó catequina como estándar (99%, Sigma Chemical Co.) y el contenido de flavonoides fue expresado como mg equivalentes de catequina (mg EC)/100 g, las determinaciones se realizaron por triplicado (Adom & Liu, 2002).

### Determinación de taninos condensados

Por su estructura polimérica la extracción de taninos no se realizó con los extractos de fitoquímicos. 1 g de harina de durazno se mezcló con 10 ml de acetona (80:20, v/v). A 20 µL de este extracto, se adicionaron 1200 µL de una solución de vainillina al 4% (p/v) en metanol (99.5%) y 600 µL de HCl concentrado, se dejaron en reposo durante 15 min a temperatura ambiente. Se empleó catequina como estándar (99%, Sigma Chemical Co.) y se midió la absorbancia a 500 nm. Los resultados se calcularon y expresaron como mg equivalentes de catequina (mg EC)/100 g de muestra en base seca (bs). Las determinaciones se realizaron por triplicado (Xu & Chang, 2007).

### Determinación de compuestos fenólicos totales

En una placa de 96 celdas, se agregaron 20 µL del extracto de fitoquímico. Se mezclaron con 180 µL del reactivo de Folin Ciocalteu (Sigma-Aldrich, St. Louis, MO), la reacción se neutralizó con 50 µL Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> al 7% y posteriormente se dejó reposar por 90 min. Se empleó ácido gálico como estándar (Sigma Chemical Co.) y se midió la absorbancia a 750 nm, el contenido de fenólicos totales fue expresado como mg equivalentes de ácido gálico (mg EAG)/100 g de muestra en base seca (bs), las determinaciones se realizaron por triplicado (Singleton, Orthofer & Lamuela-Raventós, 1999).

### Determinación de Carotenoides totales

Se pesaron 0.1 g de muestra y se homogeneizó con 1 mL de una solución de acetona 99.5%-etanol (v/v, 1:1), se dejó reposar por 24 h. Se filtró la solución al vacío, se transfirió el filtrado a un embudo de separación y se adicionaron 5 mL de hexano 95% y 2.5 mL de agua destilada y se dejó reposar por 30 min. Finalmente se midió la absorbancia de la fase orgánica a 470 nm. Los resultados se expresaron en  $\mu\text{g}$   $\beta$ -caroteno equivalentes (EBC)/100 g, empleando el coeficiente de extinción molar de 2500 del  $\beta$ -caroteno. Se empleó como blanco hexano (Campos *et al.*, 2006).

$$\mu\text{g de } \beta\text{-caroteno} \frac{\text{equiv}}{100\text{g}} = \left( \frac{AxVx10^6}{A_{1\text{cm}}^{1\%}x100xPmx(g)} \right)$$

Donde:

A= Absorbancia de la muestra

V= Volumen total del extracto

A1% 1cm= Coeficiente de absorbtividad del  $\beta$ -caroteno (2500)

Pmx = Peso de muestra en gramos

### Evaluación de la actividad antioxidante

Se empleó el método de 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH), adaptado para microplatos. Se mezclaron 20  $\mu\text{L}$  del extracto de fitoquímicos con 200  $\mu\text{L}$  de la solución de DPPH (Sigma Chemical Co.) en una placa de 96 celdas. Se incubó por 30 minutos. La absorbancia fue determinada a 540 nm. La actividad antirradical fue expresada como  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (Sigma Chemical Co.) (ET)/100 g de muestra en base seca (bs). Las determinaciones se realizaron por triplicado (Cardador-Martínez, Loarca-Piña, & Ooman, 2002). La actividad antirradical ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico) se llevó a cabo de acuerdo a Re, Pellegrini, Proteggente, Yang, & Rice-Evans (1999). A 1980  $\mu\text{L}$  de la dilución (3.5 mM, pH 7) del radical ABTS<sup>•+</sup> (Sigma Chemical Co.) se le añadieron 20  $\mu\text{L}$  de extracto de fitoquímicos y se incubaron 15 min en oscuridad para posteriormente medir la absorbancia a 735 nm. La actividad antirradical fue expresada como  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (ET)/100 g de muestra en base seca (bs) y las determinaciones se realizaron por triplicado.

### Actividad inhibitoria de la enzima convertidora de angiotensina

Se midió la actividad de 0.05 mL (0.025 U/mL) de la enzima convertidora de angiotensina (ECA) frente a su sustrato, Hipuril-L-Histidil-L-Leucina (Sigma Chemical Co.) a una concentración de 0.3% (p/v). Bajo las mismas condiciones se realizó la medición de la actividad de la ECA adicionando enalapril, a una concentración de 0.4% (p/v) como control positivo, para inhibir la actividad de la ECA. Para evaluar la propiedad inhibitoria de durazno se utilizó una concentración de los extractos de 0.2% (p/v) en un buffer de fosfatos PBS (400 mM, pH 8.5). Durante el procedimiento se realizó una incubación de la enzima con su sustrato a 37 °C por 30 minutos y según era el caso, con los inhibidores (enalapril o extracto de durazno); la reacción fue detenida con 0.25 ml de HCl 1M. Posteriormente se realizó una extracción del producto de la actividad enzimática, el ácido hipúrico, con 1.0 mL de acetato de etilo, seguido de la evaporación del exceso de acetato de etilo; este producto se disolvió en 1.5 mL de agua destilada y se determinó su absorbancia a una longitud de onda de 228 nm (Wang, Saito, Tatsumi, & LI, 2003). La actividad de inhibición de la ECA se expresó como % inhibición de la ECA y se calcula como sigue:

$$\% \text{ Inhibición} = (\text{Absorbancia control} - \text{Absorbancia muestra}) / (\text{Absorbancia control}) \times 100$$

### Actividad antimicrobiana

El efecto antimicrobiano se determinó por el método de difusión en disco, partiendo de cepas aisladas de *Salmonella typhimurium* ATCC 14028, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Listeria monocytogenes* ATCC 7644 y *Staphylococcus aureus* ATCC 25923. Las bacterias fueron cultivadas en medio de infusión de cerebro y corazón a 37 °C durante 24 h. El inóculo se ajustó

a una concentración de  $1 \times 10^8$  UFC/mL en la escala MacFarland. Se inocularon las cepas bacterianas en cajas de Petri estériles con agar métodos estándar, utilizando para ello un hisopo estéril y asegurándose de cubrir de manera uniforme toda la caja. Una vez que el inóculo se impregnó en el medio por 15 min, se procedió a colocar los discos en un sitio específico, previamente establecido, adicionando 10  $\mu$ L de extracto de durazno (2.5 mg/mL, p/v), se dejó incubando a 37 °C durante 24 h y se midió el halo de inhibición usando un Caliper, considerando como diámetro aquel lado del halo con aspecto más circunferencial. Los resultados de la actividad antimicrobiana se determinaron en función del halo de inhibición, y fueron reportados en milímetros. Las evaluaciones se hicieron por cuadruplicado para cada cepa y como control se empleó ampicilina (Wanger, 2007).

#### Análisis estadístico

Los datos obtenidos del durazno se analizaron aplicando una ANOVA bifactorial, para la comparación de medias se utilizó la prueba de rangos múltiples de Duncan, con un nivel de significancia de 95% ( $p \leq 0.05$ ) empleando el programa Statgraphics (Statpoint Technologies, Inc. Warrenton, Virginia, USA). Los resultados son expresados como la media de tres experimentos con su desviación estándar

## RESULTADOS

#### Compuestos fenólicos y carotenoides en los extractos de durazno

En el presente estudio el contenido de flavonoides obtenido en durazno fue de 247 mg CE/100 g (bs) (Tabla 1) y de taninos fue de 410 mg CE/100 g (bs), por lo que se le considera un valor alto comparado con otros frutos (Tabla 1). El contenido total de fenólicos obtenidos en durazno fue de 452 mg EAG/100 g (bs) (Tabla 1) y de carotenoides totales de 195  $\mu$ g EBC/100 g (bs) (Tabla 1).

**Tabla 1.** Contenido de compuestos fenólicos y carotenoides en extractos de durazno.

Extracto	Flavonoides <sup>1</sup>	Taninos <sup>2</sup>	Fenólicos Totales <sup>3</sup>	Carotenoides <sup>4</sup>
Durazno	247±1.93	410±1.82	452±1.76	195±35

<sup>1,2</sup>Miligramos equivalentes de catequina/100 g

<sup>3</sup>Miligramos equivalentes de ácido gálico/100 g

<sup>4</sup> $\mu$ g equivalentes de  $\beta$ -caroteno/100 g

#### Actividad antioxidante

En el presente estudio se emplearon análisis de antioxidantes basados en reacciones químicas (DPPH y ABTS). Los valores de actividad antioxidante en durazno se muestran en la Tabla 2. Los valores obtenidos en nuestra investigación por DPPH y ABTS fueron 3858 y 6215  $\mu$ mol ET/100 g, respectivamente. Los resultados obtenidos por el método de DPPH muestran que la capacidad antioxidante del durazno es alta en comparación con los valores reportados en otras frutas y lo obtenido por el ABTS se encontró en el mismo rango.

**Tabla 2.** Actividad antioxidante de extracto de durazno.

Extracto	DPPH <sup>2</sup>	ABTS <sup>3</sup>
Durazno	3858±1.78	6215±2.5

<sup>1,2</sup> $\mu$ mol equivalentes de Trolox/100 g

**Actividad inhibitoria de la enzima convertidora de angiotensina (ECA)**

El extracto metanólico de durazno logró una inhibición de la ECA del  $58 \pm 0.5\%$ , no existen estudios científicos que señalen el efecto del durazno sobre la ECA.

**Actividad antimicrobiana**

Los diámetros de inhibición de los extractos de durazno son mostrados en la Tabla 3, los extractos inhibieron el crecimiento en las bacterias Gram (-) *Salmonella typhimurium* y *Escherichia coli* de  $8.83 \pm 0.57$  mm y  $9.97 \pm 0.34$  mm, respectivamente. Para las bacterias Gram (+) *Listeria monocytogenes* y *Staphylococcus aureus* los diámetros de inhibición fueron de  $7.20 \pm 0.48$  mm y  $7.88 \pm 0.65$  mm, respectivamente. Comparando ambos efectos, el durazno presentó una mayor actividad antimicrobiana sobre las cepas de bacterias Gram (-). Para el control ampicilina los mm de inhibición fueron en las bacterias Gram (-) *Salmonella typhimurium* y *Escherichia coli* de  $13.20 \pm 0.73$  mm y  $14.40 \pm 0.44$  mm, respectivamente. Para las bacterias Gram (+) *Staphylococcus aureus* y *Listeria monocytogenes* los diámetros de inhibición fueron de  $12.60 \pm 0.55$  mm y  $16.30 \pm 0.42$  mm, valores de inhibición superiores a los mostrados en los extractos de durazno

**Tabla 3.** Actividad antimicrobiana de los extractos de durazno.

Bacteria	Halos de inhibición (mm)	Ampicilina (mm)
Gram (-)		
<i>Salmonella typhimurium</i>	$8.83 \pm 0.57$	$13.20 \pm 0.73$
<i>Escherichia coli</i>	$9.97 \pm 0.34$	$14.40 \pm 0.44$
Gram (+)		
<i>Staphylococcus aureus</i>	$7.88 \pm 0.65$	$12.60 \pm 0.55$
<i>Listeria monocytogenes</i>	$7.20 \pm 0.48$	$16.30 \pm 0.42$

**DISCUSIÓN**

Las frutas son una buena fuente de flavonoides, actualmente, existe un creciente interés en los flavonoides, debido a la posibilidad de mejorar la salud pública a través de la dieta, promovida por el consumo de frutas donde este fitoquímico se encuentra en cantidades considerables (Ignant, Volf & Popa, 2011). Distintos tipos de flavonoides han sido reportados en durazno previamente, como lo son flavan-3-oles (catequina y dímeros de procianidina), antocianinas (cianidina-3-glucósido y cianidina-3-rutinósido), además de flavonoles (quercetina-3-glucósido, quercetina-3-galactósido, quercetina-3-rutinósido, kaempferol-3-glucósido, kaempferol-3-galactósido, kaempferol-3-rutinósido) (Liu, Cao & Jiang, 2015; Mokrani & Madani, 2016). El contenido total de flavonoides reportados en otras frutas (ciruela, kiwi, manzana) es de 118-239 mg CE/100 g, bs y en durazno de 240 a 300 mg CE/100 g, bs, valores muy similares a los encontrados en nuestro estudio, aunque las condiciones de extracción fueron diferentes a las empleadas en nuestra investigación, en cuanto a la temperatura de extracción y tipo de solvente empleado (Awad, de Jager, & van Westing, 2000; Kim, Jeong, & Lee, 2003; Park, *et al.*, 2014; Mokrani & Madani, 2016). Con la excepción de los flavan-3-oles (catequinas), los flavonoides se acumulan principalmente en forma de glucósidos y están a menudo concentrados en las células epidérmicas superiores de las cáscaras de las frutas. La determinación de flavonoides presentes en frutas es un tema que está estrechamente relacionado con los beneficios a la salud de los alimentos de origen vegetal, la investigación sobre la cuantificación de los flavonoides en

frutas es necesaria para revelar la biodisponibilidad y bioaccesibilidad de estos compuestos en la dieta humana. El contenido de flavonoides en durazno está relacionado con la variedad y el estado de maduración, conforme avanza la maduración, la cantidad de este fitoquímico disminuye, esto puede ser atribuido a la condensación de diferentes ácidos fenólicos en los últimos estados de maduración, formando algunos complejos fenólicos con taninos y la lignina (Ben Ahmed, Ben Rouina, Sensoy & Boukhriess, 2009) y al aumento en el contenido de agua en las células, así como a la disminución de la actividad de la enzima involucrada en la biosíntesis de los polifenoles, la fenilalanina amonioliasa, por otra parte, los frutos se ven enriquecidos con compuestos fenólicos aromáticos y pigmentos (Belhadj, *et al.*, 2016). En presencia de ácido clorhídrico concentrado, los taninos condensados son despolimerizados y se transforman en antocianidoles cuantificables (color rojo) al reaccionar con la vainillina. El contenido de taninos reportados en algunas frutas como kiwi, arándanos y en durazno es de 240 a 597 mg CE/100 g, bs, aunque cabe señalar que las condiciones de extracción fueron diferentes a las empleadas en nuestra investigación (Del Bubba, *et al.*, 2009; McDougall, Kulkarni, & Stewart, 2009; Park, *et al.*, 2011; Belhadj, *et al.*, 2016). El contenido de taninos condensados en frutas es afectado principalmente por las condiciones ambientales de las áreas de cultivo, además del grado de maduración de las frutas. Adicionalmente, el contenido de taninos puede estar influenciado por el almacenamiento y las condiciones de procesamiento (Serrano, Puupponen-Pimiä, Dauer, Aura, & Saura-Calixto, 2009). El contenido de taninos en frutas ha sido por mucho tiempo de interés en alimentos debido a su importancia en la determinación de la calidad de las frutas y sus productos. Los taninos están asociados con el color, astringencia y amargor en las frutas (Landete, 2012). Por otra parte, varias investigaciones han revelado el efecto anticarcinogénico, actividad antiinflamatoria, antimutagénica, antimicrobiana y antioxidante de los taninos (Prior & Gu, 2005; Borges-Argaéz, Canche-Chay, Peña-Rodríguez, Said-Fernández & Molina-Salinas, 2007). Los taninos tienen un peso molecular relativamente alto y son divididos usualmente en dos grupos: hidrolizables (galotaninos y elagitaninos) y condensados también conocidos como proantocianidinas (Hagerman & Butler, 1991). Los taninos condensados son más estables, son fácilmente desdoblados y disminuyen durante la maduración, esto puede ser explicado por el hecho de que estas moléculas son esenciales para la protección de las frutas durante las primeras etapas de maduración contra insectos y otros ataques de parásitos (Håring, Suter, Amrhein, & Lüscher, 2007). Durante la maduración los polímeros de los flavan-3-oles son hidrolizados por monómeros explicando su disminución y el aumento de flavonoides. El efecto antioxidante de los taninos es atribuido principalmente a su modo de acción en neutralizar radicales libres, quelación de metales de transición, inhibición de enzimas prooxidantes y la peroxidación lipídica (Koleckar *et al.*, 2008). En otras frutas como fresa (Crecente-Campo, Nunes-Damaceno, Romero-Rodríguez, & Vázquez-Oderiz, 2012), mango (Kim *et al.*, 2010), ciruela (Arion *et al.*, 2014), tuna, pera, zarzamora (Clerici & Carvalho-Silva, 2011) se ha reportado el contenido de compuestos fenólicos totales en un rango de 218 a 440 mg AGE/100 (bs). El contenido de este fitoquímico en durazno depende del tipo de variedad y del estado de maduración del fruto, otros autores han reportado valores en durazno con diferentes estados de maduración, desde las etapas tempranas hasta las finales en un rango de 25 a 384 mg AGE/100 g (bs), menor cantidad de lo obtenido en la presente investigación, donde nuestra muestra se encontraban en la etapa 3 o final de maduración (Belhadj, *et al.*, 2016; Mokrani & Madani, 2016; Saidani, *et al.*, 2017). El contenido total de compuestos fenólicos puede ser afectado por el área de cultivo, el tiempo de cosecha y las condiciones climáticas (Bashir & Abu-Goukh, 2003), también se ha reportado una tendencia a la disminución del contenido de fenólicos totales al avanzar el estado de maduración, esto al aumentar la actividad de la enzima polifenol-oxidasa (Belhadj, *et al.*, 2016). La distribución y el contenido de los compuestos fenólicos en frutas son de interés debido a sus beneficios a la salud. Estos beneficios están asociados con sus propiedades antioxidantes, hoy en día más evidencia indica su efecto como moléculas involucradas en modular rutas de señalización y, de esta forma, afectar funciones celulares y en la expresión de genes, además de su efecto directo en el sistema digestivo (Battino *et al.*, 2009). La distribución y composición de los compuestos fenólicos en frutas son afectados por la madurez, tipo de cultivar, prácticas hortícolas, origen geográfico, estación de crecimiento, condiciones de almacenamiento en postcosecha y las

condiciones de procesamiento (Kim, Jeong & Lee, 2003). Los compuestos fenólicos más comunes en frutas, incluido el durazno, son antocianinas, glucósidos de flavonoides, taninos condensados y ácidos hidroxicinámicos (Määttä-Riihinen, Kamal-Eldin, Mattila, González-Paramás & Törrönen, 2004). Los compuestos fenólicos son los principales responsables de la capacidad antioxidante en el durazno, aunque la vitamina C y los carotenoides también tienen una contribución importante, los compuestos fenólicos presentes en el durazno han mostrado tener varios efectos biológicos como actividad antioxidante, antialérgico, antiinflamatorio, antibacterial, quimiopreventivo y anticancer (Mokrani & Madani, 2016). El desarrollo de los carotenoides se lleva a cabo cuando los cloroplastos son transformados a cromoplastos durante la maduración, resultando en la síntesis de varios carotenoides que no están presentes en las frutas verdes (Fox, Del Pozo-Insfran, Lee, Sargent, & Talcott, 2005). Otros estudios han reportado valores en durazno de 51 a 346  $\mu\text{g}$  EBC/100 g, bs, en duraznos de pulpa blanca y amarilla, datos similares a los encontrados en nuestra investigación (Gil, Tomás-Barberán, Hess-Pierce & Kader, 2002; Puerta-Gomez & Cisneros-Zevallos, 2011), aunque como se mencionó anteriormente el grado de maduración influye considerablemente en su contenido. Estudios previos han reportado que los carotenoides son los principales responsables del color en los frutos maduros, lo que explica porque su contenido aumenta gradualmente durante la maduración (Hu, Dars, Liu, Xie & Sun, 2018). Diversos frutos como el mango, guayaba y durazno son los que mayor cantidad de este fitoquímico presentan. El contenido inicial de carotenoides en durazno aumenta considerablemente durante los primeros cuatro días a 18 °C correspondientes al proceso de maduración, mientras que la firmeza de la pulpa disminuye en este periodo, esto hasta que la fruta alcanza su grado mayor de maduración que corresponden a unos 4.5 N. El valor mínimo para considerar a un durazno maduro es de 9 N (Puerta-Gomez & Cisneros-Zevallos, 2011). Los carotenoides son moléculas con propiedades antioxidantes y su consumo en la dieta, además de sus altos niveles en el plasma sanguíneo, han sido relacionados con una disminución en las enfermedades crónicas, incluyendo diabetes tipo-2, enfermedades cardiovasculares, así como varios tipos de cáncer. Algunos exhiben propiedades de provitamina A, aunque solo algunos pocos están presentes en la dieta humana como lo son el  $\beta$  y  $\alpha$  caroteno (Weber & Grune, 2012; Wang, Chun & Song, 2013), estos datos nos indican la importancia de nuestro material de estudio, ya que se encontró un considerable contenido de este compuesto bioactivo. Los datos reportados en durazno (Mokrani & Madani, 2016) y en otras frutas como ciruela (Arion *et al.*, 2014), guayaba (Thaipong, Boonprakob, Crosby, Cisneros-Zevallos, & Byrne, 2006) por el método DPPH varían de 2010 a 3200  $\mu\text{mol}$  ET/100 g y por ABTS varían de 2230 a 7500  $\mu\text{mol}$  ET/100 g en ciruela (Kristl, Slekovec, Tojnko & Unuk, 2011), guayaba (Thaipong, Boonprakob, Crosby, Cisneros-Zevallos & Byrne, 2006) y durazno (Floegel, Kim, Chung, Koo & Chun, 2011). Los compuestos antioxidantes son capaces de neutralizar radicales libres y de esta forma reducir el riesgo de enfermedades crónicas. Actualmente, la actividad antioxidante en las frutas ha sido tomada como un indicador de sus efectos benéficos para la salud humana (Prior & Wu, 2013). La especificidad y sensibilidad de un solo método no indica la completa exanimación de los fitoquímicos en el extracto, de esta forma, las combinaciones de varios métodos pueden proveer una evaluación más confiable del perfil de antioxidantes en las frutas. Dos ensayos fueron empleados para evaluar las propiedades antioxidantes en los extractos de durazno, cada ensayo tiene su propia ventaja y limitación, de esta forma los datos obtenidos por los dos métodos aumentan la confianza del potencial antioxidante del durazno. Los métodos ABTS y DPPH evalúan la capacidad de la muestra para neutralizar radicales libres modelo. El DPPH es un radical libre estable soluble en metanol que es neutralizado mediante un mecanismo de transferencia de hidrógeno; por otra parte, el ABTS su mecanismo de neutralización es principalmente por transferencia de electrones (Floegel, Kim, Chung, Koo & Chun, 2011) Las diferencias en los métodos son debidas a que el radical ABTS puede reaccionar con un mayor rango de compuestos antioxidantes incluyendo los hidrofílicos y lipofílicos, aunque también puede ser reducido por compuestos que presentan grupos OH (carbohidratos), que no son necesariamente los compuestos fenólicos. En contraste el método DPPH solo puede disolverse en medio orgánico por lo que mide preferentemente la capacidad antioxidante de compuestos poco polares (Vázquez-Carrillo, Aparicio-Eusebio, Salinas-Moreno, Buendía-Gonzalez & Santiago-Ramos, 2018). La determinación de la capacidad

antioxidante es una reacción dependiente del mecanismo. La actividad antioxidante de los compuestos fenólicos depende de su facilidad de donar sus átomos de hidrogeno, para los flavonoides su eficiencia para neutralizar los radicales libres depende del número de grupos hidroxilo y de su posición en la molécula (van Acker *et al.*, 1996). La variación en la capacidad antioxidante con otros frutos o con otras variedades de durazno puede originarse debido a los diferentes niveles de fitoquímicos en cada variedad, principalmente en el contenido de flavonoides, carotenoides y taninos, así como de la interacción entre los diferentes compuestos bioactivos contenidos en los diversos frutos, especialmente en el contenido de fenólicos totales, ya que estos compuestos, son los principales promotores de la capacidad antioxidante en frutos (Xu, Yuan & Chang, 2007). Los fitoquímicos con potencial antioxidante tienen la capacidad de reducir las consecuencias del estrés oxidativo en el desarrollo de enfermedades y en el proceso de envejecimiento, y de este modo contribuyen en los efectos protectores a la salud generales de las frutas (Álvarez-Suarez *et al.*, 2014). Las frutas contienen niveles altos de compuestos biológicamente activos que imparten beneficios a la salud además de los valores nutricionales básicos. Dentro de los componentes activos biológicos, los antioxidantes naturales han tenido interés debido a su seguridad y su potencial efecto terapéutico. Estos antioxidantes son capaces de actuar como neutralizadores de radicales libres, inhibidores enzimáticos y sinérgicos (Mohsen & Ammar, 2009). Existen reportes de la inhibición de la ECA con otras frutas con sus respectivos valores neutralizadores, por ejemplo plátano, granada, litchi 50% (Fernández & Labra, 2013; Kessy, Wang, Zhao, Zhou & Hu, 2018) y fresa 38% (Cheplick, Kwon, Bhowmik & Shetty, 2010), además se ha reportado que la cáscara y semillas de la uva han alcanzado porcentajes de inhibición de hasta 80% (Fernández & Labra, 2013), mientras que el control positivo enalapril presentó una inhibición de la enzima del 98±1%. Diferentes tipos de compuestos contenidos en los alimentos han sido investigados sobre sus propiedades inhibitorias de la ECA. Derivados proteicos en alimentos son el grupo principal, como potenciales fuentes (Wilson, Hayes & Carney, 2011; Herrera Chale, Ruiz Ruiz, Acevedo Fernández, Betancur Ancona & Segura Campos, 2014). Los metabolitos secundarios producidos en las plantas son otro grupo de compuestos naturales que han sido identificados como potenciales inhibidores de la ECA. Algunos terpenoides y compuestos fenólicos incluyendo a los flavonoides y taninos, así como algunos derivados del ácido cafeico. La mayoría de los estudios han demostrado que los extractos de plantas son efectivos contra la inhibición de la ECA, por lo que es importante conocer cuáles son los que tienen un mayor potencial (Ojeda *et al.*, 2010). Actualmente diversos medicamentos son empleados para el control de la hipertensión arterial, estos pertenecen al grupo de inhibidores de la ECA. Ejemplos de ellos son el captopril, enalapril, lisinopril y termocapril estos están disponibles en varios países. Estos medicamentos generalmente actúan ligando el zinc, cofactor de la ECA, a un grupo sulfhidrilo, lo que permite bloquear eficazmente los lugares activos de la enzima e inhibir así, su actividad biológica. No obstante, estas ventajas de los inhibidores de la ECA pueden resultar inefectivas en el momento que produzcan efectos adversos tales como erupciones o sarpullidos en la piel, trastornos alimenticios y tos entre otros, que obligan a interrumpir el tratamiento (Laurent, 2017). Entre los grupos de metabolitos secundarios encontrados en durazno y que presentan un efecto inhibitorio de la actividad de la ECA, los taninos podrían ser uno de los principales responsables en alterar tal actividad enzimática, puesto que, gracias a su estructura polifenólica es factible la unión con este tipo de compuestos a proteínas, lo que alteraría su función, tras la aglutinación. Los taninos altamente glucosilados contenidos en los frutos pueden formar puentes de hidrogeno con el zinc, cofactor de la enzima ECA y con otros sitios activos de la proteína, tal como actúan los fármacos empleados para el control de la hipertensión, pero con la ventaja de que estos fitoquímicos son de origen natural y los efectos secundarios provocados por los medicamentos se pudieran evitar (Lacaille, Franck & Wagner, 2001). Adicionalmente los grupos hidroxilo (OH<sup>-</sup>) de los flavanoles pueden tener un efecto positivo en inhibir la enzima al interactuar con las proteínas, resultando en la formación de un enlace fuerte entre las catequinas y la ECA (Fernández & Labra, 2013). Algunos antimicrobianos naturales se obtienen principalmente de hierbas, plantas, y especias, la actividad antimicrobiana de hierbas y plantas es generalmente atribuida a los compuestos fenólicos presentes en sus extractos o aceites esenciales. Las frutas con alto contenido de

compuestos fenólicos como dátiles (Kchaou *et al.*, 2016), granada (Al-Zoreky, 2009), naranja, limón, mandarina (Espina *et al.*, 2011) y uva (Oliveira *et al.*, 2013) se les ha relacionado con propiedades antimicrobianas. Los resultados obtenidos muestran que la actividad antimicrobiana del durazno contra las bacterias probadas normalmente, no depende de la morfología *Salmonella typhimurium* (bacilo), *Escherichia coli* (bacilo), *Listeria monocytogenes* (bacilo) y *Staphylococcus aureus* (coco) y naturaleza de las Gram, ya que mostraron un efecto inhibitorio hacia Gram (+) y Gram (-). Diversos compuestos bioactivos presentes en frutas como los compuestos fenólicos (ácidos fenólicos, flavonoides, taninos y cumarinas) y carotenoides se les han atribuido un poder antimicrobiano (Surveswaran, Cai, Corke & Sun, 2007). Específicamente los ácidos fenólicos contenidos en frutas (ácido gálico, ácido protocatecuico, ácido cumárico, ácido ferúlico, ácido vanílico y ácido cinámico) se les ha comprobado su efecto antimicrobiano y citotóxico (Zarai *et al.*, 2011; Kchaou, *et al.*, 2016). Investigaciones con algunos flavonoides como catequina, quercetina y apigenina han demostrado su efecto antibacteriano tanto en Gram (+), como Gram (-) esto debido a tres mecanismos, 1) Daño en la membrana citoplasmática originando su perforación, formando H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (Arakawa, Maeda, Okubo & Shimamura, 2004), 2) reducción en la fluidez de la membrana, inhibiendo la síntesis de ácidos nucleicos (inhibición de la topoisomerasa y dihidrofolato reductasa) (Gradišar, Pristovšek & Jerala, 2007) y 3) inhibición del metabolismo energético, inhibiendo la enzima ATP sintasa (Chinnam *et al.*, 2010), también se ha demostrado el efecto de los flavonoides sobre la inhibición de la síntesis de la pared celular, inhibiendo la enzima D-alanina-D-alanina ligasa (Wu *et al.*, 2008) y de la membrana celular, inhibiendo las enzimas FabG, FabI, FabZ, Rv0636 y KAS III (Cushnie & Lamb, 2011), los principales flavonoides causantes de este daño son flavonas, flavonoles, flavanonas, antocianidinas y flavanos (Kchaou *et al.*, 2016). Otro compuesto fenólico encontrado en el extracto de durazno son los taninos y también se ha confirmado su efecto antimicrobiano, su mecanismo de acción es debido a su interacción con la membrana celular y con la inhibición de las proteasas, en el transporte celular a través de la membrana y su adhesión con proteínas lo que induce cambios morfológicos en las bacterias (Kchaou *et al.*, 2016).

## CONCLUSIONES

Los resultados de nuestra investigación indican los primeros estudios sobre el contenido de fitoquímicos y el potencial nutraceutico de la variedad de durazno criolla cultivada en Zacatecas, estos resultados sugieren la considerable cantidad de fitoquímicos presentes en el fruto, específicamente compuestos fenólicos, que pueden ser considerados como una buena fuente para aplicaciones médicas y alimentarias. Los fitoquímicos contenidos en el durazno pueden ser usados como una fuente natural de antioxidantes, además de inhibir la actividad ECA, por lo que podría considerarse al durazno como una de las frutas con potencial antihipertensivo, aunque son necesarios estudios *in vivo*, para comprobar su real eficacia, así mismo los extractos de durazno presentaron actividad antimicrobiana contra cuatro cepas bacterianas de interés en alimentos, esto es importante, ya que en la actualidad la industria de los alimentos está en la búsqueda de compuestos antimicrobianos de origen natural y evitar los sintéticos.

## LITERATURA CITADA

- Adom, K. K., & Liu, R. H. (2002). Antioxidant activity of grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(21), 6182-6187.
- Álvarez-Suarez, J. M., Giamperi, F., Tulipani, S., Casoli, T., Di Stefano, G., González-Paramás, A. M., & Battino, M. (2014). One-month strawberry-rich anthocyanin supplementation ameliorates cardiovascular risk, oxidative stress markers and platelet activation in humans. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 289-294.

- Alves, R. E., de Brito, E. S., Rufino, M. S., & Sampaio, C. G. (2008). Antioxidant activity measurement in tropical fruits: A case study with acerola. *Acta Horticulturae*, 773, 299-305.
- Al-Zoreky, N. S. (2009). Antimicrobial activity of pomegranate (*Punica granatum* L.) fruit peels. *International Journal of Food Microbiology*, 134(3), 244-248.
- Arakawa, H., Maeda, M., Okubo, S., & Shimamura, T. (2004). Role of hydrogen peroxide in bactericidal action of catechin. *Biological and Pharmaceutical Bulletin*, 27(3), 277-281.
- Arion, C. M., Tabart, J., Kevers, C., Niculaua, M., Filimon, R., Beceanu, D., & Dommes, J. (2014). Antioxidant potential of different plum cultivars during storage. *Food Chemistry*, 146(1), 485-491.
- Awad, M.A., de Jager, A., & van Westing, L.M. (2000). Flavonoid and chlorogenic acid levels in apple fruit: characterisation of variation. *Scientia Horticulturae*, 83(3-4), 249-263.
- Bashir, H.A., & Abu-Goukh, A.B.A. (2003). Compositional changes during guava fruit ripening. *Food Chemistry*, 80(4), 557-563.
- Battino, M., Beekwilder, J., Denoyes-Rothan, B., Laimer, M., McDougall, G. J., & Mezzetti, B. (2009). Bioactive compounds in berries relevant to human health. *Nutrition Reviews*, 67(1), S145-S150.
- Belhadj, F., Somrani, I., Aissaaoui, N., Messaoud, C., Boussaid, M., & Marzouki, M. N. (2016). Bioactive compounds contents, antioxidant and antimicrobial activities during ripening of *Prunus persica* L. varieties from the North West of Tunisia. *Food Chemistry*, 204, 29-36.
- Ben Ahmed, C., Ben Rouina, B., Sensoy, S., & Boukhriss, M. (2009). Saline water irrigation effects on fruit development, quality, and phenolic composition of virgin olive oils, cv. Chemlali. *Journal of agricultural and food chemistry*, 57(7), 2803-2811.
- Borges-Argaéz, R., Canche-Chay, C.I., Peña-Rodríguez, L.M., Said-Fernández, S., & Molina-Salinas, G.M. (2007). Antimicrobial activity of *Diospyros anisandra*. *Fitoterapia*, 78(5), 370-372.
- Campos, D., Noratto, G., Chirinos, R., Arbizu, C., Roca, W., & Cisneros-Zevallos, L. (2006). Antioxidant capacity and secondary metabolites in four species of Andean tuber crops: native potato (*Solanum* sp.), mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón), Oca (*Oxalis tuberosa* Molina) and ulluco (*Ullucus tuberosus* Caldas). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86(10), 1481-1488.
- Cardador-Martínez, A., Loarca-Piña, G., & Ooman, B.D. (2002). Antioxidant activity in common beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(24), 6975-6980.
- Cheplick, S., Kwon, Y.I., Bhowmik, P., & Shetty, K. (2010). Phenolic-linked variation in strawberry cultivars for potential dietary management of hyperglycemia and related complications of hypertension. *Bioresource Technology*, 101(1), 404-413.
- Chinnam, N., Dadi, P.K., Sabri, S., Ahmad, M., Kabir, M.A., & Ahmad, Z. (2010). Dietary bioflavonoids inhibit *Escherichia coli* ATP synthase in a differential manner. *International Journal of Biological Macromolecules*, 46(5), 478-486.
- Chua, M.T., Tung, Y.T., & Chang, S.T. (2008). Antioxidant activities of ethanolic extracts from twigs of *Cinnamomum osmophleum*. *Bioresource Tehnology*, 99(6), 1918-1925.
- Clerici, M.T., & Carvalho-Silva, L.B. (2011). Nutritional bioactive compounds and technological aspects of minor fruits grown in Brazil. *Food Research International*, 44(7), 1658-1670.
- Corral-Aguayo, R.D., Yahia, E.M., Carillo-Lopez, A., & González-Aguilar, G. (2008). Correlation between some nutritional components and the total antioxidant capacity measured with six different assays in eight horticultural crops. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(22), 10498-10504.
- Crecente-Campo, J., Nunes-Damaceno, M., Romero-Rodríguez, M. A., & Vázquez-Oderiz, M. L. (2012). Color, anthocyanin pigment, ascorbic acid and total phenolic compound determination in organic versus conventional strawberries (*Fragaria x ananassa* Duch, cv Selva). *Journal of Food Composition and Analysis*, 28(1), 23-30.

- Cushnie, T.T., & Lamb, A.J. (2011). Recent advances in understanding the antibacterial properties of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 38(2), 99-107.
- Del Bubba, M., Giordani, E., Pippucci, L., Cincinelli, A., Checchini, L., & Galvan, P. (2009). Changes in tannins, ascorbic acid and sugar content in astringent persimmons during on-tree growth and ripening and in response to different postharvest treatments. *Journal of Food Composition and Analysis*, 22(7-8), 668-677.
- Espina, L., Somolinos, M., Lorán, S., Conchello, P., García, D., & Pagán, R. (2011). Chemical composition of commercial citrus fruit essential oils and evaluation of their antimicrobial activity acting alone or in combined processes. *Food Control*, 22(6), 896-902.
- Fernández, K., & Labra, J. (2013). Simulated digestion of proanthocyanidins in grape skin and seed extracts and the effects of digestion on the angiotensin I-converting enzyme (ACE) inhibitory activity. *Food Chemistry*, 139(1-4), 196-202.
- Floegel, A., Kim, D.O., Chung, S.J., Koo, S.I., & Chun, O.K. (2011). Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(7), 1043-1048.
- Fox, A. J., Del Pozo-Insfran, D., Lee, J. H., Sargent, S. A., & Talcott, S. T. (2005). Ripening-induced chemical and antioxidant changes in bell peppers as affected by harvest maturity and postharvest ethylene exposure. *HortScience*, 40(3), 732-736.
- Giampieri, F., Alvarez-Suarez, J.M., & Battino, M. (2014). Strawberry and human health: Effects beyond antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(18), 3867-3876.
- Gil, M.I., Tomás-Barberán, F.A., Hess-Pierce, B., & Kader, A.A. (2002). Antioxidant Capacities, Phenolic Compounds, Carotenoids, and Vitamin C Contents of Nectarine, Peach, and Plum Cultivars from California. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(17), 4976-4982.
- Gradišar, H., Pristovšek, P., & Jerala, R. (2007). Green Tea Catechins Inhibit Bacterial DNA Gyrase by Interaction with Its ATP Binding Site. *Journal of Medicinal Chemistry*, 50(2), 264-271.
- Hagerman, A.E., & Butler, L.G. (1991). Tannins and lignins. In G.A. Rosenthal, & M.R. Berenbaum. *Herbivores: their interactions with secondary plant metabolites* (Second ed., pp. 355-388). Elsevier.
- Häring, D.A., Suter, D., Amrhein, N., & Lüscher, A. (2007). Biomass allocation is an important determinant of the tannin concentration in growing plants. *Annals of Botany*, 99(1), 111-120.
- Herrera Chale, F.G., Ruiz Ruiz, J.C., Acevedo Fernández, J.J., Betancur Ancona, D.A., & Segura Campos, M.R. (2014). ACE inhibitory, hypotensive and antioxidant peptide fractions from *Mucuna pruriens* proteins. *Process Biochemistry*, 49(10), 1691-1698.
- Hu, K., Dars, A.G., Liu, Q., Xie, B., & Sun, Z. (2018). Phytochemical profiling of the ripening of Chinese mango (*Mangifera indica* L.) cultivars by real-time monitoring using UPLC-ESI-QTOF-MS and its potential benefits as prebiotic ingredients. *Food Chemistry*, 256(1), 171-180.
- Ignant, I., Volf, I., & Popa, V.I. (2011). A critical review of methods for characterization of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry*, 126(4), 1821-1835.
- Kchaou, W., Abbes, F., Manzour, R.B., Blecker, C., Attia, H., & Besbes, S. (2016). Phenolic profile, antibacterial and cytotoxic properties of second grade date extract from Tunisian cultivars (*Phoenix dactylifera* L.). *Food Chemistry*, 194(1), 1048-1055.
- Kessy, H.N., Wang, K., Zhao, L., Zhou, M., & Hu, Z. (2018). Enrichment and biotransformation of phenolic compounds from litchi pericarps with angiotensin I-converting enzyme (ACE) inhibition activity. *LWT-Food Science and Technology*, 87, 301-309.
- Kim, D.O., Jeong, S.W., & Lee, C.Y. (2003). Antioxidant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums. *Food Chemistry*, 81(3), 321-326.

- Kim, H., Moon, J.Y., Kim, H., Lee, D.S., Cho, M., Choi, H.K., & Cho, S. K. (2010). Antioxidant and antiproliferative activities of mango (*Mangifera indica* L.) flesh and peel. *Food Chemistry*, 121(2), 429-436.
- Koleckar, V., Kubikova, K., Rehakova, Z., Kuka, K., Jun, D., Jahodar, L., & Opletal, L. (2008). Condensed and hydrolysable tannins as antioxidants influencing the health. *Medicinal Chemistry*, 8(5), 436-447.
- Kristl, J., Slekovec, M., Tojnko, S., & Unuk, T. (2011). Extractable antioxidants and non-extractable phenolics in the total antioxidant activity of selected plum cultivars (*Prunus domestica* L.): Evolution during on-tree ripening. *Food Chemistry*, 125(1), 29-34.
- Kurz, C., Carle, R., & Schieber, A. (2008). Characterization of cell wall polysaccharide profiles of apricots (*Prunus armeniaca* L.), peaches (*Prunus persica* L.) and pumpkins (*Cucurbita* sp.) for the evaluation of fruit product authenticity. *Food Chemistry*, 106(1), 421-430.
- Lacaille, M.A., Franck, U., & Wagner, H. (2001). Search for potential angiotensin converting enzyme (ACE)-inhibitors from plants. *Phytomedicine*, 8(1), 47-52.
- Landete, J.M. (2012). Updated knowledge about polyphenols: Functions, bioavailability, metabolism, and health. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 52(10), 936-948.
- Laurent, S. (2017). Antihypertensive drugs Review. *Pharmacological Research*, 124, 116-125.
- Liu, H., Cao, J., & Jiang, W. (2015). Evaluation and comparison of vitamin C, phenolic compounds, antioxidant properties and metal chelating activity of pulp and peel from selected peach cultivars. *LWT-Food Science and Technology*, 63(2), 1042-1048.
- Määttä-Riihinen, K.R., Kamal-Eldin, A., Mattila, P.H., González-Paramás, A.M., & Törrönen, A.R. (2004). Distribution and contents of phenolic compounds in eighteen Scandinavian berry species. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(14), 4477-4486.
- McDougall, G.J., Kulkarni, N.N., & Stewart, D. (2009). Berry polyphenols inhibit pancreatic lipase activity *in vitro*. *Food Chemistry*, 115(1), 193-199.
- Mohsen, S.M., & Ammar, A.S. (2009). Total phenolic contents and antioxidant activity of corn tassel extracts. *Food Chemistry*, 595-598.
- Mokrani, A., & Madani, K. (2016). Effect of solvent, time and temperature on the extraction of phenolic compounds and antioxidant capacity of peach (*Prunus persica* L.) fruit. *Separation and Purification Technology*, 162(13), 68-76.
- Noratto, G., Porter, W., Byrne, D., & Cisnero-Zevallos, L. (2014). Polyphenolics from peach (*Prunus persica* var. *rich* Lady) inhibit tumor growth and metastasis of MDAMB-435 breast cancer cells *in vivo*. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 25(7), 796-800.
- Ojeda, D., Jiménez-Ferrer, E., Zamilpa, A., Herrera-Arellano, A., Tortoriello, J., & Alvarez, L. (2010). Inhibition of angiotensin converting enzyme (ACE) activity by the anthocyanins delphinidin and cyanidin-3-Osambubiosides from *Hibiscus sabdariffa*. *Journal of Ethnopharmacology*, 127(1), 7-10.
- Oliveira, D.A., Salvador, A.A., Smania Jr, A., Smania, E.F., Maraschin, M., & Ferreira, S.R. (2013). Antimicrobial activity and composition profile of grape (*Vitis vinifera*) pomace extracts obtained by supercritical fluids. *Journal of Biotechnology*, 164(3), 423-432.
- Park, Y.S., Leontowicz, H., Leontowicz, M., Namiesnik, J., Suhaj, M., Cvikrová, M., & Gorinstein, S. (2011). Comparison of the contents of bioactive compounds and the level of antioxidant activity in different kiwifruit cultivars. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(7), 963-970.
- Park, Y.S., Namiesnik, J., Vearasilp, K., Leontowicz, H., Leontowicz, M., Barasch, D., & Gorinstein, S. (2014). Bioactive compounds and the antioxidant capacity in new kiwi fruit Cultivars. *Food Chemistry*, 165, 354-361.
- Prior, R.L., & Gu, L. (2005). Occurrence and biological significance of proanthocyanidins in the American diet. *Phytochemistry*, 66(18), 2264-2280.
- Prior, R.L., & Wu, X. (2013). Diet Antioxidant Capacity Relationships to Oxidative Stress and Health. *American Journal of Biomedical Sciences*, 5(2), 126-139.

- Prior, R.L., & Wu, X. (2013). Diet antioxidant capacity: Relationships to oxidative stress and health. *American Journal of Biomedical Sciences*, 5(2), 126-139.
- Puerta-Gomez, A.F., & Cisneros-Zevallos, L. (2011). Postharvest studies beyond fresh market eating quality: Phytochemical antioxidant changes in peach and plum fruit during ripening and advanced. *Postharvest Biology and Technology*, 60(3), 220-224.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9-10), 1231-1237.
- Rizwana, H., Al Otibi, F., & Al-Malki, N. (2019). Chemical composition, FTIR studies and antibacterial activity of *Passiflora edulis* f. *edulis* (Fruit). *Journal of Pure & Applied Microbiology*, 13(4), 2489-2498.
- Saidani, F., Giménez, R., Aubert, C., Chalot, G., Betrán, J.A., & Gorgocena, Y. (2017). Phenolic, sugar and acid profiles and the antioxidant composition in the peel and pulp of peach fruits. *Journal of Food Composition and Analysis*, 62, 126-133.
- Serrano, J., Puupponen-Pimiä, R., Dauer, A., Aura, A.M., & Saura-Calixto, F. (2009). Tannins: Current knowledge of food sources, intake, bioavailability and biological effects. *Molecular Nutrition & Food Research*, 53(52), S310-S329.
- SIAP. (2018, November 30). Anuario de la producción agrícola: Zacatecas Anuario Estadístico. Retrieved from Anuario de la producción agrícola: Zacatecas Anuario Estadístico: [http://nube.siap.gob.mx/cierre\\_agricola/](http://nube.siap.gob.mx/cierre_agricola/)
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R.M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidant by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299, 152-178.
- Surveswaran, S., Cai, Y.Z., Corke, H., & Sun, M. (2007). Systematic evaluation of natural phenolic antioxidant from 133 Indian medicinal plants. *Food Chemistry*, 102(3), 938-953.
- Thaipong, K., Boonprakob, U., Crosby, K., Cisneros-Zevallos, L., & Byrne, D. H. (2006). Comparison of ABTS, DPPH, FRAP, and ORAC assays for estimating antioxidant activity from guava fruit extracts. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19(6-7), 669-675.
- van Acker, S.A., de Groot, M.J., van den Berg, D.J., Tromp, M.N., den Kelder, G.D.O., van der Vijgh, W.J., & Bast, A. (1996). A quantum chemical explanation of the antioxidant activity of flavonoid. *Chemical Research in Toxicology*, 9(8), 1305-1312.
- Vázquez-Carrillo, M.G., Aparicio-Eusebio, L.A., Salinas-Moreno, Y., Buendía-Gonzalez, M.O., & Santiago-Ramos, D. (2018). Nutraceutical, Physicochemical, and Sensory Properties of Blue Corn polvorones, a Traditional Flour-Based Confectionery. *Plant Foods for Human Nutrition*, 73, 321-327.
- Velderrain-Rodríguez, G.R., Acevedo-Fani, A., González-Aguilar, G.A., & Martín-Belloso, O. (2019). Encapsulation and stability of a phenolic-rich extract from mango peel within water-in-oil-in-water emulsions. *Journal of Functional Foods*, 56, 65-73.
- Wang, L., Saito, M., Tatsumi, E., & LI, L. (2003). Antioxidative and Angiotensin I-Converting Enzyme Inhibitory Activities of Sufu (Fermented Tofu) Extracts. *Japan Agricultural Research Quarterly: JARQ*, 37(2), 129-132.
- Wang, Y., Chun, O.K., & Song, W.O. (2013). Plasma and dietary antioxidant status as cardiovascular disease risk factors: A review of human studies. *Nutrients*, 5(8), 2969-3004.
- Wanger, A. (2007). Disk diffusion test and gradient methodologies. In R. Schwalbe, L. Steele-Moore, & A. C. Goodwin. *Antimicrobial susceptibility testing protocols* (pp. 53-73). New York: CRC Press Taylor & Francis Group.
- Weber, D., & Grune, T. (2012). The contribution of beta-carotene to vitamin A supply of humans. *Molecular Nutrition & Food Research*, 56(2), 251-258.
- Wilson, J., Hayes, M., & Carney, B. (2011). Angiotensin-I-converting enzyme and prolyl endopeptidase inhibitory peptides from natural sources with a focus on marine processing by-products. *Food Chemistry*, 129(2), 235-244.

**Recibido:**  
19/julio/2021

**Aceptado:**  
12/enero/2022

- Wu, D., Kong, Y., Han, C., Chen, J., Hu, L., Jiang, H., & Shen, X. (2008). D-alanine:D-alanine ligase as a new target for the flavonoids quercetin and apigenin. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 32(5), 421-426.
- Xu, B.J., & Chang, S.K. (2007). A Comparative Study on Phenolic Profiles and Antioxidant Activities of Legumes as Affected by Extraction Solvents. *Journal of Food Science*, 72(2), 5159-5166.
- Xu, B.J., Yuan, S.H., & Chang, S.K. (2007). Comparative Analyses of Phenolic Composition, Antioxidant Capacity, and Color of Cool Season Legumes and Other Selected Food Legumes. *Journal of Food Science*, 72(2), S167-S177.
- Zarai, Z., Kadri, A., Chobba, I. B., Mansour, R.B., Bekir, A., Mejdoub, H., & Gharsallah, N. (2011). The *in vitro* evaluation of antibacterial, antifungal and cytotoxic properties of *Marrubium vulgare* L. essential oil grown in Tunisia. *Lipids in Health and Disease*, 10(1), 1-8.