



Caracterización fisicoquímica, actividad antioxidante y contenido de fenoles y flavonoides totales de nopal morado (*Opuntia gosseliniana*) en dos etapas de coloración

Physicochemical characterization, antioxidant activity and total phenolic and flavonoid content of purple prickly pear (*Opuntia gosseliniana*) at two stages of coloration

Manzanarez-Tenorio LE¹, Ruiz-Cruz S^{2*}, Cira-Chávez LA¹, Estrada-Alvarado MI¹, Márquez-Ríos E², Del-Toro-Sánchez CL², Suárez-Jiménez GM²

1 Instituto Tecnológico de Sonora, Departamento de Biotecnología y Ciencias Alimentarias. 5 de febrero 818 Sur, C.P. 85000, Cd. Obregón, Sonora, México.

2 Universidad de Sonora, Departamento de Investigación y Posgrado en Alimentos, Rosales y Niños Héroes 14 S/N, 83000, Hermosillo, Sonora, México.

RESUMEN

El nopal (*Opuntia gosseliniana*) es considerado un producto alimenticio de interés debido a sus propiedades funcionales, incluyendo su actividad antioxidante. El objetivo de este trabajo fue evaluar las propiedades físico-químicas (color, pH y sólidos solubles totales), actividad antioxidante (DPPH, ABTS y FRAP), contenido de fenoles y flavonoides totales y contenido de betalainas. Así como la evaluación de la toxicidad sobre *Artemia salina* de los extractos etanólicos de nopal en dos etapas de coloración: verde y morado. El color fue característico para cada etapa de coloración. No se observaron diferencias significativas en los valores de pH y SST en cada etapa de coloración. El % de humedad fue mayor en nopal verde (81 %) con respecto al nopal morado (76.65 %). Respecto al grado de toxicidad, los extractos de nopal morado presentaron menor toxicidad que los extractos de nopal verde. Los valores más altos para fenoles y flavonoides totales se encontraron en las muestras de color morado, con valores de 2.31 mg EAG/gps y 3.06 mg EQ/gps, respectivamente. De igual manera, en la actividad antioxidante se obtuvieron valores más altos en la etapa de color morado en las tres técnicas utilizadas. Por lo que, esta especie de cactácea podría ser una fuente potencial de antioxidantes y pigmentos de interés agroindustrial.

Palabras clave: Antioxidantes, ABTS, DPPH, fenoles totales, betalainas.

ABSTRACT

Nopal (*Opuntia gosseliniana*) is considered a food product of interest due to its functional properties, including its antioxidant activity. The objective of this work was to evaluate the physical-chemical properties (color, pH and total soluble solids), antioxidant activity (DPPH, ABTS and FRAP), content of total phenols and flavonoids, and betalain content. As well as the evaluation of the toxicity of ethanolic extracts of nopal at two stages of coloration: green and purple. Color was characteristic for each coloration stage. No significant differences were observed in pH and SST values at each coloration stage. The % moisture was higher in green

nopal (81 %) compared to purple nopal (76.65 %). Regarding the degree of toxicity, purple nopal extracts showed less toxicity than green nopal extracts. The highest values for total phenols and flavonoids were found in purple samples, with values of 2.31 mg EAG/gps and 3.06 mg EQ/gps, respectively. Similarly, in the antioxidant activity (in the three techniques used) and betalain content, higher values were obtained at the purple color stage. Therefore, this species of cacti could be a potential source of antioxidants and pigments of agro-industrial interest.

Keywords: Antioxidants, ABTS, DPPH, total phenols, betalains.

INTRODUCCIÓN

México constituye uno de los centros de diversidad más importantes de cactáceas y en él se alcanza la más alta diversidad a nivel continental (Guevara-Figueroa *et al.*, 2010). El género *Opuntia* pertenece a la familia *Cactaceae*, subfamilia *Opuntioideae*. Este género presenta una alta capacidad de adaptación a condiciones ambientales extremas (alta temperatura, sequía, radiación UV) y se distribuye en regiones áridas y semiáridas (Astello-García *et al.*, 2015). Algunos estudios han demostrado que diversas fuentes de origen vegetal contienen muchos compuestos con actividad antioxidante, los cuales juegan un papel importante en la prevención de enfermedades crónicas y el estrés oxidativo, teniendo la capacidad de inhibir los procesos de oxidación, así como evitar el envejecimiento de los tejidos. Además, se ha dirigido gran atención hacia el desarrollo de medicamentos de origen vegetal, precisando las investigaciones acerca de plantas con alto poder antioxidante y baja toxicidad. Varias plantas han sido estudiadas como fuentes de antioxidantes naturales potenciales en la industria alimentaria (Moure *et al.*, 2001; Ramos *et al.*, 2012; Martins *et al.*, 2014).

Debido a la tendencia global hacia el uso de fitoquímicos naturales con potencial antioxidante, el género *Opuntia* parece ser una buena fuente de esos compuestos (Guevara-Figueroa *et al.*, 2010). La especie más estudiada ha sido la *Opuntia ficus-indica*, siendo la especie más comercial,

*Autor para correspondencia: Saul Ruiz Cruz
 Correo electrónico: saul.ruizcruz@unison.mx

Recibido: 26 de enero de 2022

Aceptado: 17 de junio de 2022

sin embargo, existen otras especies silvestres que podrían también presentar en su composición sustancias bioactivas que coadyuven a la salud del consumidor, ya que se ha comprobado que el género *Opuntia* presenta un alto contenido de compuestos fenólicos que lo hacen de interés para los consumidores (Cardador-Martínez, 2011).

Opuntia gosseliniana es una especie silvestre de nopal, el cual ha sido de interés para este trabajo debido al color morado de sus pencas, el cual es conferido a las betalainas, un pigmento que se concentra en floraciones y frutos de plantas propias de la familia *Caryophyllaceae* (Khatabi *et al.*, 2016). En este trabajo, se realizó la caracterización físico-química, actividad antioxidante y contenido de fenoles totales de extractos de *O. gosseliniana* en dos etapas de coloración, verde y morado. Además, se realizó un ensayo de letalidad sobre *Artemia salina* de los extractos de nopal, con el fin de conocer el grado de toxicidad de los mismos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal

El material vegetal (*O. gosseliniana*) fue recolectado en la localidad de Buena Vista, Sonora y trasladado en bolsas ziploc a temperatura ambiente al laboratorio de Tecnologías Emergentes del Centro de Investigación e Innovación Biotecnológica, Agropecuaria y Ambiental (CIIBAA) en ITSON Unidad Centro de la localidad de Ciudad Obregón, Sonora.

Caracterización fisicoquímica

Color, pH, Sólidos solubles totales (SST) y humedad

El color de las pencas de nopal se determinó de acuerdo con el sistema CIELAB, utilizando un espectrofotómetro de Esfera (Serie SP60, Michigan, USA), preparando previamente una masa homogénea de 10 pencas. Con los valores obtenidos de L^* , a^* y b^* , se calcularon los valores de °Hue (Tono) y C^* (Croma). Para la medición del pH, se determinó en forma directa en la mezcla obtenida en la medición del color con un potenciómetro (STARTER 3100, OHAUS, Parsippany, NJ, USA). Los sólidos solubles totales (SST) se determinaron colocando de forma directa una gota de muestra homogeneizada en un refractómetro digital (ATAGO Hand held pocket refractometer PAL-1 No. 3810). Los resultados se expresaron en °Brix y fueron el promedio de 10 repeticiones de la mezcla realizada para el color. Para la determinación de humedad, las muestras fueron puestas en un horno durante 18 h, tiempo en el cual se obtuvo un peso constante de las mismas, a una temperatura de secado que fue de $70\text{ °C} \pm 5$. El porcentaje de humedad se obtuvo de acuerdo con la diferencia del peso inicial (10 g) y el peso final de la muestra, como se muestra en la siguiente fórmula:

$$\frac{(P_o - P_f)}{P_{muestra}} \times 100 = \% H$$

$$\times 100 = \% H$$

Donde: P_o = Peso inicial; P_f = Peso final; $P_{muestra}$ = Peso total de la muestra; H = Humedad

Preparación de extractos

Se formó una masa homogénea al moler 10 pencas de nopal de cada coloración en una licuadora doméstica (proctox-silec, modelo 50171). Posteriormente, las muestras fueron liofilizadas en un liofilizador (FreeZone6, LABCONCO) por 3 días. Una vez secas, fueron pulverizadas en una licuadora hasta obtener un polvo fino. Se tomó una parte de la muestra (relación 1:10 p/v) y se mezcló en vortex durante 4 min con la solución extractora (etanol 80 %), seguido de una sonicación por 15 min, para posteriormente centrifugarse por 20 min a 11,500 g. Una vez transcurrido el tiempo de extracción, se filtró al vacío con papel Whatman No. 2. Los extractos fueron almacenados en recipientes de plástico y refrigerados previos a la realización de los análisis correspondientes.

Evaluación de la capacidad antioxidante

Inhibición del radical DPPH

La evaluación de la capacidad antioxidante se realizó mediante la técnica de inhibición del radical DPPH de acuerdo a Moein y Moein, (2010), con algunas modificaciones. El radical se preparó al mezclar 0.0025 g en metanol 80 %, dicho radical se ajustó a una absorbancia de 0.7 ± 0.02 a 490 nm en un lector de microplacas (Thermo Scientific Multiskan Go, Vantaa, Finland). Posteriormente, se mezclaron 295 μL del radical DPPH y 5 μL del extracto, y se llevó a reposo por 30 min en completa oscuridad, finalmente se leyó la absorbancia a 490 nm. La actividad antioxidante se calculó con el uso de una curva estándar de Trolox y los resultados fueron expresados en μmol equivalente Trolox por gramo de peso seco ($\mu\text{mol ET/gps}$).

Inhibición del radical ABTS

La evaluación de la capacidad antioxidante mediante la inhibición del radical ABTS, se realizó de acuerdo a la técnica descrita por Re *et al.* (1999), con algunas modificaciones. El radical ABTS se preparó al mezclar 19 mg en 15 mL de agua destilada y a su vez se preparó una solución de persulfato de potasio, el cual se añadió al radical y se dejó reposar de 12 - 16 h. De esta solución incubada se tomaron 500 μL y se diluyó en 30 mL de etanol, ajustando la absorbancia a 0.7 ± 0.02 a 750 nm en un lector de microplacas (Thermo Scientific Multiskan Go, Vantaa, Finland). Una vez ajustado el radical, se tomaron 295 μL y 5 μL del extracto y la reacción se dejó reposar por 7 min, y finalmente se leyó la absorbancia a 750 nm. La actividad antioxidante se calculó con el uso de una curva estándar de Trolox y los resultados fueron expresados en μmol equivalente Trolox por gramo de peso seco ($\mu\text{mol ET/gps}$).

Ensayo del poder antioxidante reductor de hierro (FRAP)

El poder antioxidante reductor de hierro se determinó utilizando la metodología de Perez-Perez *et al.* (2019) con algunas modificaciones. Se preparó la solución FRAP a partir de 3 soluciones: acetato de sodio (pH 3.6), FeCl_3 , TPTZ y se disolvieron a una relación de 10:1:1, respectivamente. Posteriormente se tomaron 280 μL del radical y 20 μL del extracto,

se dejó reposar durante 30 min y se leyó la absorbancia a 638 nm en un lector de microplacas (Thermo Scientific Multiskan Go, Vantaa, Finland). Los resultados se expresaron como $\mu\text{mol eq. Trolox}$ por gramo de peso seco ($\mu\text{mol ET/gps}$).

Evaluación del contenido de fenoles y flavonoides totales

El contenido de *fenoles totales* se cuantificó mediante el método descrito por Silva-Beltrán *et al.* (2017), con algunas modificaciones. La mezcla de reacción consistió en mezclar 150 μL de reactivo Folin-Ciocalteu con 30 μL de extracto y 120 μL de Na_2CO_3 . Se dejó reposar por 20 min en completa oscuridad y se leyó la absorbancia a 750 nm en un lector de microplacas (Thermo Scientific Multiskan Go, Vantaa, Finland). La concentración de fenoles totales se calculó utilizando una curva estándar de ácido gálico expresando los resultados como mg equivalentes de ácido gálico por gramo de peso seco (mg EAG/gps).

La determinación del contenido de *flavonoides totales* se realizó mediante la técnica descrito por Silva-Beltrán *et al.* (2017), con algunas modificaciones. La mezcla de reacción consistió en 100 μL del extracto y 430 μL de la mezcla A de NaNO al 5 %, los cuales se incubaron por 5 min, posteriormente se agregaron 30 μL de AlCl_3 (10 %) y se dejó reposar 1 min para luego agregar 440 μL de la mezcla B (NaOH 1 mol/L). Posteriormente se tomó lectura a 490 nm en un lector de microplaca (Thermo Scientific Multiskan Go, Vantaa, Finland). Los resultados fueron expresados como mg equivalentes de quercetina por gramo de peso seco (mg EQ/gps).

Determinación de betalaínas

La determinación de betalaínas se realizó mediante la técnica descrita por Robles *et al.* (2018), con algunas modificaciones. Se realizaron extractos acuosos (relación 1:10) y se precedió al método de extracción descrito en la sección de preparación de extractos. Una vez obtenidos los extractos, se tomó lectura, y las concentraciones de betacianinas (BC) y betaxantinas (BX) se calcularon de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$B \text{ (mg/g)} = (A * FD * PM * V) / (\epsilon * L * P)$$

Donde: A: Absorbancia medida a 535 nm para betacianina y 487 para betaxantina; FD: Factor de dilución al momento de leer; PM: Peso molecular para betacianina (betanina 550 g/mol e indicaxantina 308 g/mol); V: Volumen del extracto; ϵ : Coeficiente extinción molar (Betanina= 60,000 L/mol.cm e indicaxantina = 48,000 L/mol.cm); L: Longitud celda (1 cm). Los resultados se expresaron como mg por gramo de peso seco para las concentraciones de betacianinas (mg BC/gps) y betaxantinas (mg BX/gps).

Evaluación de la toxicidad de los extractos de *O. gosseliniana* sobre *Artemia salina*

La evaluación de la toxicidad de los extractos se realizó mediante la técnica de letalidad sobre *A. salina* de acuerdo al método descrito por Molina-Salinas (2006), con

algunas modificaciones. Para la eclosión de los huevecillos, se colocaron 0.01 g de *A. salina* en agua de mar artificial (40 g de sal/L de agua destilada) incubados por 48 h. Una vez pasado el tiempo de incubación, se colocaron en una microplaca 10 nauplios vivos (TV) en contacto con 150 μL del extracto y 120 μL de agua de mar, y se llevó nuevamente en incubación por 24 h. Posteriormente, se realizó el conteo de nauplios muertos (TM) utilizando un estereoscopio. El porcentaje de letalidad se determinó de acuerdo con la siguiente ecuación: $\% \text{ Letalidad} = \text{TM}/\text{TV} * 100$, calculando la CL50 de acuerdo con el análisis PROBIT, el cual se realizó utilizando el programa SPSS versión 25. El grado de toxicidad se determinó de acuerdo con la siguiente clasificación (Tabla 1).

Análisis estadístico

Tabla 1. Clasificación de toxicidad.

Table 1. Toxicity classification.

Grado de toxicidad	Concentración ($\mu\text{g/mL}$)
I Extremadamente tóxico	1-10
II Altamente tóxico	10-100
III Moderadamente tóxico	100-500
IV Ligeramente tóxico	500-1000
V Prácticamente no tóxico	1000-1500
VI Relativamente inocuo	> 1500

Fuente: Sánchez & Neira (2005).

Cada uno de los análisis se realizó a través de un experimento independiente. El diseño estadístico fue completamente al azar por triplicado. Para el análisis de los distintos tratamientos se asumió ($p \leq 0.05$). Se utilizó el paquete estadístico StatGraphics versión 5.1.

(The Plains, Virginia, E.U.). Además, se obtuvo el coeficiente de correlación (r) para determinar la relación del contenido de fenoles, flavonoides y betalaínas sobre los ensayos de actividad antioxidante realizados en los extractos de *O. gosseliniana*.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Caracterización fisicoquímica

Respecto al color del fruto, la luminosidad medida a través del parámetro L^* fue de 35.94 ± 1.21 y 42.74 ± 0.70 para nopal morado y verde, respectivamente (Tabla 2). Para los valores de a^* que van de verde (negativo) a rojo (positivo), se muestra una tendencia esperada de acuerdo con las etapas de coloración en ambas muestras, con resultados de -5.69 ± 0.35 y 0.63 ± 0.32 para la etapa verde y morada, respectivamente. Para los valores de b^* que van de azul (negativo) a amarillo (positivo), el valor más alto obtuvo en la muestra de nopal verde con 22.03 ± 1.23 , seguido de 14.46 ± 0.31 para la etapa morada. Los valores obtenidos en Hue y Cromo, muestran valores superiores en las muestras en etapa de color verde, siendo la tonalidad e intensidad del color superior en las muestras de dicha etapa de coloración. Las muestras en etapa de maduración morado presentaron valores mayores en pH y SST (4.29 ± 0.01 y 11.33 ± 0.15 ,

Tabla 2. Caracterización físico-química de extractos de nopal morado en dos etapas de coloración.**Table 2.** Physico-chemical characterization of purple prickly pear at two stages of coloration.

	Nopal morado	Nopal verde
Color		
L*	35.94 ± 1.21 ^a	42.74 ± 0.70 ^b
a*	0.63 ± 0.32 ^a	-5.69 ± 0.35 ^b
b*	14.46 ± 0.31 ^a	22.03 ± 1.23 ^b
h*	87.50 ± 1.31 ^a	104.49 ± 0.49 ^b
C*	14.48 ± 0.30 ^a	22.76 ± 1.27 ^b
pH	4.29 ± 0.01 ^b	4.22 ± 0.02 ^a
SST	11.33 ± 0.15 ^a	11.00 ± 0.20 ^a
Humedad	76.65 ± 0.99 ^a	81.00 ± 0.41 ^b

Los resultados para color se expresaron de acuerdo a la escala CIE L*a*b*, SST se expresaron como °Brix, humedad como porcentaje. Letras diferentes en un mismo tratamiento indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

respectivamente) con respecto al nopal verde con valores de 4.22 ± 0.02 y 11 ± 0.20 en pH y SST, respectivamente. Sin embargo, no se observaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre ambas etapas de coloración en dichos parámetros de pH y SST. El porcentaje de humedad fue superior en la etapa de color verde, con un valor de 81.00 ± 0.41 %, mientras que, en la etapa de color morada, el porcentaje fue de 76.65 ± 0.99 , presentando diferencias significativas ($p \geq 0.05$) entre ambas etapas de maduración. Estos valores de humedad son menores a los reportados por Maki-Díaz *et al.* (2015) en nopal verde.

Evaluación del contenido de fenoles, flavonoides y betalainas

En la Tabla 3 se presentan los resultados obtenidos de la evaluación del contenido de fenoles totales de los extractos de nopal en dos etapas de coloración. El nopal morado presentó el valor más alto con 2.31 ± 0.05 mg EAG/gps, mostrando diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en comparación con la etapa verde, el cual presentó un valor de 2.08 ± 0.03 mg EAG/gps. Benayad *et al.* (2014) reportaron valores similares a los obtenidos en este trabajo para el contenido de fenoles totales en extractos metanólicos de flores de *Opuntia ficus* (2.34 y 2.40 mg EAG/gps). Un comportamiento similar se observó en el contenido de flavonoides, donde el nopal en la etapa de coloración morada presentó el valor más alto con respecto al color verde (3.06 ± 0.11 y 2.42 ± 0.01 mg EQ/gps, respectivamente). Se ha reportado que los compuestos fenólicos ayudan a proteger la planta contra la luz ultravioleta y actúan como defensas contra microorganismos patógenos en las plantas (Osorio-Esquivel *et al.*, 2011). Los resultados en el contenido de betalainas, demuestran la presencia de dicho pigmento solo en la etapa de color morada, obteniendo valores de 0.016 ± 0.00 y 0.006 ± 0.00 mg/g para betacianina y betaxantina, respectivamente, siendo los resultados acordes con el color de la muestra. Sin embargo, los resultados obtenidos son inferiores a los presentados por Aguilar *et al.* (2018), quienes obtuvieron valores de 2.56 - 7.67 y 0.76 - 4.24 mg/g para betacianina y betaxantina, respectivamente.

Tabla 3. Contenido de fenoles y flavonoides totales y betalainas en nopal en dos etapas de coloración.**Table 3.** Content of total phenols and flavonoids and betalains in prickly pear at two stages of coloration.

	Nopal morado	Nopal verde
Fenoles Totales	2.31 ± 0.05^a	2.08 ± 0.03^b
Flavonoides Totales	3.06 ± 0.11^a	2.42 ± 0.01^b
Betalainas		
Betacianina	0.016 ± 0.000	N/P
Betaxantina	0.006 ± 0.000	

Los resultados de fenoles y flavonoides totales se expresan como mg EAG/gps y EQ/gps respectivamente; los valores para betalainas se expresan como mg/g. Letras diferentes en un mismo tratamiento indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Dichos autores utilizaron un proceso de extracción más prolongado en comparación con el presente estudio, siendo este tratamiento una causa probable de la poca liberación del pigmento obtenido. Ramírez-Ramos *et al.* (2015) reportaron mayor contenido de fenoles, flavonoides y betalainas en frutos de diferentes variedades de *Opuntia* en estado de madurez morado, con respecto a los verdes u otros estados de maduración, similar a los resultados encontrados en el presente estudio, donde los valores más altos obtenidos fueron en el nopal morado con respecto al verde.

Evaluación de la capacidad antioxidante

Los valores más altos para la capacidad antioxidante se encontraron en el extracto de nopal morado, con valores de 20.13 ± 0.15 , 9.17 ± 0.28 y 17.22 ± 0.20 $\mu\text{mol ET/gps}$ para DPPH, ABTS y FRAP, respectivamente (Tabla 4). Dichos valores fueron estadísticamente significativos ($p \leq 0.05$) con respecto a los valores obtenidos en nopal verde, el cual presentó valores de 17.75 ± 0.04 , 7.75 ± 0.08 y 13.38 ± 0.09 $\mu\text{mol ET/gps}$ para DPPH, ABTS y FRAP, respectivamente. Bayar *et al.* (2016), reportaron valores superiores al evaluar extractos de mucilago de *Opuntia ficus indica*, considerándolo una buena fuente de antioxidantes naturales.

Evaluación de la toxicidad de los extractos de *O. gosseliana* sobre *Artemia salina*

La evaluación de la toxicidad de extractos vegetales es indispensable con el objetivo de considerar un tratamiento seguro, permite la definición de la toxicidad intrínseca de la planta y los efectos de una sobredosis aguda (Ramos *et al.*,

Tabla 4. Actividad antioxidante de nopal morado en dos etapas de coloración.**Table 4.** Antioxidant activity of purple prickly pear at two stages of coloration.

	Nopal morado	Nopal verde
DPPH	20.13 ± 0.15^a	17.75 ± 0.04^b
ABTS	9.17 ± 0.28^a	7.75 ± 0.08^b
FRAP	17.22 ± 0.20^a	13.38 ± 0.09^b

*Los resultados de DPPH, ABTS y FRAP se expresan como $\mu\text{M ET/gps}$. Letras diferentes en un mismo tratamiento indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

2012). El ensayo de letalidad de *Artemia salina* se basa en la posibilidad de causar la muerte de larvas de este crustáceo cultivadas en el laboratorio (Fernández *et al.*, 2009). Por ser un ensayo simple, eficiente, rápido y de bajo costo ha sido utilizado como una pre-evaluación de los extractos y sustancias con potencial farmacológico (Martins *et al.*, 2014). Los resultados obtenidos para la prueba de toxicidad sobre *A. salina* se observan en la Tabla 5. De acuerdo con la tabla de clasificación (Tabla 1) los extractos de nopal morado presentaron un CL50 de 758.58 µg/mL, obteniendo un grado de toxicidad de ligeramente tóxico, mientras que para los extractos de nopal verde el CL50 fue de 331.13 µg/mL, con un grado de toxicidad de moderadamente tóxico.

Tabla 5. Evaluación del grado de toxicidad de nopal morado en dos etapas de coloración sobre *Artemia salina*.

Table 5. Evaluation of the degree toxicity of purple prickly pear at two stages of coloration on *Artemia salina*.

Muestra	CL50	Nivel	Grado de toxicidad
Nopal morado	758.58 µg/mL	IV	Ligeramente tóxico
Nopal verde	331.13 µg/mL	III	Moderadamente tóxico

Coefficiente de correlación de los extractos de *O. gosseliniana*

En la Tabla 6 se muestra el coeficiente de correlación para los extractos de *Opuntia gosseliniana* en dos etapas de coloración. La realización de dicho análisis permite conocer la relación entre las evaluaciones de capacidad antioxidante (ABTS, DPPH y FRAP), compuestos fenólicos, flavonoides y betalainas. De acuerdo con los resultados obtenidos, en los extractos de nopal verde se observó una correlación positiva entre la capacidad antioxidante por ABTS y los compuestos fenólicos ($r=0.437$). Sin embargo, se observó una correlación negativa entre la capacidad antioxidante por DPPH y los compuestos fenólicos. Esos resultados podrían deberse al establecimiento de relaciones antagonicas entre las diferentes clases de flavonoides o con otros metabolitos presentes en los extractos (Ramos *et al.*, 2012).

Para los resultados obtenidos en los extractos de nopal morado, los compuestos fenólicos mostraron una correlación positiva con la actividad antioxidante de DPPH ($r=0.999, p<0.05$) y FRAP ($r=0.984$). En el caso de los flavonoides,

Tabla 6. Coeficiente de correlación (r) entre la capacidad antioxidante y los compuestos de fenoles, flavonoides y betalainas de extractos de nopal morado en dos estados de coloración.

Table 6. Correlation coefficient (r) between antioxidant capacity and the compounds of phenols, flavonoids and betalains from purple prickly pear extracts at two stages of coloration.

	Nopal morado			Nopal verde		
	ABTS	DPPH	FRAP	ABTS	DPPH	FRAP
Fenoles	-0.510	0.999*	0.984	0.437	-0.359	0.098
Flavonoides	-0.578	-0.368	-0.238	0.292	-0.500	-0.058
Betacianinas	-0.102	0.889	0.818	-	-	-
Betaxantinas	-0.984	0.687	0.779	-	-	-

*La correlación es significativa en el nivel 0,05 (bilateral).

estos se correlacionaron de manera negativa con la capacidad antioxidante de ABTS ($r = -0.578$), DPPH ($r = -0.368$) y FRAP ($r = -0.238$). Los compuestos de betacianinas presentaron una correlación positiva para la capacidad antioxidante por DPPH ($r = 0.889$) y FRAP ($r = 0.818$). De igual manera, las betaxantinas presentaron una correlación positiva para la capacidad antioxidante por DPPH ($r = 0.687$) y FRAP ($r = 0.779$), solamente se observó para la capacidad antioxidante por ABTS una correlación negativa de $r = -0.984$. A diferencia de los extractos en etapa de color verde, el nopal morado muestra una mayor capacidad antioxidante relacionada con los compuestos fenólicos y betacianinas, siendo estos últimos compuestos pertenecientes a las betalainas, que confieren las tonalidades rojas y se forman por condensación de una estructura ciclo-DOPA (dihidroxifenilalanina) con el ácido betalámico (García *et al.*, 2012).

CONCLUSIONES

Los extractos de *O. gosseliniana* presentaron capacidad antioxidante, contenido de fenoles totales en ambas etapas de coloración, siendo el extracto en etapa morada el que obtuvo los valores más altos tanto en las pruebas de actividad antioxidante como en el contenido de fenoles y flavonoides totales. Los extractos de nopal verde mostraron un grado de toxicidad más alto en comparación con el nopal morado, de acuerdo con su nivel de clasificación, siendo este último, el extracto de interés para futuras pruebas, con el fin de lograr un adecuado tratamiento de la planta en esta etapa de coloración. Solo en el extracto en etapa morada se obtuvieron valores de betalainas, por lo tanto, se recomienda continuar con los ensayos para la obtención de dicho pigmento vegetal, el cual es una fuente potencial de aprovechamiento a nivel agroindustrial.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen el apoyo a PRODEP por el financiamiento otorgado y al CONACyT por la beca de estudios de posgrado del primer autor.

REFERENCIAS

- Aguilar, M. V. R., Jaramillo, C. G. J. y de Astudillo, L. L. R. 2018. Contenido de betalainas y actividad antioxidante en brácteas de *Bougainvillea glabra* Choisy. Revista Cubana de Farmacia. 51(2). <http://www.revfarmacia.sld.cu/index.php/far/article/view/226>
- Astello-García, M. G., Cervantes, I., Nair, V., del Socorro Santos-Díaz, M., Reyes-Agüero, A., Guéraud, F. y de la Rosa, A. P. B. 2015. Chemical composition and phenolic compounds profile of cladodes from *Opuntia spp.* cultivars with different domestication gradient. Journal of Food Composition and Analysis. 43: 119-130. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2015.04.016>
- Bayar, N., Kriaa, M. y Kammoun, R. 2016. Extraction and characterization of three polysaccharides extracted from *Opuntia ficus indica* cladodes. International Journal of Biological Macromolecules. 92: 441-450. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.07.042>

- Benayad, Z., Martínez-Villaluenga, C., Frias, J., Gomez-Cordoves, C. y Es-Safi, N. E. 2014. Phenolic composition, antioxidant and anti-inflammatory activities of extracts from Moroccan *Opuntia ficus-indica* flowers obtained by different extraction methods. *Industrial Crops and Products*. 62: 412-420. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.08.046>
- Cardador-Martínez, A., Jiménez-Martínez, C. y Sandoval, G. 2011. Revalorization of cactus pear (*Opuntia spp.*) wastes as a source of antioxidants. *Food Science and Technology*. 31(3): 782-788. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612011000300036>
- Fernández-Calienes Valdés, A., Mendiola-Martínez, J., Monzote-Fidalgo, L., García-Parra, M., Sariago-Ramos, I., Acuña-Rodríguez, D. y Gutiérrez-Gaitén, Y. 2009. Evaluación de la toxicidad de extractos de plantas cubanas con posible acción antiparasitaria utilizando larvas de *Artemia salina* L. *Revista Cubana de Medicina Tropical*. 61(3): 254-258.
- García-Cruz, L., Salinas-Moreno, Y. y Valle-Guadarrama, S. 2012. Betalaínas, compuestos fenólicos y actividad antioxidante en pitaya de mayo (*Stenocereus griseus H.*). *Revista Fitotecnia Mexicana*. 35 (SPE5): 1-5.
- Guevara-Figueroa, T., Jiménez-Islas, H., Reyes-Escogido, M. L., Mortensen, A. G., Laursen, B. B., Lin, L. W. y de la Rosa, A. P. B. 2010. Proximate composition, phenolic acids, and flavonoids characterization of commercial and wild nopal (*Opuntia spp.*). *Journal of Food Composition and Analysis*. 23(6): 525-532. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2009.12.003>
- Khatabi, O., Hanine, H., Elothmani, D. y Hasib, A. 2016. Extraction and determination of polyphenols and betalain pigments in the Moroccan Prickly pear fruits (*Opuntia ficus indica*). *Arabian Journal of Chemistry*. 9 (Supplement 1): S278-S281. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2011.04.001>
- Maki-Díaz, G., Peña-Valdivia, C.B., García-Nava, R., Arévalo-Galarza, M.L., Calderón-Zavala, G. y Anaya-Rosales, S. 2015. Características físicas y químicas de nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*) para exportación y consumo nacional. *Agrociencia*. 49(1): 31-51. Recuperado en 20 de enero de 2022, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952015000100003&lng=es&tlng=es.
- Martins, D., Fachin-Espinar, M. T., de Oliveira, T. A., Lima, K. C., Cavalcanti, R. M., Teles, B. R. y Nunez, C. V. 2014. Tamizaje fitoquímico y evaluación de las actividades biológicas de *Duroia macrophylla* (Rubiaceae). *Journal of Pharmacy & Pharmacognosy Research*. 2(6): 158-171. http://jppres.com/jppres/pdf/vol2/jppres14.036_2.6.158.pfd
- Moein, S. y Moein, M. R. 2010. Relationship between antioxidant properties and phenolics in *Zhumeria majdae*. *Journal of Medicinal Plants Research*. 4(7): 517-521. Available online at <http://www.academicjournals.org/JMPR>
- Moure, A., Cruz, J. M., Franco, D., Domínguez, J. M., Sineiro, J., Domínguez, H. y Parajó, J. C. 2001. Natural antioxidants from residual sources. *Food Chemistry*. 72(2): 145-171. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(00\)00223-5](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(00)00223-5)
- Osorio-Esquivel, O., Álvarez, V. B., Dorantes-Álvarez, L. y Giusti, M. M. 2011. Phenolics, betacyanins and antioxidant activity in *Opuntia joconostle* fruits. *Food Research International*. 44(7): 2160-2168. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.011>
- Pérez-Perez, L. M., Sánchez, C. L. D. T., Chavez, E. S., Vega, R. I. G., Díaz, A. R., Flores, J. B. y Flores-Cordova, M. A. 2020. Bioaccesibilidad de compuestos antioxidantes de diferentes variedades de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*) en México, mediante un sistema gastrointestinal *in vitro*. *Biotecnia*. 22(1): 117-125. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v22i1.1159>
- Ramírez-Ramos, M., García-Mateos, M. R., Corrales-García, J., Ybarra-Moncada, C. y Castillo-González, A.M. 2015. Compuestos antioxidantes en variedades pigmentadas de tuna (*Opuntia sp.*). *Revista Fitotecnia Mexicana*. 38(4): 349-357.
- Ramos, K. O., Sánchez, Y. H., Pérez, N. V. y Villafaña, O. P. 2012. Actividad antioxidante *in vitro* y toxicidad de extractos hidroalcohólicos de hojas de *Citrus spp.* (Rutaceae). *Revista Cubana de Plantas Medicinales*. 17(4): 368-379.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M. y Rice-Evans, C. 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical*