



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
INSTITUTO DE HORTICULTURA**

COMPONENTES ANTIOXIDANTES Y CALIDAD NUTRICIONAL DE QUINCE GENOTIPOS DE XOCONOSTLE (*Opuntia* spp.)

TESIS

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA



DIRECCION GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

**PRESENTA:
CARLOS RAÚL LÓPEZ MARTÍNEZ**



Chapingo, Texcoco, Edo. de México, junio de 2014.

**COMPONENTES ANTIOXIDANTES Y CALIDAD NUTRICIONAL DE QUINCE
GENOTIPOS DE XOCONOSTLE (*Opuntia* spp.)**

Tesis realizada por Carlos Raúl López Martínez bajo la dirección del Comité
Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para
obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTORA: 
DRA. MA. DEL ROSARIO GARCÍA MATEOS

ASESOR: 
DR. CLEMENTE GALLEGOS VÁZQUEZ

ASESOR: 
DR. JAIME SAHAGÚN CASTELLANOS

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo financiero brindado para llevar a cabo los estudios de maestría.

A la Universidad Autónoma Chapingo, por las oportunidades otorgadas en mi formación profesional.

Al Instituto de Horticultura y a cada uno de los profesores que lo integran por su participación y apoyo en el logro de este objetivo.

A la Dra. Ma. del Rosario García Mateos por su experiencia y apoyo en el cumplimiento de los objetivos, por sus valiosos consejos, interés y paciencia, además de la confianza brindada para culminar este trabajo, por su gran amistad.

Al Dr. Clemente Gallegos Vázquez por el apoyo brindado en el desarrollo de la investigación, por sus consejos y sugerencias para mejorar el presente trabajo.

Al Dr. Jaime Sahagún Castellanos por su valioso tiempo, acertadas recomendaciones y sugerencias en la estructura de los análisis realizados.

A todo el personal que labora en la UACH, por las facilidades otorgadas para poder culminar mis estudios y la investigación propuesta.

DEDICATORIA

A Nic, por ser la persona más importante en mi vida, y que me ha dado el mejor regalo que alguien puede tener (mi chaparrito), por su gran paciencia para alentarme a seguir adelante, gracias a esto he aprendido que todo lo que uno se propone se puede lograr, por llenar mi vida de felicidad.

A Carlos Haziél, ya que con solo verlo me cambia el estado de ánimo convirtiéndome en la persona más afortunada y a su vez me motiva a superarme cada día para tener un futuro mejor.

A mi madre y hermanos por influir de alguna manera en los deseos de superación que una persona puede tener.

Al señor Darío y a su esposa Verónica por todo su apoyo y consejos, por permitirme ser parte de su familia.

A todas las personas que con su apoyo, tiempo y consejos contribuyeron directa o indirectamente a la culminación de esta meta.

DATOS BIOGRÁFICOS

Carlos Raúl López Martínez nacido el 7 de julio de 1983, en el Estado de México. Realizó sus estudios de licenciatura en la Universidad Autónoma Chapingo en el Departamento de Ingeniería Agroindustrial. Ha trabajado en la elaboración de proyectos productivos, asesoría y capacitación para el programa estratégico de apoyo a la cadena productiva de Productores de Maíz y Fríjol (PROMAF-FIRCO) en el estado de Puebla; como coordinador general de operaciones en el surtimiento de pedidos de frutas finas a tiendas de autoservicio para la empresa Austral Trading S.A. de C.V., en el Distrito Federal; además, como auxiliar de inspección fitosanitaria para el SENASICA-SAGARPA en el estado de Chiapas.

COMPONENTES ANTIOXIDANTES Y CALIDAD NUTRICIONAL DE QUINCE GENOTIPOS DE XOCONOSTLE (*Opuntia* spp.)

ANTIOXIDANT COMPONENTS AND NUTRITIONAL QUALITY OF FIFTEEN GENOTYPES OF XOCONOSTLE (*Opuntia* spp.)

Carlos Raúl López-Martínez¹, Ma. del Rosario García-Mateos²

RESUMEN

Uno de los recursos naturales poco explotado y comercializado en México es el xoconostle (*Opuntia* spp.), un fruto proveniente de algunas plantas de nopal que se caracteriza por su sabor ácido, del cual solo se consume la cáscara. El objetivo del presente trabajo fue determinar la calidad nutricional y el contenido de compuestos antioxidantes en la cáscara del fruto de quince genotipos de xoconostle para identificar los de mayor atributo nutraceutico y puedan tener mayor uso comercial. Se encontraron diferencias significativas en la composición proximal de la cáscara del fruto de xoconostle de los quince genotipos. El contenido de metabolitos fue significativamente diferente entre los genotipos de xoconostle analizados. El genotipo Cambray de color rojo-violeta más intenso destaca entre los demás por tener las mayores concentraciones de betalainas totales (35.06 mg 100g⁻¹ p.f.), betacianinas y betaxantinas (26.05 y 9.01 mg 100 g⁻¹ p.f., respectivamente). La concentración de fenoles encontrada en los diferentes genotipos de xoconostle (132.84 a 231.37 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) fue superior a la reportada en tuna y pitaya. El genotipo Chaveñito fue el que presentó el mayor contenido de compuestos fenólicos (231.37 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.). Los genotipos que tuvieron las concentraciones más elevadas de flavonoides fueron Matizado y Del Borrego (4.97 y 4.78 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente). De todos los genotipos de xoconostle analizados, el mayor contenido de AA se encontró en Cuaresmeño Blanco (13.46 mg AA 100 g⁻¹ p.f.). El contenido alto de betalainas contribuye principalmente a la actividad antioxidante de los frutos de xoconostle, aunque se debe considerar la acción en conjunto de todos los compuestos del fruto.

Palabras clave: *Opuntia*, subespecie, betalainas, fenoles, flavonoides, análisis proximal.

ABSTRACT

One of the little exploited natural resources and marketed in Mexico is the xoconostle (*Opuntia* spp.), a fruit from some nopal plants characterized by its acid taste, of which only the skin is consumed. The aim of this work was to determine the nutritional quality and content of antioxidant compounds in fruit skin of fifteen genotypes of xoconostle in order to identify the higher nutraceutical attribute and may have higher commercial use. Significant differences were found in the proximal composition of the skin of fifteen genotypes of xoconostle. The content of metabolites was significantly different between the genotypes of the analyzed xoconostle. The more intense red-violet Cambray genotype highlights among others by having the largest concentrations of total betalains (35.06 mg 100 g⁻¹, FW), betacyanins, and betaxanthins (26.05 and 9.01 mg 100 g⁻¹, FW, respectively). The concentration of phenols found in different genotypes of xoconostle (132.84 to 231.37 mg EAG 100 g⁻¹, FW) was higher than that reported in prickly pear and pitaya. The genotype Chaveñito was the one that had the highest content of phenolic compounds (231.37 mg EAG 100 g⁻¹, FW). The genotypes that had the highest concentrations of flavonoids were Matizado and Del Borrego (4.97 and 4.78 mg EQ 100 g⁻¹, FW, respectively). From all genotypes of analyzed xoconostle, the highest content of AA was found in Cuaresmeño Blanco (13.46 mg AA 100 g⁻¹, FW). The high content of betalains contributes mainly to the antioxidant activity of the fruits of xoconostle, although joint action must be considered within the compounds of the fruit.

Keywords: *Opuntia*, subspecies, betalains, phenols, flavonoids, proximate analysis.

¹ Tesista

² Director de tesis

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	i
DEDICATORIA.....	ii
DATOS BIOGRÁFICOS.....	iii
RESUMEN.....	iv
CONTENIDO.....	v
LISTA DE CUADROS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	viii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	6
2.1 Xoconostle.....	9
2.2 Nutracéuticos.....	12
2.3 Betalaínas.....	13
2.4 Fenoles.....	17
2.5 Flavonoides.....	19
2.6 Vitamina C.....	21
2.7 Actividad antioxidante.....	23
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
3.1 Material vegetal.....	27

3.2 Análisis proximal.....	32
3.3 Cuantificación de betalaínas.....	32
3.4 Cuantificación de fenoles.....	33
3.5 Cuantificación de flavonoides	36
3.6 Cuantificación de vitamina C	37
3.7 Evaluación de la actividad antioxidante.....	39
3.8 Análisis estadístico.....	42
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	43
5. CONCLUSIONES.....	63
6. RECOMENDACIONES.....	65
7. LITERATURA CITADA.....	66
ANEXOS.....	82

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.	Relación de los 15 genotipos de nopales productores de xoconostle evaluados.....	28
Cuadro 2.	Composición nutrimental de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp) evaluados.....	44
Cuadro 3.	Betalaínas totales, Betacianinas y Betaxantinas en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	47
Cuadro 4.	Fenoles totales en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	51
Cuadro 5.	Flavonoides en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	54
Cuadro 6.	Ácido ascórbico (vitamina C) en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	56
Cuadro 7.	Porcentaje de inhibición de DPPH en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	58
Cuadro 8.	Actividad antioxidante en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	60
Cuadro 9.	Correlaciones entre los compuestos fitoquímicos de la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	61

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	Características externas e internas de tuna (<i>O. ficus-indica</i>) y xoconostle (<i>O. matudae</i>).....	8
Figura 2.	Características del fruto de xoconostle. (a) Fruto completo y (b) corte longitudinal exhibiendo epicarpio (piel), endocarpio (parte mucilaginosa con semillas) y mesocarpio (cáscara ó parte comestible).....	9
Figura 3.	Estructura química de betacianinas y betaxantinas.....	15
Figura 4.	Estructura del fenol y de un ácido carboxílico fenólico.....	17
Figura 5.	Estructura general de un flavonoide.....	19
Figura 6.	Localización geográfica de las áreas donde se colectaron los diferentes genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.).....	27
Figura 7.	Colección comunitaria de diferentes especies nativas de nopal (<i>Opuntia</i> spp.), en Villa de Tezontepec, Hidalgo.....	29
Figura 8.	Huerto comercial de <i>Opuntia matudae</i> , en Otumba, Estado de México.....	29
Figura 9.	Nopaleras silvestres en Saín El Alto, Zacatecas.....	30

Figura 10.	Acondicionamiento de las cáscaras de xoconostle: a) Eliminación de cutícula, b) Cáscaras sin pulpa y semillas, c) Rendimiento del fruto, d) Corte homogéneo, e) Manejo de cáscaras para congelar en nitrógeno líquido, f) Liofilización de las cáscaras.....	31
Figura 11.	Proceso para cuantificar el contenido de betalainas totales en la cáscara de quince genotipos de xoconostle (<i>Opuntia</i> spp.): a) Cáscara de xoconostle liofilizada, b) Extracción y reposo con agua destilada, c) Sonicación de las cáscaras, d) Lectura de absorbancia: betacianinas y betaxantinas.....	33
Figura 12.	Preparación de extractos etanólicos con 0.1 g de cáscara de xoconostle liofilizada y sonicada.....	34
Figura 13.	Proceso para la cuantificación de fenoles totales en la cáscara de xoconostle: a-b) Extracto etanólico más Na_2CO_3 al 10 %, c) Baño maría a 38 °C por 15 min, d) Reposo por 15 min de extracto etanólico con reactivo Folin-Ciocalteu, e) Medición de absorbancia a 660 nm.....	35
Figura 14.	Curva de calibración para la cuantificación de fenoles totales.....	35
Figura 15.	Medición de absorbancia a 415 nm para flavonoides, de las muestras de xoconostle, en un espectrofotómetro Genesys 10s.....	36

Figura 16.	Curva de calibración para la cuantificación de flavonoides.....	37
Figura 17.	Proceso para determinar el contenido de vitamina C: a) Cáscara liofilizada, b) Molienda con ácido metafosfórico-ácido acético ($\text{HPO}_3\text{-CH}_3\text{COOH}$), c) Filtrado, d-e) Titulación con solución 2,6-dicloroindofenol.....	38
Figura 18.	Preparación de extractos para evaluar actividad antioxidante: a) Cáscara liofilizada con metanol, b) Sonicación por 20 min, c) Evaporación de extractos hasta sequedad por 48 h.....	40
Figura 19.	Determinación de la actividad antioxidante: a) Preparación de soluciones stock (1 mg mL^{-1}), b) Reposo por 30 min de la solución stock con DPPH 0.1 mM, c) Color de solución DPPH antes de reacción, d) Lectura de absorbancia a 516 nm, e) Color de solución DPPH después de reacción.....	41
Figura 20.	Curva estándar para determinación de la actividad antioxidante por el método de DPPH.....	42

1. INTRODUCCIÓN

El consumo de productos hortofrutícolas con propiedades nutraceuticas se ha incrementado en los últimos años al encontrarse una relación inversa entre una dieta rica en frutas y hortalizas y la incidencia de enfermedades crónico degenerativas, lo cual se ha asociado a los metabolitos secundarios presentes en este tipo de productos. México posee una enorme riqueza y biodiversidad de productos vegetales, sin embargo se desconoce la calidad nutraceutica y nutrimental de la mayoría de los productos que se consumen habitualmente. Uno de los recursos naturales poco explotado y comercializado es el xoconostle (*Opuntia* spp.), fruto proveniente de algunas plantas de nopal que se caracteriza por su sabor ácido, del cual solo se consume la cáscara (mesocarpio), y se ha utilizado desde épocas prehispánicas en la elaboración de alimentos típicos en las regiones donde se produce, así como en la medicina tradicional para tratar algunas enfermedades (Scheinvar *et al.*, 2009 y Gallegos-Vázquez *et al.*, 2012). El uso de frutos de cactáceas como fuentes de betalaínas es una posibilidad interesante por ser frutos con mejor sabor y tener mayores propiedades nutricionales que el betabel, además de presentar una gama de color más amplia, esto puede contribuir al desarrollo sostenible de las regiones semiáridas abasteciendo los mercados con los frutos de cactus.

Cada día más estudios confirman que el desarrollo de enfermedades degenerativas se debe al estrés oxidativo que conduce a cambios bioquímicos en los organismos, es por ello que el consumo de moléculas antioxidantes como betalaínas por medio de la dieta, pueden disminuir estos efectos potencialmente perjudiciales (Azeredo, 2009; García-Cruz *et al.*, 2013).

En consecuencia, se espera que estudios sobre el consumo de alimentos con pigmentos naturales promuevan conciencia de los beneficios que generan en la salud de los consumidores creando mayor demanda de los productos que contengan estos componentes, como el xoconostle.

Estudios clínicos muestran los efectos positivos sobre la salud que tienen los compuestos fenólicos y los flavonoides consumidos a través de la dieta, principalmente en la prevención de un gran número de enfermedades, es por ello que se pueden considerar como los nutraceuticos ideales con efectos antioxidantes para neutralizar el estrés inducido por los radicales libres.

El consumo adecuado de frutas con alto contenido de vitamina C puede dar lugar a una mejor salud reduciendo así las enfermedades como la diabetes, cataratas, glaucoma, degeneración macular, la aterosclerosis, osteoartritis, derrame cerebral, enfermedades del corazón y cáncer.

La evaluación de la capacidad antioxidante total es una buena herramienta para determinar las propiedades antioxidantes de los alimentos vegetales. La mayor contribución en la actividad antioxidante total de un alimento puede deberse al contenido de ciertos compuestos como las vitaminas, sin embargo, se debe considerar que existen otros componentes que también contribuyen en la

actividad antioxidante como los fenoles o pigmentos que pueden encontrarse en cantidades importantes en algunos frutos.

El gran interés hacia los antioxidantes se debe a los beneficios que generan a la salud, estos consisten en la prevención de la aparición de enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo, causadas por el ataque de los radicales libres en biocomponentes clave como lípidos o ácidos nucleicos.

Con base en los antecedentes la presente investigación tuvo como objetivo generar información del contenido nutrimental, compuestos bioactivos y actividad antioxidante de frutos de quince nopales productores de xoconostle y contribuir a sentar las bases para su aprovechamiento como alimento funcional dado su poder nutracéutico.

Justificación

El abandono del consumo del xoconostle se debe en gran parte, a la falta de conocimiento de la población sobre sus propiedades (Morales *et al.*, 2012). En general, la caracterización de los xoconostles es incompleta; existen pocas descripciones usando sus atributos vegetativos o reproductivos y usualmente se carece de referencias botánicas y otros datos sobre la composición química de sus frutos, lo que dificulta su documentación apropiada y limita su aplicación en propuestas de rescate, conservación y utilización sustentable (Gallegos-Vázquez *et al.*, 2012). De acuerdo a lo anterior y a que existe gran diversidad de genotipos silvestres de nopales productores de xoconostles poco estudiados y en riesgo de pérdida, así como el alto nivel de atención en las variedades que se explotan comercialmente en el Centro del país (Cuaresmeño Blanco y Rojo) (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010) y debido a que aún no se han caracterizado fitoquímicamente la mayoría de las variedades reportadas (Scheinvar *et al.*, 2009; De Luna-Valadez, 2011; Gallegos-Vázquez *et al.*, 2012 y 2013), incluyendo las empleadas en el presente estudio, es necesario conocer su potencial nutricional y nutracéutico. Esto debido a que son escasos los reportes disponibles (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010; Trápala-Islas, 2012) sobre su composición y los fitoquímicos presentes en estos frutos como betalaínas, fenoles, flavonoides y vitamina C, además de su capacidad antioxidante, por lo tanto, el objetivo de este estudio fue evaluar las propiedades nutricionales y antioxidantes de la cáscara de quince genotipos de xoconostle.

Objetivos

General:

Determinar la calidad nutricional y el contenido de compuestos antioxidantes en frutos de quince genotipos de xoconostle para identificar los de mayor atributo nutracéutico y puedan tener mayor uso comercial.

Particulares:

Realizar un análisis proximal de los genotipos estudiados.

Cuantificar el contenido de betalaínas, fenoles, flavonoides y vitamina C en los frutos de xoconostle.

Correlacionar la actividad antioxidante con el contenido ingredientes bioactivos.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Entre las angiospermas, una de las familias más destacadas y exitosas de las plantas del Nuevo Mundo es la de las cactáceas con 1600 especies, éstas se distribuyen desde la zona central del Mediterráneo, Europa, Asia, África, Australia y en el continente americano desde Canadá hasta Argentina. México es el país con la mayor y más importante diversidad, además de considerarse como posible centro de origen con 669 especies y 244 subespecies (Bravo y Scheinvar, 1999; Esquivel, 2004; Reyes-Agüero *et al.*, 2006).

Dentro de la familia de las cactáceas, *Opuntia* es el género más diverso y probablemente el más importante de acuerdo con su distribución, rasgos de dispersión y los procesos de multiplicación (Reyes-Agüero *et al.*, 2006; Sumaya-Martínez *et al.*, 2011). Abarca diferentes especies de cactus, algunas producen frutos ácidos conocidos como xoconostles, que se consideran alimentos vegetales valiosos de América Latina (Zavaleta-Beckler *et al.*, 2001; Morales *et al.*, 2012).

Existen dos centros principales de diversidad de especies de cactáceas, el sudamericano y otro en Norteamérica, ubicado en la región centro-norte de México (Scheinvar *et al.*, 2011). En el desierto chihuahuense, el 90 % de las

especies de este género son endémicas (Scheinvar *et al.*, 2009; Morales *et al.*, 2012).

Históricamente, los nopales han sido de gran importancia cultural, medicinal y económica en México, lo que se puede observar en la iconografía de la gran Tenochtitlán o el Escudo Nacional (Bravo y Scheinvar, 1999). Ya que para las tribus nómadas de México, los nopales constituyeron uno de los factores de transformación de sus comunidades recolectoras a sedentarias, propiciando el inicio de sus actividades agrícolas y la formación de núcleos de población (Scheinvar *et al.* 2009).

La familia de las cactáceas agrupa a las plantas suculentas, perennes que poseen aréolas, presencia de pigmentos llamados betalaínas, acúleos (hojas modificadas llamadas espinas), además de una cutícula gruesa debida a grandes depósitos de cutina, son plantas que han experimentado modificaciones para adaptarse al medio seco, tienen metabolismo ácido crasuláceo (MAC), los estomas sólo abren durante la noche cuando se dan los intercambios gaseosos para evitar la evapotranspiración, absorbiendo la humedad atmosférica debida al rocío, la fotosíntesis se realiza durante el día, las raíces son superficiales y a través de la región pilífera absorben humedad, habiendo una circulación ascendente y descendente de agua y savia (Bravo y Scheinvar, 1999; Esquivel, 2004; Scheinvar *et al.* 2009; Mosco, 2012).

Los frutos de *Opuntia* son uniloculares y poliespérmicos, de los cuales hay tres tipos: frutos carnosos o tunas (contienen semillas con la pulpa alrededor de ellas ó endocarpio y cáscara delgada ó mesocarpio), frutos secos (semillas casi sin pulpa y cáscara delgada) y el xoconostle (semillas con poca pulpa ó

endocarpio, cáscara gruesa y ácida ó mesocarpio) (Reyes-Agüero *et al.*, 2006). Existen diferencias entre los frutos dulces (tunas) y los ácidos (xoconostles) (Figura 1).

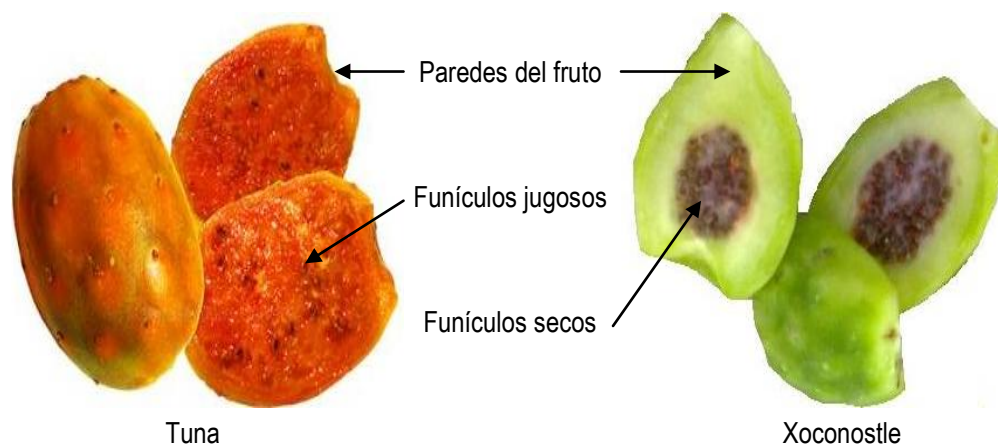


Figura 1. Características externas e internas de tuna (*O. ficus-indica*) y xoconostle (*O. matudae*).

Las estructuras vegetativas y reproductivas de las plantas de *Opuntia* se han empleado tradicionalmente con fines medicinales en las regiones semiáridas de la zona centro de México desde la época precolombina, evidencias obtenidas en el altiplano Potosino-Zacatecano y estados circunvecinos así lo demuestran; se ha extendido su uso para el tratamiento alternativo de la diabetes mellitus tipo 2 (DM2), que es un problema de salud pública en aumento, la especie más usada y estudiada es *Opuntia ficus-indica*; otras especies como *Opuntia joconostle* y *Opuntia matudae* se han estudiado en menor grado (Esquivel, 2004; Peña-Valdivia *et al.*, 2008; Pimienta-Barrios *et al.*, 2008; Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010; Osorio-Esquivel *et al.*, 2011; Morales *et al.*, 2012).

2.1 Xoconostle

En México se designa xoconostle (del náhuatl: xoco = ácido, noxtle = tuna) al fruto del nopal conocido como tuna ácida que pertenece al género *Opuntia* de la familia cactácea y cuyas gruesas paredes se utilizan en la alimentación humana y en la medicina tradicional (Scheinvar *et al.*, 2009).

El fruto de xoconostle es una baya piriforme que exhibe una depresión apical o receptáculo, llamada ombligo; está compuesto por epicarpio (piel), endocarpio (semillas en una estructura mucilaginosa) y mesocarpio (cáscara) (Figura 2) (Reyes-Agüero *et al.*, 2006; Álvarez y Peña-Valdivia, 2009).

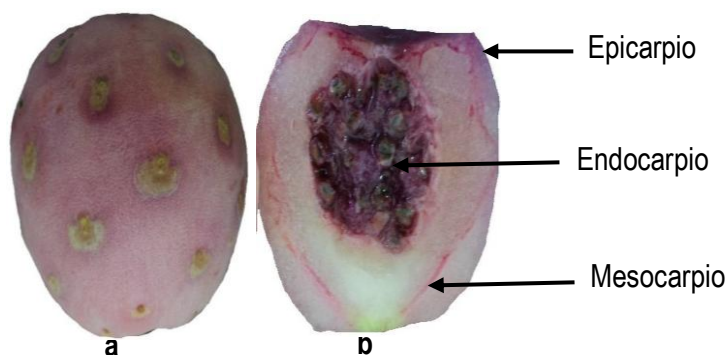


Figura 2. Características del fruto de xoconostle. **(a)** Fruto completo y **(b)** corte longitudinal exhibiendo epicarpio (piel), endocarpio (parte mucilaginosa con semillas) y mesocarpio (cáscara ó parte comestible).

Los xoconostles, en general, tienen una cáscara exterior muy delgada (como la de una pera), no se separa del fruto con facilidad y su composición química es distinta a la de las paredes interiores, que son más gruesas y ácidas, las semillas se ubican en el centro del fruto y sus funículos son secos y semisecos

(Scheinvar *et al.*, 2009; Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010; Gallegos-Vázquez *et al.*, 2012; Morales *et al.*, 2012).

Los xoconostles son de gran importancia debido a que en zonas áridas y semiáridas que se caracterizan por una escasa precipitación, temperatura e irradiación altas, la accesibilidad a otros vegetales es baja, por lo que los encontramos en "nopaleras" silvestres, huertos de solar o traspatio, campos agrícolas y algunas plantaciones comerciales (Peña-Valdivia *et al.*, 2008; Álvarez y Peña-Valdivia, 2009; Gallegos-Vázquez *et al.*, 2009; Morales *et al.*, 2012; Mosco, 2012). Los xoconostles tienen un futuro promisorio en la alimentación humana, quienes los consumen aprecian los diferentes sabores y variadas texturas de estos frutos de cactáceas que pueden encontrar gran aceptación entre el público en general (Scheinvar *et al.*, 2009).

Las especies de *Opuntia* productoras de xoconostles tienen gran potencial económico, sus frutos permanecen sobre los cladodios por varios meses y en algunos casos durante todo el año o más, probablemente por no formar acetileno al madurar (Ávalos-Andrade *et al.*, 2006; Scheinvar *et al.*, 2009). Incluso puede ser guardado por varias semanas en un ambiente seco y fresco sin perder sabor, color ó humedad (Zavaleta-Beckler *et al.*, 2001).

En mercados y supermercados, los xoconostles pueden encontrarse entre hortalizas y legumbres durante todo el año, en la cocina mexicana, son utilizados principalmente como condimento en la preparación de platillos tradicionales; como materia prima en la elaboración de vinos y licores, dulces, mermeladas y jaleas, deshidratados, cristalizados y en almíbar (Zavaleta-Beckler *et al.*, 2001; Scheinvar *et al.*, 2009; Morales *et al.*, 2012).

El fruto contiene azúcares, fibra dietética, ácido ascórbico, polifenoles, carotenoides y pigmentos como betacianinas, que han sido relacionados con algunos beneficios para la salud, como efecto hipoglucemiante, acción hipolipemiante y antioxidante (Pimienta-Barrios *et al.*, 2008; Osorio-Esquivel *et al.*, 2011).

En cuanto a la composición nutricional y propiedades antioxidantes, el xoconostle podría ser atractivo para la industria alimenticia debido a sus múltiples usos como verdura, condimento, fruta fresca, dulces cristalizados, entre otros (Prieto-García *et al.*, 2008).

Aunque hay algunos estudios sobre otros frutos de *Opuntia* (Kuti, 2004; Álvarez y Peña-Valdivia, 2009; Moussa-Ayoub *et al.*, 2011), y en xoconostle (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010; Osorio-Esquivel *et al.*, 2011; Morales *et al.*, 2012; Trápala-Islas, 2012), principalmente en las variedades de mayor consumo en México (Cuaresmeño Blanco y Rojo). También se podría considerar al xoconostle como alimento funcional, al ser considerados por nuestros ancestros como una fuente de alimentos y también de medicinas, la mayoría presentan frutos y cladodios comestibles que pueden ser procesados en una amplia variedad de productos, recientemente se ha incrementado la popularidad de los xoconostles ya que al igual que las tunas se sabe que son fuentes ricas en compuestos nutricionales y fitoquímicos como mucílagos, fibras, pigmentos y antioxidantes que promueven mejoras en la salud (Nazareno y Padrón, 2011; Serra *et al.*, 2013).

2.2 Nutracéuticos

Un nutracéutico se define como un alimento o parte de él que proporciona beneficios a la salud principalmente en la prevención de enfermedades (Astiasarán y Martínez, 1999).

El creciente interés en productos nutracéuticos refleja el hecho de que los consumidores escuchan sobre los estudios epidemiológicos que indican que una dieta específica o un componente de la dieta se asocia con un menor riesgo para una cierta enfermedad (Tapas *et al.*, 2008).

En los últimos años, las investigaciones se han centrado en los alimentos ricos en nutracéuticos y propiedades funcionales, desde este punto de vista, la tendencia del consumidor ha sido la elección de alimentos con antioxidantes naturales, fibras dietéticas, colorantes naturales, minerales, vitaminas, con bajo contenido de calorías, colesterol, grasas y libres de aditivos sintéticos (El-Samahy *et al.*, 2007). Por otro lado, la industria alimenticia está tratando de encontrar alternativas a los desechos que se generan en el procesamiento de los alimentos para rescatar los fitoquímicos presentes en las partes no aprovechadas y así contribuir con un incremento en el valor de los productos hortícolas (Serra *et al.*, 2013).

Estudios epidemiológicos sugieren que el consumo de antioxidantes naturales (alimentos ricos en polifenoles, frutas frescas, verduras o té) tiene efectos protectores contra enfermedades como cáncer, artritis reumatoide, proceso degenerativo asociado con el envejecimiento, Parkinson y Alzheimer; esta protección ha sido atribuida debido a la presencia de varios componentes como vitaminas, flavonoides, antocianinas y otros compuestos fenólicos, que eliminan

los radicales libres; además de sus propiedades biológicas, también los antioxidantes naturales son de interés en la industria cosmética, farmacéutica y especialmente en la industria de alimentos (Almeida *et al.*, 2011).

2.3 Betalaínas

El color es uno de los atributos más importantes de los alimentos, considerado como un indicador de calidad y determinante en su aceptación; muchos alimentos con colores naturales, como las frutas, pierden estas características durante su procesamiento, por lo que se requiere el uso de colorantes para restaurarlo; los colorantes naturales tienen muchas desventajas en comparación con los sintéticos, entre ellos mayor costo y menor estabilidad; sin embargo, los consumidores han evitado cada vez más los colorantes sintéticos, prefiriendo pigmentos naturales, tales como carotenoides, antocianinas y betalaínas, los cuales son considerados inofensivos o incluso saludables (Castellar *et al.*, 2006; Azeredo, 2009).

Los pigmentos extraídos de los frutos de *Opuntia* sp. se pueden utilizar en los alimentos sin los impactos negativos en sabor que generan los extractos derivados del betabel, además de cubrir un espectro más amplio de color de amarillo-naranja (*Opuntia* sp.) a rojo-violeta (*Hylocereus* sp.), por lo tanto pueden abrir nuevas ventanas de diversificación del color (Castellar *et al.*, 2006; Azeredo, 2009; Georgiev *et al.*, 2010; Moussa-Ayoub *et al.*, 2011).

Una ventaja adicional de los cactus son sus requerimientos mínimos de suelo y agua, siendo considerados como cultivos alternativos para la economía agraria de las regiones áridas y semiáridas (Castellar *et al.*, 2006).

Las betalaínas uno de los principales pigmentos en los vegetales; se encuentran en ocho familias: *Amaranthaceae*, *Aizoaceae*, *Basellaceae*, *Chenopodiaceae*, *Cactaceae*, *Nyctaginaceae*, *Phytolaccaceae* y *Portulacaceae* y se sabe que se encuentran en 9 de las 11 familias del orden Caryophyllales (Delgado-Vargas *et al.*, 2000).

Las fuentes más importantes de betalaínas como pigmentos naturales rojos son algunas variedades selectas de betabel rojo (*Beta vulgaris* subsp. *vulgaris*), que se encuentran en preparaciones comerciales compuestas principalmente de betanina, una betacianina rojo-púrpura, aunque también están presentes las betaxantinas (amarillas) (Castellar *et al.*, 2006; Marañón-Ruíz y Rizo, 2011; Moussa-Ayoub *et al.*, 2011).

Las betalaínas son pigmentos solubles en agua que proveen color a flores, frutos, hojas, raíces y semillas (Mosco, 2012; Gandía-Herrero y García-Carmona, 2013; García-Cruz *et al.*, 2013). Se encuentran en disolución dentro de las vacuolas en las células vegetales, así como en la epidermis y la hipodermis de los tejidos reproductivos y vegetativos, aunque en estos últimos su presencia está regulada por las condiciones ambientales; se pueden dividir en dos grandes grupos estructurales, que van del color rojo a rojo-violeta para betacianinas (del latín *beta* = betabel ó remolacha y del griego *kyanos* = azul) y amarillo-naranja para betaxantinas (del latín *beta* = betabel o remolacha y del griego *xanthos* = amarillo) (Delgado-Vargas *et al.*, 2000; Strack *et al.*, 2003; Castellanos-Santiago y Yahia, 2008; Azeredo, 2009; Marañón-Ruíz y Rizo, 2011; Moussa-Ayoub *et al.*, 2011; Sumaya-Martínez *et al.*, 2011; Mosco, 2012; Chauhan *et al.*, 2013; Gandía-Herrero y García-Carmona, 2013).

La estructura química de estos pigmentos (Figura 3) se deriva del ácido betalámico, dependiendo de los componentes unidos a la estructura principal, betacianinas o betaxantinas forman el grupo 3,4-dihidroxifenilalanina (DOPA), pueden o no estar glicosilados, el segundo grupo se forma si en la conjugación se encuentran aminoácidos o derivados de aminas (Delgado-Vargas *et al.*, 2000; Castellar *et al.*, 2003; Strack *et al.*, 2003; Chauhan *et al.*, 2013).

Los materiales que contienen betalaínas generalmente se maceran para extraer los pigmentos, la mejor extracción en los frutos de *Opuntia* se da con agua, aunque, en otras especies, se requiere el uso de soluciones de metanol o etanol (20-50 %) para completar la extracción (Delgado-Vargas *et al.*, 2000; Castellar *et al.*, 2006).

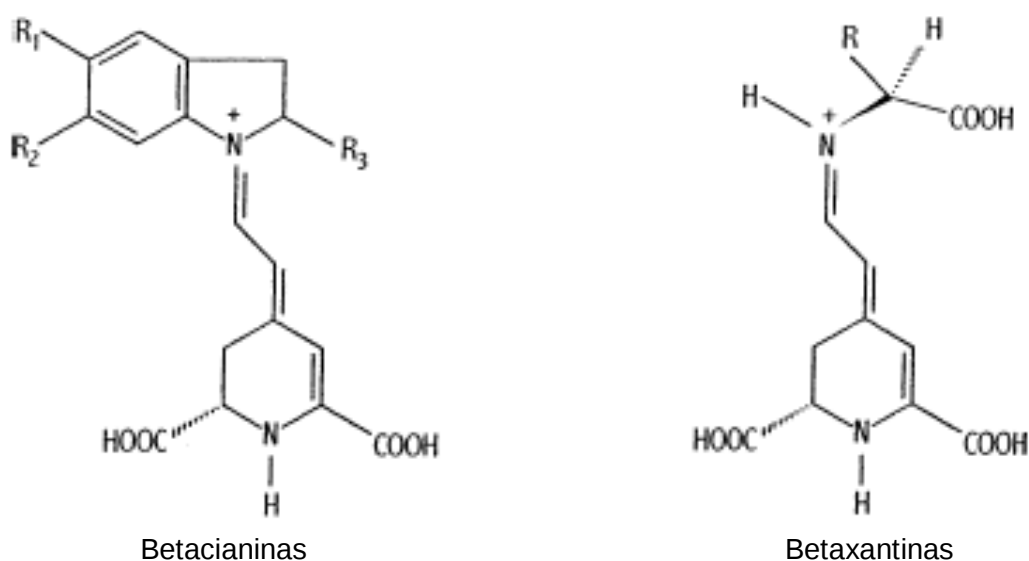


Figura 3. Estructura química de betacianinas y betaxantinas.

Se han diseñado y desarrollado numerosos métodos analíticos para la determinación cualitativa (pruebas químicas, método espectrofotométrico y

cromatográfico) y cuantitativa (método espectrofotométrico) de betalaínas en frutos de especies de *Opuntia* (Chauhan *et al.*, 2013).

De acuerdo con Chauhan *et al.* (2013) el análisis espectrofotométrico sugiere que el color externo de los frutos de nopal depende de la concentración relativa entre betacianinas y betaxantinas, éste método es uno de los más convenientes para cuantificar betalaínas, además de ser confiable y económico. Un alto contenido de betalaínas debido a su naturaleza antioxidante proporciona propiedades nutracéuticas que pueden tener cierto impacto benéfico en la salud de los humanos (García-Cruz *et al.*, 2013).

Muchos trabajos se han enfocado en las propiedades de los pigmentos naturales y sus beneficios a la salud, especialmente los carotenoides y antocianinas, cuyas propiedades antioxidantes han sido ampliamente estudiadas; la mayoría de las frutas rojas poseen como pigmentos antocianinas, sin embargo, las betalaínas y las antocianinas son mutuamente excluyentes por lo que no se han encontrado estos dos componentes en una misma familia, aunque cumplen funciones similares (Azeredo, 2009; Mosco, 2012; Gandía-Herrero y García-Carmona, 2013).

A las betalaínas se les atribuyen diferentes propiedades medicinales, contra el cáncer, antivirales y actividad antioxidante, por lo que son utilizadas ampliamente como pigmentos naturales rojos para alimentos y sus recientes estudios se han enfocado principalmente a esta propiedad antioxidante (Castellanos-Santiago y Yahia, 2008; Azeredo, 2009; Marañón-Ruíz y Rizo, 2011; Sumaya-Martínez *et al.*, 2011; Chauhan *et al.*, 2013; Gandía-Herrero y García-Carmona, 2013).

2.4 Fenoles

Los compuestos fenólicos son importantes metabolitos secundarios presentes en casi todas las plantas, se componen de más de 8000 sustancias identificadas y estos se pueden dividir en grupos, según su estructura química, tales como ácidos fenólicos, estilbenos, cumarinas, ligninas y flavonoides (Ross y Kasum, 2002; Dae-Ok *et al.*, 2003; García y Nieto, 2011). Son sustancias cristalinas e incoloras de olor característico, solubles en agua y en disolventes orgánicos (Michalowicz y Duda, 2007). Están conformados de anillos aromáticos que tienen al menos un grupo carboxilo (-COOH) y un grupo fenólico (-OH), se producen naturalmente en las plantas y son los responsables de las características organolépticas de los productos vegetales (Figura 4) (Scalbert *et al.*, 2005; Tapas *et al.*, 2008; Mahammedilyas *et al.*, 2010; García y Nieto, 2011).

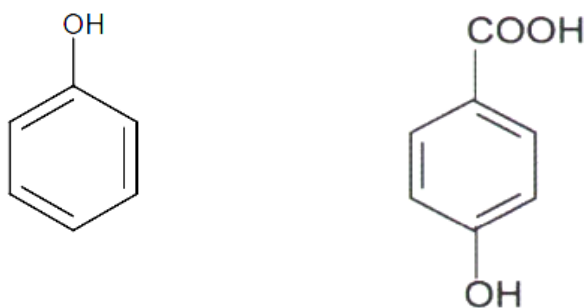


Figura 4. Estructura del fenol y de un ácido carboxílico fenólico.

Su principal función es la protección en las células de las plantas del deterioro y estrés oxidativo, causado por las condiciones del medio ambiente y el ataque de organismos patógenos (Konczak *et al.*, 2014). Se producen con frecuencia en alimentos de origen vegetal en cantidades significativas y se les atribuyen

cualidades sensoriales importantes como color y sabor en frutas frescas, vegetales y sus productos (Dae-Ok *et al.*, 2003; Tapas *et al.*, 2008).

Los compuestos fenólicos, asociados principalmente a la actividad antioxidante, generan interés por sus efectos fisiológicos, capaces de fomentar buena salud y prevenir y aliviar algunas enfermedades (Mazza, 1998). Estudios epidemiológicos indican que los compuestos fenólicos pueden ser importantes en la prevención de desarrollo de numerosas enfermedades crónico-degenerativas ya que muestran una relación inversa significativa entre la ingesta de frutas y verduras y el riesgo de aparición de estos desordenes fisiológicos (Dae-Ok *et al.*, 2003; García y Nieto, 2011).

Muchos compuestos fenólicos tienen una alta actividad antioxidante lo que les confiere propiedades anticancerígenas, antimicrobianas, antialérgicas, antiinflamatorias, antimutagénicas, cardioprotector y acciones vasodilatadoras, esto debido a su capacidad para donar electrones y además efectos quelantes metálicos (Dae-Ok *et al.*, 2003; Tapas *et al.*, 2008; García y Nieto, 2011; Ramful *et al.*, 2011).

La distribución y la composición de fenoles en los vegetales se ve afectada por la madurez, variedad, prácticas hortícolas, procedencia geográfica, época de crecimiento, condiciones de almacenamiento después de la cosecha y los procedimientos de procesamiento (Dae-Ok *et al.*, 2003). La lesión física de los tejidos vegetales incrementa la síntesis de fenoles, como respuesta fisiológica al daño mecánico (pelado y corte) producido en el tejido vegetal y depende del tipo de fruta (Reyes *et al.*, 2007).

2.5 Flavonoides

Como ya se ha mencionado, dentro del grupo de los fenólicos, los flavonoides forman un grupo amplio e importante de productos naturales unificados estructuralmente, pueden clasificarse en seis clases principales: chalconas, flavonas, flavonoles, flavandioles, antocianinas y taninos condensados, se encuentran en frutas, verduras, granos, corteza, raíces, tallos, flores, té y vino (Nijveldt *et al.*, 2001; Macready *et al.*, 2009; García y Nieto, 2011).

Se producen en una variedad de formas estructurales que contienen quince átomos de carbono en su núcleo básico: dos anillos de seis miembros vinculados con una unidad de tres carbonos que puede o no ser parte de un tercer anillo (Figura 5) (Tapas *et al.*, 2008; Macready *et al.*, 2009).

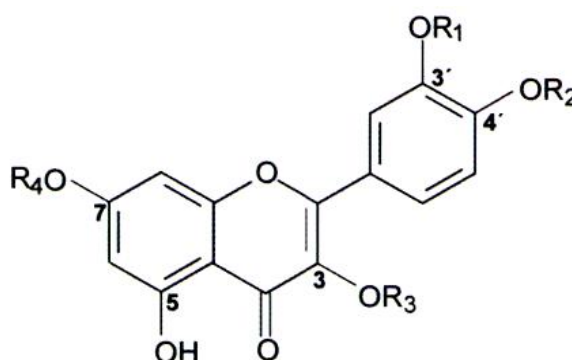


Figura 5. Estructura general de un flavonoide.

Se han identificado alrededor de 4000 a 8000 variedades de flavonoides, muchos de los cuales son responsables de los atractivos colores de las flores, frutas y hojas (Nijveldt *et al.*, 2001; Griffiths *et al.*, 2002; Tapas *et al.*, 2008).

Constituyen el subgrupo más importante y estudiado de los compuestos fenólicos, al encontrarse abundantemente en las plantas donde sus funciones

principales son la pigmentación, protección contra la luz UV y microorganismos, la regulación de la actividad enzimática y están fuertemente correlacionados con la actividad antioxidante (Hertog *et al.*, 1993; Harborne y Williams, 2000; Osorio-Esquivel *et al.*, 2011).

Se ha demostrado que los flavonoides sirven para reducir el estrés oxidativo a través de su capacidad para eliminar las especies reactivas de oxígeno (ROS), aunque su potencial redox se reduce en gran medida *in vivo* (Macreadry *et al.*, 2009).

La ingesta de altas cantidades de flavonoides, compuestos dotados de actividad antioxidante, pueden tener un impacto positivo en la salud humana, especialmente en la prevención de enfermedades como el cáncer, al atribuírseles diversos efectos y propiedades, entre los que se encuentran: antiescleróticos, antiinflamatorios, antitumorales, antitrombogénicos, antiosteoporóticos, antivirales, antimicrobianos, antibacteriales, antifúngicos, entre otras (Nijveldt *et al.*, 2001; Pisoschi y Negulescu, 2011).

Los flavonoides poseen propiedades muy apreciadas en medicina, se recomiendan en el tratamiento de arterosclerosis, enfermedades neurodegenerativas, cataratas y en la afectación del sistema inmunológico; previenen la fragilidad capilar, disminuyen el colesterol, protegen al hígado y al estomago y presentan actividad antimicrobiana, antiinflamatoria y analgésica (Frei, 1994; Packer *et al.*, 1999).

2.6 Vitamina C

La vitamina C, también conocida como ácido ascórbico, es un componente valioso en los alimentos, debido a sus propiedades antioxidantes y terapéuticas; ayuda al cuerpo en la formación de los tejidos conectivos, huesos, dientes, vasos sanguíneos y juega un papel importante como un antioxidante que forma parte del sistema de defensa del cuerpo contra las especies reactivas del oxígeno y radicales libres; es ampliamente utilizado en el tratamiento de ciertas enfermedades como el escorbuto, anemia, trastornos hemorrágicos resfriados comunes, cicatrización de heridas, así como la infertilidad al participar en muchos procesos metabólicos como cicatrización de heridas, osteogénesis, desintoxicación del organismo, absorción de hierro, biosíntesis de colágeno, prevención de la coagulación de los vasos sanguíneos (Okiei *et al.*, 2009; Pisoschi y Negulescu, 2011).

Se considera a la vitamina C como uno de los principales nutrientes de origen natural y antioxidante en nuestra dieta diaria, tiene un efecto anticancerígeno (Kim *et al.*, 2002) y en las membranas celulares reduce la presencia de radicales (Klimczak *et al.*, 2007).

La mayoría de las plantas y los animales tienen la capacidad de sintetizar la vitamina C, los únicos mamíferos que son incapaces de sintetizar la vitamina C son los primates, incluyendo el hombre, por lo tanto, los seres humanos dependen de fuentes exógenas de la vitamina C que incluyen frutas y verduras, así como suplementos alimenticios y productos farmacéuticos (Okiei *et al.*, 2009).

Numerosas técnicas analíticas han sido reportadas en la literatura para la determinación de la vitamina C, estas incluyen métodos de titulación, fluorométricos, cromatografía líquida, cromatografía líquida de alto rendimiento, espectrofotométrico, amperométrico y enzimático; la mayoría de estos métodos sobreestiman los niveles de vitamina C debido a la presencia de especies oxidables diferentes a la vitamina C (Okiei *et al.*, 2009).

Aunque los métodos volumétricos son fáciles de usar en la determinación de la vitamina C, se encuentran dificultades e interferencias con los reactivos utilizados en la titulación, con frecuencia ocurren con muestras de colores (Okiei *et al.*, 2009).

En general, el contenido en vitamina C de frutas y hortalizas depende de la especie, cultivar, condiciones climáticas, prácticas del cultivo, estado de madurez y, por supuesto, de la manipulación poscosecha (Lee y Kader, 2000).

Generalmente, la concentración de vitamina C se incrementa en los tejidos vegetales por acción de la luz durante la época de crecimiento de la planta y tiende a decrecer con el aumento de fertilizantes ricos en nitrógenos. Sin embargo, la principal causa de degradación de la vitamina C en los vegetales tiene lugar durante la fase de poscosecha debido al almacenamiento a temperaturas altas e inadecuadas. El contenido de vitamina C en frutas y hortalizas depende de la especie, cultivo, condiciones climáticas, prácticas de cultivo, estado de madurez y, por supuesto, de la manipulación poscosecha y este contenido disminuye desde el momento en que el producto es cosechado y depende significativamente del tipo de vegetal y de las condiciones de procesado y conservación, aumentando la cantidad de vitamina C degradada

con el incremento de la temperatura y el tiempo de almacenamiento (Taylor *et al.*, 2000; García y Nieto, 2011).

La vitamina C es hidrosoluble y está presente, en mayor o menor proporción, en todos los productos vegetales (Cano *et al.*, 2005). En general las frutas con pH ácido experimentan velocidades de degradación de la vitamina C menor que las hortalizas que presentan pH básico (Barry-Ryan y O'Beirne, 1999).

2.7 Actividad antioxidante

La actividad antioxidante que presenta un metabolito es aquella que se observa cuando éste neutraliza cualquier radical libre con uno o más electrones solitarios, estos radicales son muy reactivos, razón por la cual presentan una vida muy corta en los organismos (Frei, 1994; Sies, 1985).

Los antioxidantes son considerados nutraceuticos importantes por los muchos beneficios que generan en la salud (Sharma y Bhat, 2009). Un antioxidante es una sustancia química que impide la oxidación de otras sustancias y protegen los componentes clave de las células al neutralizar los efectos de los radicales libres, subproductos naturales del metabolismo celular (Badarinath *et al.*, 2010). El cuerpo humano tiene un complejo sistema de defensas naturales (antioxidantes enzimáticos) y no enzimáticos que contrarrestan los efectos dañinos de los radicales libres y otros oxidantes (Nur *et al.*, 2013).

Los radicales libres se forman cuando el oxígeno se metaboliza o se forma en el cuerpo; son especies químicas que poseen un electrón impar en la capa exterior de la molécula, esta es la razón, por qué los radicales libres son muy reactivos y pueden reaccionar con proteínas, lípidos, carbohidratos y ADN,

atacan las moléculas estables más cercanas robando su electrón, cuando la molécula atacada pierde su electrón, se convierte de la misma forma en un radical libre, a partir de una reacción en cadena, el resultando final es la destrucción de un célula viva, por lo tanto, son responsables de generar un gran número de enfermedades incluyendo cáncer, enfermedades cardiovasculares, trastornos neuronales, Alzheimer, deterioro cognitivo leve, Parkinson, envejecimiento, artritis y la aterosclerosis (Sies, 1985; Frei, 1994; Anderson, 2009; Badarinath *et al.*, 2010; Pisoschi y Negulescu, 2011; Nur *et al.*, 2013).

Los radicales libres pueden ser derivados del oxígeno (ROS, especies reactivas de oxígeno) o nitrógeno (RNS, especies reactivas de nitrógeno), en una célula normal, hay un equilibrio apropiado entre oxidantes y antioxidantes, sin embargo, este equilibrio puede ser desplazado, cuando aumenta la producción de oxidantes o se reducen los niveles de antioxidantes, esta etapa se llama estrés oxidativo, dando como resultado daño de biomoléculas incluyendo ácidos nucleicos, proteínas, ácidos grasos poliinsaturados y carbohidratos (Badarinath *et al.*, 2010).

La protección contra los radicales libres puede mejorar por el consumo de antioxidantes en la dieta, hay pruebas fehacientes de que los alimentos que contienen antioxidantes pueden ser de gran importancia en la prevención de enfermedades (Pisoschi y Negulescu, 2011; Nur *et al.*, 2013).

Los antioxidantes son capaces de demorar o inhibir los procesos de oxidación que se producen bajo la influencia de oxígeno atmosférico o especies reactivas de oxígeno (Almeida *et al.*, 2011; Pisoschi y Negulescu, 2011).

Cuando los factores endógenos no pueden asegurar un control riguroso y una protección completa del organismo contra las especies reactivas del oxígeno, surge la necesidad de antioxidantes exógenos que pueden derivar de fuentes naturales o sintéticas, como suplementos nutricionales o productos farmacéuticos, que contienen un compuesto antioxidante como principio activo, entre los antioxidantes exógenos más importantes están vitamina C, D, E, K₃, β-caroteno y flavonoides, es por ello que hay un creciente interés en los antioxidantes, en particular los destinados a impedir los efectos perjudiciales de los radicales libres en el cuerpo humano, así como el deterioro de las grasas y otros constituyentes de los productos alimenticios (Pisoschi y Negulescu, 2011). Los antioxidantes naturales son elementos esenciales que protegen de la oxidación a las macromoléculas biológicas en el cuerpo humano, lo que es clave para el control de enfermedades crónico-degenerativas (Figuerola-Cares *et al.*, 2010).

Hay numerosos antioxidantes en plantas dietéticas: carotenoides, compuestos fenólicos, derivados de ácido benzoico, flavonoides, estilbenos, proantocianidinas, cumarinas, lignanos y ligninas (Pisoschi y Negulescu, 2011). Varios métodos se han desarrollado para medir la capacidad antioxidante total de alimentos, bebidas, dietas, extractos de plantas y antioxidantes comerciales: estos ensayos difieren en el mecanismo de la generación de diferentes especies de radicales y en la forma de medir los productos finales (Pisoschi y Negulescu, 2011; Nur *et al.*, 2013).

Entre los métodos espectrofotométricos más populares para determinar la actividad antioxidante en alimentos y compuestos químicos se encuentran

ensayos que implican la medición de la desaparición del color con los radicales libres DPPH o ABTS; el grado de esta decoloración afecta a la cantidad de los radicales que han sido depurados (Kim *et al.*, 2002; Kuskoski *et al.*, 2005).

Entre los métodos de captación de radicales libres, el método DPPH es rápido, simple (es decir, no involucra muchos pasos y reactivos) y de bajo costo, no se necesita ninguna separación de la muestra, se basa en la reducción de 2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH), es un radical libre estable a temperatura ambiente, lo que produce una solución de violeta en metanol, cuando el radical libre reacciona a un antioxidante, su propiedad de los radicales libres se pierde debido a la rotura de la cadena y su color cambia a amarillo claro (Sharma y Bhat, 2009; Badarinath *et al.*, 2010; Nur *et al.*, 2013).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Material vegetal

Para este estudio se seleccionaron los frutos de quince genotipos de xoconostle *Opuntia* spp. (Cuadro 1), los cuales se colectaron en enero y febrero del 2013 en cuatro estados de la República Mexicana (Aguascalientes, Hidalgo, Estado de México y Zacatecas) (Figura 6).



Figura 6. Localización geográfica de las áreas donde se colectaron los diferentes genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Los genotipos Chatito, Cuerón y El aguacero se obtuvieron en nopaleras silvestres en la localidad Palo Alto municipio El Llano, Aguascalientes ubicadas a 21° 54' LN y 101° 58' LO a 2015 m, el clima corresponde a un BS₁kw(w)g

templado con lluvias en verano y temperatura media anual de 17.2 °C con una precipitación anual de 485.7 mm (García, 1988).

Cuadro 1. Relación de los 15 genotipos de nopales productores de xoconostle evaluados.

Especie	Genotipo	Origen	Condición	Color
<i>O. matudae</i> Scheinvar	Cuaresmeño Blanco	Otumba, Méx.	Comercial	Verde
<i>O. matudae</i> Scheinvar	Cuaresmeño Rojo	Otumba, Méx.	Comercial	Rojo
<i>O. tezontepecana</i> Gallegos & Scheinvar	Invierno	Villa de Tezontepec, Hgo.	Comunitaria*	Salmon
<i>Opuntia</i> sp.	Matizado	Villa de Tezontepec, Hgo.	Comunitaria*	Rosa
<i>O. oligacantha</i> Föster	Del Borrego	Villa de Tezontepec, Hgo.	Comunitaria*	Púrpura
<i>O. joconostle</i> Weber	Rosita	Sain Alto, Zac.	Comunitaria	Rosa
<i>O. matudae</i> Scheinvar	Cuaresmeño Zacatecano	Sain Alto, Zac.	Silvestre	Verde
<i>O. duranguensis</i> Britton & Rose x <i>O. joconostle</i> F.A.C. Weber	Blanco Jaspeado	Sain Alto, Zac.	Silvestre	Amarillo
<i>O. matudae</i> Scheinvar	Rojo Sainero	Sain Alto, Zac.	Silvestre	Rojo
<i>Opuntia</i> sp.	Chaveñito	Sain Alto, Zac.	Silvestre	Rojo
<i>O. leucotricha</i> Salm-Dick x <i>O. joconostle</i> Weber	Café	Sain Alto, Zac.	Silvestre	Café
<i>O. duranguensis</i> Britton & Rose	Cambray	Sain Alto, Zac.	Silvestre	Púrpura
<i>O. joconostle</i> Weber	Chatito	Palo Alto, El Llano, Ags.	Silvestre	Rosa
<i>O. matudae</i> Scheinvar	Cuerón	Palo Alto, El Llano, Ags.	Silvestre	Rosa
<i>O. matudae</i> Scheinvar	El Aguacero	Palo Alto, El Llano, Ags.	Silvestre	Rosa

*Los genotipos ubicados en condición comunitaria son considerados como selecciones con cierto grado de domesticación y establecidos en una colección de nopales nativos del estado de Hidalgo.

Los xoconostles Invierno, Matizado y Del Borrego se cosecharon en una colección comunitaria (Figura 7) en el municipio de Villa de Tezontepec, Hidalgo ubicada a 19° 53' LN y 98° 49' LO a 2320 m, con un clima BS₁hw templado semiárido con lluvias en verano, temperatura media anual de 14.5 °C y 508 mm de precipitación anual (Gallegos-Vázquez *et al.*, 2012).



Figura 7. Colección comunitaria de diferentes especies nativas de nopal (*Opuntia* spp.), en Villa de Tezontepec, Hidalgo.

Los genotipos Cuaresmeño Blanco y Cuaresmeño Rojo se recolectaron de huertas comerciales (Figura 8) en el municipio de Otumba, Estado de México que se encuentran localizadas a los 19° 42' LN y 98° 45' LO a 2349 m, el clima corresponde a un C(w2) templado subhúmedo, temperatura media anual de 14.8 °C y una precipitación anual de 514.3 mm (García, 1988).



Figura 8. Huerto comercial de *Opuntia matudae*, en Otumba, Estado de México.

Finalmente, los xoconostle de los genotipos Cuaresmeño Zacatecano, Blanco Jaspeado, Rojo Sainero, Chaveñito, Café, Rosita y Cambray se obtuvieron de nopaleras silvestres en agostaderos del municipio Saín Alto, Zacatecas, (Figura 9), ubicadas a los 23° 34' LN y 103° 14' LO a 2050 m, con un clima BS1hw templado semiárido con lluvias en verano, temperatura media anual de 16.0 °C y precipitación anual de 500 mm (Gallegos-Vázquez *et al.*, 2012).



Figura 9. Nopaleras silvestres en Saín El Alto, Zacatecas.

Los frutos de cada genotipo se cosecharon considerando un índice de madurez característico, donde se incluye un pleno desarrollo del fruto, forma, profundidad del receptáculo y color de la piel, criterios usados comúnmente para su consumo, además de estar libres de plagas y enfermedades. La elección de los frutos en cada lugar de colecta fue completamente al azar y con ellos se formaron cuatro grupos homogéneos por genotipo que se utilizaron como repeticiones para la evaluación de los parámetros propuestos.

Una vez cosechados los frutos se llevaron al laboratorio donde se acondicionaron para su análisis (Figura 10); se lavaron cuidadosamente para remover las glóquidas, se eliminó la cutícula (pericarpio) retirando manualmente de 1 a 2 mm de espesor, además de la pulpa y semillas, dejando únicamente la cáscara (mesocarpio), después de la separación de estas estructuras se determinó el rendimiento de cáscara para cada genotipo. Las cáscaras se rebanaron con un grosor uniforme (0.3 ± 0.1 cm), con ayuda de bolsas de yute (20 x 20 cm); se congelaron por inmersión con nitrógeno líquido, después se liofilizaron acomodando las bolsas con las muestras previamente congeladas a -20 °C en frascos diseñados para un liofilizador modelo 7670520 (LABCONCO, Kansas, USA) a -40 °C y 12 Pa, durante 24 h. Una vez liofilizadas las muestras se almacenaron en bolsas herméticas hasta su análisis a temperatura ambiente sin exposición a la luz.

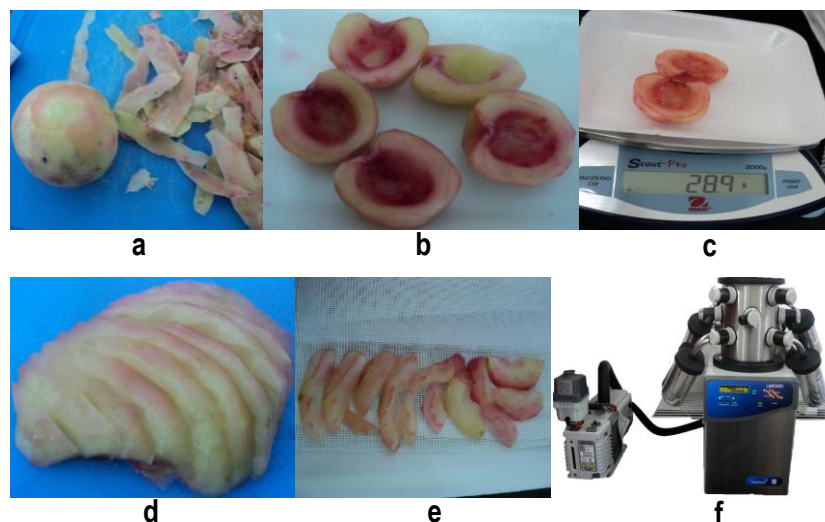


Figura 10. Acondicionamiento de las cáscaras de xoconostle: **a)** Eliminación de cutícula, **b)** Cáscaras sin pulpa y semillas, **c)** Rendimiento del fruto, **d)** Corte homogéneo, **e)** Acomodo de cáscaras para congelar en nitrógeno líquido, **f)** Liofilizado de las cáscaras.

3.2 Análisis proximal

Se llevaron a cabo los análisis químicos para conocer la composición de los genotipos estudiados. Las variables analizadas fueron: contenido de humedad, cenizas, proteína cruda, extracto etéreo, fibra cruda y extracto libre de nitrógeno, utilizando muestra previamente liofilizada conociendo el contenido de humedad se hicieron determinaciones en base seca (AOAC, 2002).

3.3 Cuantificación de betalaínas

Se determinó el contenido de los pigmentos de acuerdo al método descrito por Castellanos-Santiago y Yahia (2008) con algunas modificaciones (Figura 11). Una vez pesado 0.1 g de cáscara liofilizada, las muestras se colocaron en tubos de ensayo y se agregaron 10 mL de agua destilada; se dejaron reposar por 15 h a temperatura ambiente protegidas de la luz y posteriormente se sonicaron por 20 min en un baño ultrasónico modelo 8892 (Cole-Parmer, Pasadena, USA). Los extractos se utilizaron para la cuantificación; se leyó la absorbancia de los mismos en un espectrofotómetro (Genesys 10s) a longitudes de onda de 480 nm (betaxantinas) y 540 nm (betacianinas) (Strack *et al.*, 2003; Azeredo, 2009). La determinación se realizó aplicando la siguiente fórmula:

$$(\text{Betaxantinas-BX ó Betacianinas-BC}) \text{ mg g}^{-1} = (A \times \text{FD} \times \text{PM} \times V) (\epsilon \times L \times \text{PS})^{-1}$$

donde:

A = Absorbancia a 480 y 540 nm para betaxantinas y betacianinas, respectivamente

FD = Factor de dilución

PM = Peso molecular (betaxantina: 308 g mol^{-1} y betacianina: 550 g mol^{-1})
(Chauhan *et al.*, 2013)

V = Volumen del extracto (mL)

ϵ = Coeficiente de extinción molar ($48,000 \text{ L (mol cm)}^{-1}$ para betaxantinas y $60,000 \text{ L (mol cm)}^{-1}$ para betacianinas) (Chauhan *et al.*, 2013)

L = Longitud de la celda (1 cm)

PS = Peso de la muestra seca (g).

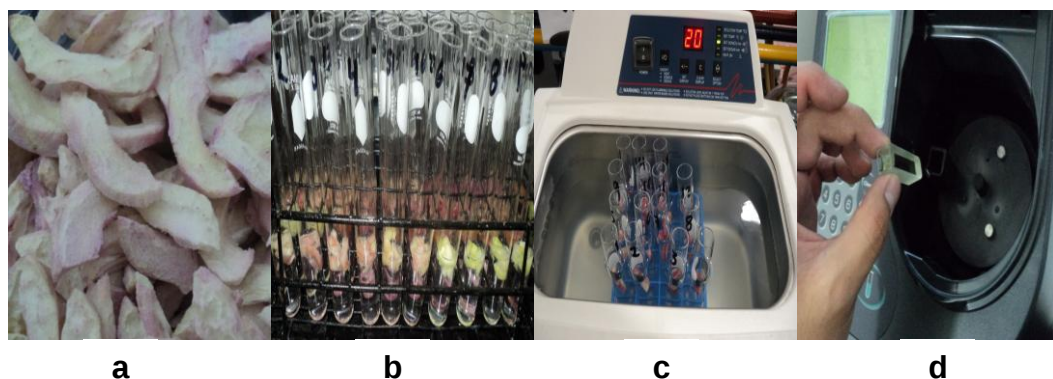


Figura 11. Proceso para cuantificar el contenido de betalaínas totales en la cáscara de quince genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.): **a)** Cáscara de xoconostle liofilizada, **b)** Extracción y reposo con agua destilada, **c)** Sonicación de las cáscaras, **d)** Lectura de absorbancia: betacianinas y betaxantinas.

3.4 Cuantificación de fenoles

Para la determinación de fenoles totales se utilizó el método espectrofotométrico descrito por Waterman y Mole (1994) con el uso de ácido gálico como estándar y el reactivo Folin-Ciocalteu. Fue necesario preparar extractos etanólicos con 0.1 g de cáscara liofilizada para cada genotipo, la

muestra se colocó en tubos de ensayo y se agregaron 25 mL de etanol acuoso 95 % (v / v) (Baker Reagent), se sonicaron por 20 minutos en una baño ultrasónico (Cole-Parmer, Pasadena, USA), el sobrenadante se aforó a 25 mL con etanol acuoso 80 % (v / v) (Figura 12).

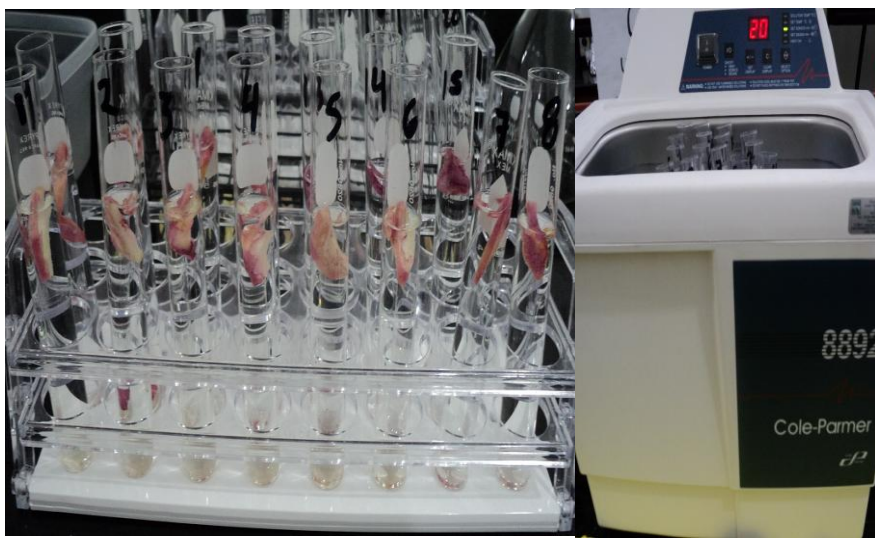


Figura 12. Preparación de extractos etanólicos con 0.1 g de cáscara de xoconostle liofilizada y sonicada.

Del extracto etanólico se tomó una alícuota de 0.5 mL que se mezcló con 10 mL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) al 10 % (p / v) (Baker Reagent) y se homogeneizó con un vortex; posteriormente, cada muestra se calentó en baño maría a 38 °C por 15 min. Se tomó 1 mL de la mezcla y se adicionaron 3 mL de agua destilada más 1 mL de solución Folin-Ciocalteu:agua 1:1 v / v (Sigma-Aldrich, Alemania). Se dejó reposar 15 min en oscuridad a temperatura ambiente, antes de medir la absorbancia a 660 nm en un espectrofotómetro Genesys 10s; se utilizó etanol al 95 % como blanco para ajustar el equipo a 0 (Figura 13).

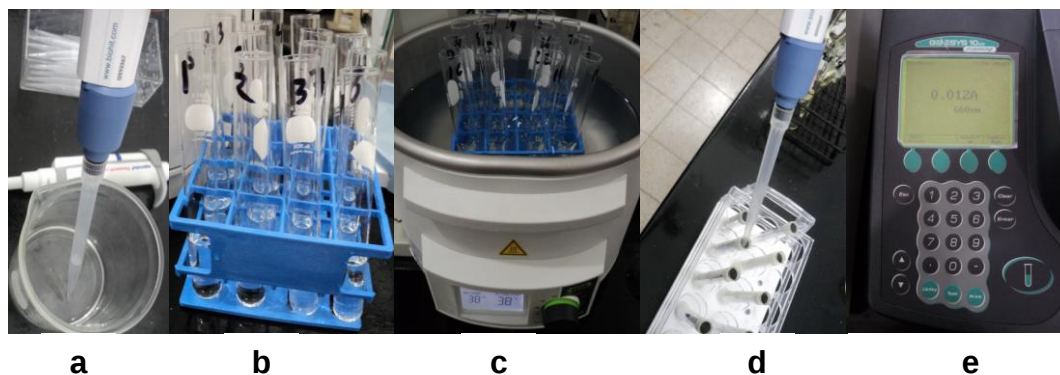


Figura 13. Proceso para la cuantificación de fenoles totales en la cáscara de xoconostle: **a-b)** Extracto etanólico más Na_2CO_3 al 10 %, **c)** Baño maría a 38 °C por 15 min, **d)** Reposo por 15 min de extracto etanólico con reactivo Folin-Ciocalteu, **e)** Medición de absorbancia a 660 nm.

Se construyó una curva de calibración con 0, 50, 100, 150, 200, 250, 300 y 350 ppm de ácido gálico. Para la cuantificación de fenoles totales se utilizó la ecuación ajustada por regresión lineal de la curva elaborada ($y = 0.0002x - 0.0038$; $R^2 = 0.975$) (Figura 14). El contenido total de fenoles se expresó en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p.f).

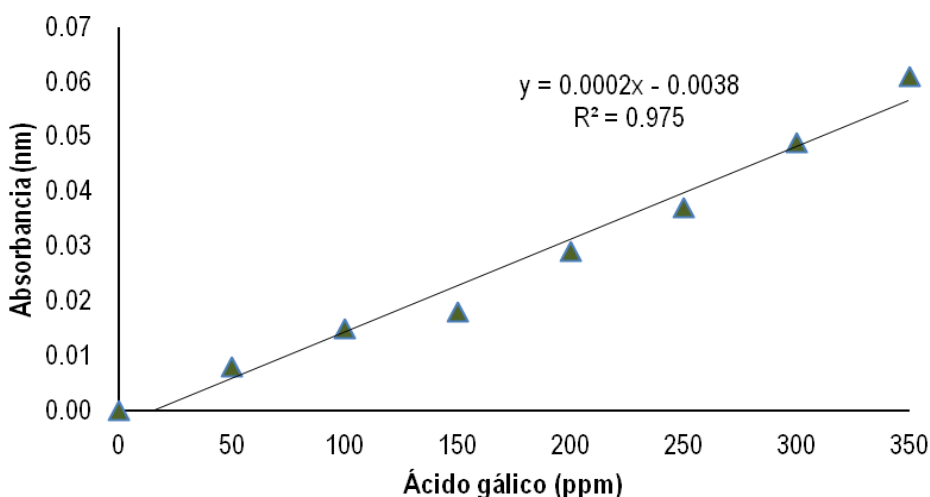


Figura 14. Curva de calibración para la cuantificación de fenoles totales.

3.5 Cuantificación de flavonoides

El contenido de flavonoides se cuantificó de acuerdo al método propuesto por Chang *et al.* (2002). A partir de los extractos etanólicos preparados para la determinación de fenoles totales, se tomó una alícuota de 0.5 mL de cada extracto, al cual se le agregó 1.5 mL de etanol al 95 % v / v, 0.1 mL de solución de cloruro de aluminio (AlCl_3) al 10 % p/v, 0.1 mL de solución de acetato de potasio ($\text{CH}_3\text{COO}^-\text{K}^+$) 1.0 M y 2.8 mL de agua destilada, se homogeneizó con un vortex. La mezcla se incubó por 30 min a temperatura ambiente. Se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 415 nm en un espectrofotómetro Genesys 10s, se utilizó etanol al 95 % como blanco para ajustar el equipo a 0 (Figura 15).



Figura 15. Medición de absorbancia a 415 nm para flavonoides, de las muestras de xoconostle, en un espectrofotómetro Genesys 10s.

Se utilizó una curva estándar de la flavona quercetina (Chang *et al.*, 2002) y la cuantificación de flavonoides se hizo con la ecuación ajustada por regresión lineal de la curva elaborada ($y = 0.0047x - 0.0007$; $R^2 = 0.999$) (Figura 16). Los

resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina en 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g⁻¹ p.f.).

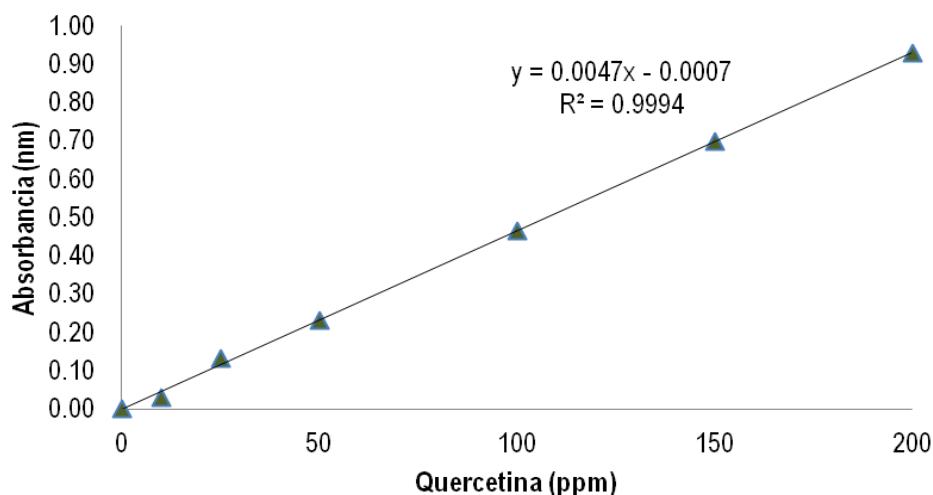


Figura 16. Curva de calibración para la cuantificación de flavonoides por el método espectrofotométrico descrito por Chang *et al.*, (2002).

3.6 Cuantificación de vitamina C

La vitamina C se determinó por titulación siguiendo el método oficial de la AOAC 967.21 (AOAC, 2002). Se pesó con exactitud 1 g de xoconostle liofilizado para preparar un extracto mediante una molienda con mortero más 10 mL de ácido metafosfórico-ácido acético (HPO₃-CH₃COOH). La mezcla se filtró con papel Whatman No. 1 y se aforó a un volumen de 10 mL con la misma solución de ácido metafosfórico-ácido acético. Se transfirieron 2 mL a un matraz Erlenmeyer, agregando 5 mL de solución ácido metafosfórico-ácido acético (solución extractora). Se tituló rápidamente con una solución de 2,6-dicloroindofenol contenidos en una bureta de 50 mL, hasta que se observó la aparición de un tono rosa ligero.

Del mismo modo, tres blancos formados por una mezcla de 2 mL de ácido ascórbico (1 mg mL^{-1}) y 5 mL de ácido metafosfórico-ácido acético ($\text{HPO}_3\text{-CH}_3\text{COOH}$), se titularon con una solución de 2,6-dicloroindofenol hasta que se observó la aparición de un tono rosa ligero (Figura 17).

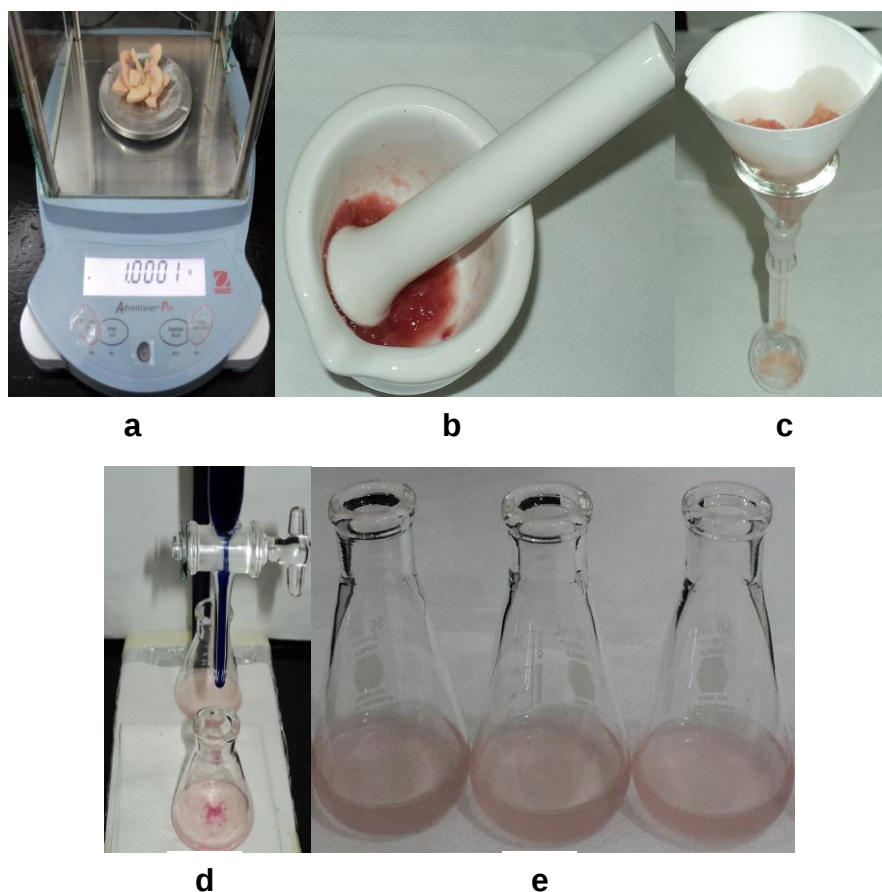


Figura 17. Proceso para determinar el contenido de vitamina C: **a)** Cáscara liofilizada, **b)** Molienda con ácido metafosfórico-ácido acético ($\text{HPO}_3\text{-CH}_3\text{COOH}$), **c)** Filtrado, **d-e)** Titulación con solución 2,6-dicloroindofenol.

La cuantificación se realizó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{mg ácido ascórbico g}^{-1} = (X - B) (F \times E^{-1}) (V \times A^{-1})$$

donde:

X = mL promedio para la titulación de la solución de prueba

B = mL promedio para la titulación del blanco

F = mg de ácido ascórbico equivalente a 1 mL de la solución estándar de indofenol

E = g de muestra usados

V = volumen inicial de la solución de prueba

Y = volumen de la solución de prueba titulada.

La concentración de vitamina C se expresó como mg equivalentes de ácido ascórbico por cada 100 g de peso seco de muestra (mg EAA 100 g⁻¹ p.f.).

3.7 Evaluación de la actividad antioxidante

Esta actividad se evaluó por el método del radical libre DPPH descrito por Brand-Williams *et al.* (1995). Se pesó 1 g de cáscara de xoconostle liofilizada, a la cual se agregaron 20 mL de metanol (de alta pureza), posteriormente se sonicó por 20 min y se evaporó hasta sequedad a temperatura ambiente durante 48 h (Figura 18).

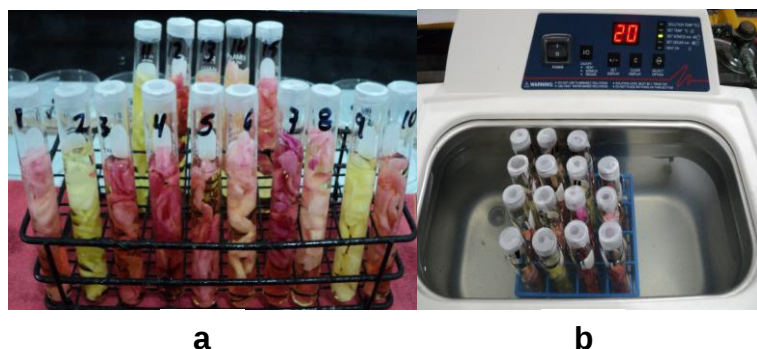


Figura 18. Preparación de extractos para evaluar actividad antioxidante: **a)** Cáscara liofilizada con metanol, **b)** Sonicación por 20 min.

Con los extractos de cada genotipo se preparó una solución stock (1 mg mL^{-1}). Para la reacción de reducción del DPPH, se mezcló 1 mL de cada disolución con 3 mL de solución de DPPH 0.1 mM. Las mezclas se mantuvieron en reacción en oscuridad por 30 min a temperatura ambiente, después se midió la absorbancia a 516 nm (Figura 19).

La baja absorbancia en la reacción de la mezcla indicó alta actividad antioxidante. Se determinó el porcentaje de reducción del DPPH mediante la fórmula:

$$\% \text{ DPPH} = [(A_{\text{blanco}} - A_{\text{muestra}}) * 100] / A_{\text{blanco}}$$

donde:

A_{blanco} = Absorbancia del blanco (DPPH 0.1mM)

A_{muestra} = Absorbancia obtenida después de 30 minutos.

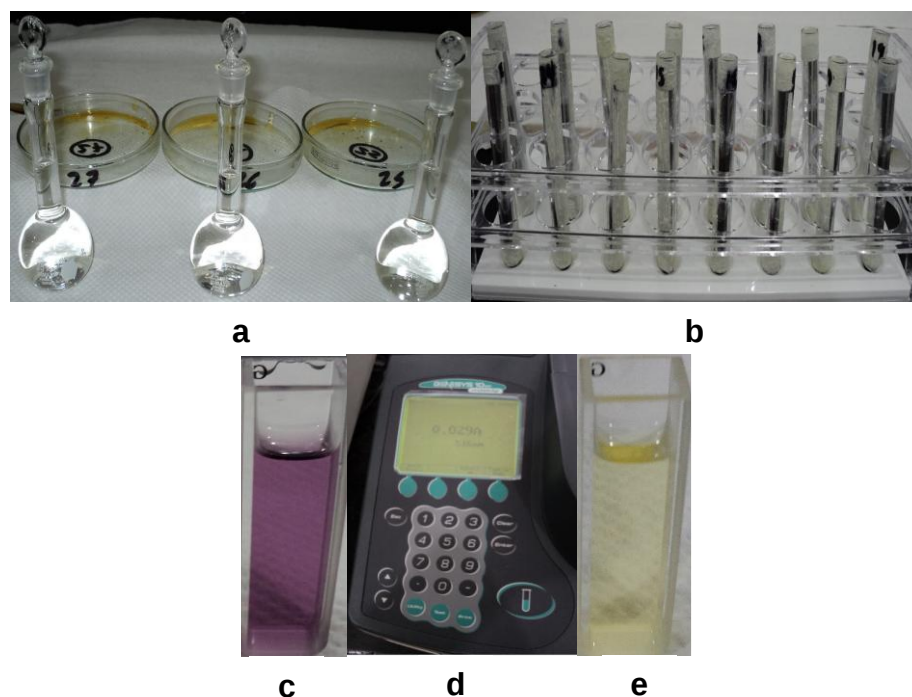


Figura 19. Determinación de la actividad antioxidante: **a)** Preparación de soluciones stock (1 mg mL^{-1}), **b)** Reposo por 30 min de la solución stock con DPPH 0.1 mM, **c)** Color de solución DPPH antes de reacción, **d)** Lectura de absorbancia a 516 nm, **e)** Color de solución DPPH después de reacción.

Como referencia se usó quercetina para la construcción de la curva estándar de DPPH, se disolvieron en 100 mL de metanol 3.93 mg de DPPH para obtener una concentración de 0.1 mM. La absorbancia se midió a 516 nm en un espectrofotómetro Genesys 10s. La curva estándar se construyó con la absorbancia del radical DPPH en función de sus concentraciones y se obtuvo la ecuación ajustada por regresión lineal (Figura 20).

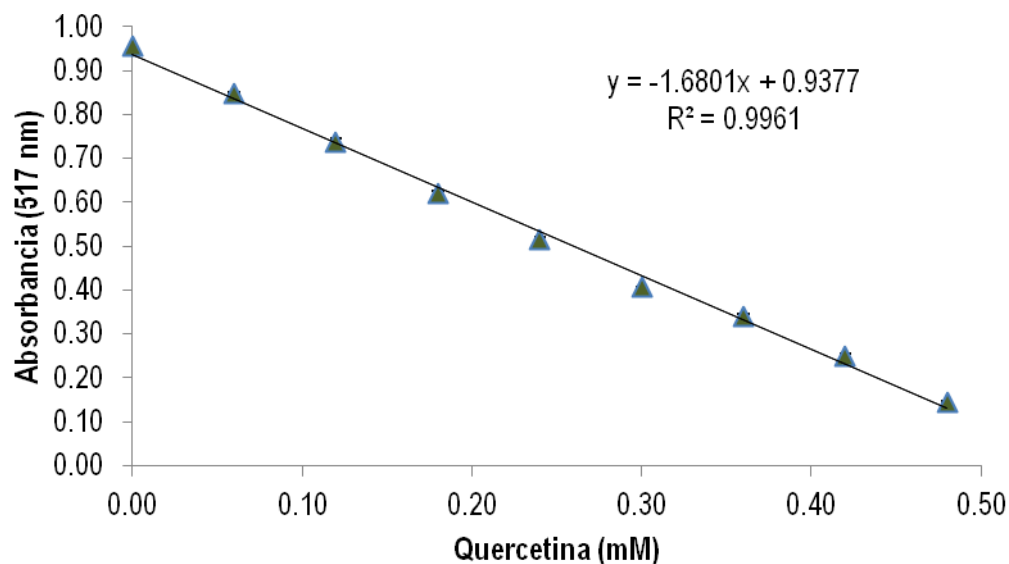


Figura 20. Curva de estándar para determinación de la actividad antioxidante.

3.8 Análisis estadístico

Los datos se analizaron tomando como base para cada genotipo de xoconostle tres repeticiones ($n = 3$) para los componentes del análisis proximal y cuatro repeticiones ($n = 4$) para el análisis de fitoquímicos. Los resultados se expresaron como la media $\pm$ desviación estándar. Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) seguido de una prueba de Tukey para evaluar las diferencias entre los genotipos a un nivel de significancia $p \leq 0.05$. Se calculó el coeficiente de correlación de Pearson para cada par de variables. Todos los análisis estadísticos se realizaron utilizando el programa SAS (2000).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Análisis proximal

Existen diferencias significativas ($p \leq 0.05$) en la composición proximal (contenido de humedad, cenizas, proteína cruda, extracto etéreo, fibra cruda y extracto libre de nitrógeno) de la cáscara del fruto de xoconostle de los quince genotipos analizados (Cuadro 2), destacando su alto contenido de humedad (89.94 a 93.84 %) en comparación a lo reportado para diversas variedades de tuna (84.70-87.10 %) (Esquivel, 2004; El-Samahy *et al.*, 2009) y frutos de durazno ciruela y naranja (90.90, 86.75 y 83.60 %, respectivamente) (Morillas-Ruíz y Delgado-Alarcón, 2012). Contreras *et al.* (2011) reportaron un menor contenido de humedad (87.30-89.05 %) en *Opuntia joconostle*. El contenido de humedad reportado por Morales *et al.* (2012) para *Opuntia joconostle* y *Opuntia matudae* (93.24 y 94.11 %, respectivamente) es similar a lo encontrado en el presente estudio. Las diferencias se pueden deber a la metodología empleada, así como las partes del fruto utilizadas para cada análisis.

El contenido de cenizas es estadísticamente diferente entre los genotipos de xoconostle estudiados con los valores más bajos para Blanco Jaspeado, Cuaresmeño Rojo y Chatito (0.57, 0.67 y 0.69 %, respectivamente) y los más altos para los genotipos Café y Cuerón (1.38 y 1.41%), en *Opuntia joconostle* los valores son similares a lo reportado por Contreras *et al.* (2011). Estos datos

son mayores a lo reportado por Morales *et al.* (2012) para *Opuntia joconostle* y *Opuntia matudae* (0.07 y 0.11 % respectivamente) y para algunas variedades de tuna (0.29 %) estudiadas (El-Samahy *et al.*, 2009). Morillas-Ruíz y Delgado-Alarcón (2012) reportaron un contenido similar de cenizas en ciruela, mango y papaya (1.04 a 1.11 %).

Cuadro 2. Composición nutrimental de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp) evaluados.

Genotipo	Humedad (%)	Cenizas (%)	Proteína cruda (%)	Extracto etéreo (%)	Fibra cruda (%)	E L N* (%)
Cuaresmeño Blanco	91.92 ± 0.08 ^{cde}	0.82 ± 0.01 ^{gh}	0.29 ± 0.00 ^{bc}	0.32 ± 0.00 ^a	1.04 ± 0.14 ^a	5.62 ± 0.07 ^{de}
Cuaresmeño Rojo	93.12 ± 0.32 ^{ab}	0.67 ± 0.04 ^{ij}	0.20 ± 0.02 ^{fg}	0.13 ± 0.01 ^{cdef}	0.57 ± 0.04 ^{bc}	5.32 ± 0.21 ^{ef}
Invierno	91.55 ± 0.07 ^{de}	1.22 ± 0.01 ^{cd}	0.29 ± 0.01 ^c	0.12 ± 0.01 ^{cdef}	0.72 ± 0.36 ^{abc}	6.12 ± 0.42 ^{cd}
Matizado	90.98 ± 0.09 ^{fg}	1.16 ± 0.01 ^{de}	0.25 ± 0.00 ^{cde}	0.16 ± 0.01 ^{cd}	0.69 ± 0.02 ^{abc}	7.08 ± 0.08 ^{ab}
Del Borrego	91.85 ± 0.11 ^{cde}	0.94 ± 0.01 ^f	0.24 ± 0.02 ^{def}	0.15 ± 0.01 ^{cde}	0.42 ± 0.05 ^{bc}	6.41 ± 0.03 ^{bc}
Rosita	93.39 ± 0.35 ^a	0.72 ± 0.06 ^{hi}	0.28 ± 0.01 ^{cd}	0.18 ± 0.05 ^c	0.45 ± 0.01 ^{bc}	4.99 ± 0.23 ^{ef}
Cuaresmeño Zacatecano	92.60 ± 0.17 ^{bc}	0.89 ± 0.02 ^{fg}	0.21 ± 0.01 ^{efg}	0.13 ± 0.01 ^{cdef}	0.54 ± 0.02 ^{bc}	5.65 ± 0.13 ^{de}
Blanco Jaspeado	93.84 ± 0.21 ^a	0.57 ± 0.01 ⁱ	0.17 ± 0.00 ^{gh}	0.09 ± 0.01 ^{ef}	0.31 ± 0.01 ^c	5.02 ± 0.18 ^{ef}
Rojo Sainero	91.16 ± 0.18 ^{ef}	1.06 ± 0.04 ^e	0.39 ± 0.02 ^a	0.16 ± 0.01 ^{cd}	0.81 ± 0.01 ^{ab}	6.44 ± 0.13 ^{bc}
Chaveñito	91.31 ± 0.37 ^{def}	0.94 ± 0.04 ^f	0.26 ± 0.01 ^{cd}	0.17 ± 0.01 ^c	0.66 ± 0.08 ^{abc}	6.68 ± 0.25 ^{abc}
Café	92.01 ± 0.04 ^{bcd}	1.38 ± 0.01 ^{ab}	0.25 ± 0.01 ^{cde}	0.13 ± 0.00 ^{cdef}	0.71 ± 0.04 ^{abc}	5.53 ± 0.00 ^{de}
Cambray	89.94 ± 0.09 ^g	1.29 ± 0.01 ^{bc}	0.34 ± 0.02 ^b	0.17 ± 0.01 ^c	1.03 ± 0.00 ^a	7.25 ± 0.09 ^a
Chatito	93.80 ± 0.13 ^a	0.69 ± 0.01 ⁱ	0.14 ± 0.00 ^h	0.25 ± 0.01 ^b	0.49 ± 0.01 ^{bc}	4.64 ± 0.14 ^f
Cuerón	91.29 ± 0.08 ^{def}	1.41 ± 0.01 ^a	0.16 ± 0.01 ^{gh}	0.08 ± 0.00 ^f	0.53 ± 0.06 ^{bc}	6.55 ± 0.16 ^{abc}
El Aguacero	93.10 ± 0.15 ^{ab}	0.92 ± 0.02 ^{fg}	0.19 ± 0.01 ^{gh}	0.10 ± 0.00 ^{def}	0.62 ± 0.01 ^{abc}	5.08 ± 0.13 ^{ef}

*ELN: Extracto Libre de Nitrógeno

Los valores expresados son la media ± desviación estándar de tres repeticiones; medias con letras iguales no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

El genotipo Rojo sainero es el que tuvo la mayor concentración de proteína cruda (0.39 %), el menor valor se observó para los genotipos Chatito (0.14 %), Cuerón (0.16 %), Blanco Jaspeado (0.17%) y El Aguacero (0.19 %), (Cuadro 2);

estos datos son menores en *Opuntia joconostle* a los obtenidos por Contreras *et al.* (2011) y Morales *et al.* (2012) (0.66-1.56 %), de igual forma en *Opuntia matudae* (0.56 %) (Morales *et al.*, (2012), en diversas variedades de tuna (0.67 %) (El-Samahy *et al.*, 2009) y en aguacate y cereza (1.55 y 1.56 %, respectivamente) (Morillas-Ruíz y Delgado-Alarcón, 2012).

En un análisis proximal para *Opuntia joconostle* hecho por Contreras *et al.* (2011) se obtuvo un valor para extracto etéreo menor al 0.1 %, inferior a lo obtenido en los xoconostles estudiados (0.18 - 0.25 %) en la presente investigación. El resto de los genotipos evaluados de xoconostle muestran un comportamiento similar, solo destacan el genotipo Cuaresmeño Blanco con el valor más alto (0.32 %) y los genotipos Cuerón, El Aguacero, Invierno, Café, Cuaresmeño Rojo y Cuaresmeño Zacatecano con los valores más bajos (0.08 - 0.13 %). En *Opuntia joconostle* y *Opuntia matudae* estos datos son superiores a los obtenidos por Morales *et al.* (2012) (0.03 y 0.04 %, respectivamente). Destacando un contenido similar de extracto etéreo con otros frutos estudiados como papaya, naranja y nectarina (0.16, 0.33 y 0.57 %) y menor con ciruela y cereza (3.49 y 6.39 %) (Morillas-Ruíz y Delgado-Alarcón, 2012).

Se obtuvo un contenido de fibra cruda para los xoconostles estudiados en un intervalo de 0.31 a 1.04 %, siendo los genotipos Cambray y Cuaresmeño Blanco con las mayores concentraciones (1.03 y 1.04 %) y Blanco Jaspeado menor concentración (0.31 %). El valor reportado por Contreras *et al.* (2011) y Morales *et al.* (2012) para *Opuntia joconostle* fue 2.31 a 4.28 %, superior a lo encontrado en este estudio, de manera similar para *Opuntia matudae* (1.74 %) (Morales *et al.*, 2012) y para frutos como ciruela, naranja y papaya (3.00, 3.30 y

5.31 %) (Morillas-Ruíz y Delgado-Alarcón, 2012). Estos datos son similares a lo reportado para diversas variedades de tuna (0.18 %) (El-Samahy *et al.*, 2009). La cáscara de xoconostle ofrece un buen porcentaje de fibra, de acuerdo con Morales *et al.* (2012) 100 g de cáscara de xoconostle proporcionan desde 5 hasta 8 % del requerimiento diario de fibra para adultos.

El análisis del extracto libre de nitrógeno en los xoconostles estudiados muestra diferencias significativas con valores en un intervalo de 4.64 a 7.25 % destacando los genotipos Cambray y Matizado con los mayores valores y los genotipos Chatito y Rosita con los menores valores. El extracto libre de nitrógeno en papaya, naranja y mango (10 a 16 %) es mayor a lo encontrado en los xoconostles estudiados. Contreras *et al.* (2011) reportaron valores mayores para *Opuntia joconostle* (5.81-7.98 %). El contenido de carbohidratos reportado por Morales *et al.* (2012) en la cáscara de *O. matudae* y *O. joconostle* (3.93 y 3.69 %, respectivamente) fue bajo en comparación con el encontrado en este estudio.

4.2 Betalaínas

El contenido de betalaínas total expresado como mg 100 g⁻¹ de peso fresco (p.f.) es estadísticamente diferente entre los genotipos de xoconostle analizados (Cuadro 3). Estos metabolitos son responsables de la coloración de los frutos de cactáceas, se encontraron en un intervalo de 1.71 a 35.06 mg 100 g⁻¹ p.f.; el genotipo Cambray destaca por su alta concentración (35.06 mg 100 g⁻¹ p.f.) con un valor superior a lo encontrado en los genotipos Invierno, Del Borrego y Chaveñito con 16.72, 12.34 y 12.32 mg 100 g⁻¹ p.f., respectivamente.

En el genotipo Cambray el contenido de betalaínas fue significativamente más alto que el genotipo Cuaresmeño Blanco, estas diferencias eran de esperarse por el hecho de que los colores rojo-violeta son más intensos para el primer fruto comparado con el segundo, donde el contenido de estos pigmentos es insignificante en estas tonalidades.

Cuadro 3. Betalaínas totales, Betacianinas y Betaxantinas en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Especie/genotipo	Betalaínas (mg 100 g ⁻¹ p.f.)*	Betacianinas (mg 100 g ⁻¹ p.f.)	Betaxantinas (mg 100 g ⁻¹ p.f.)
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Blanco	1.71 ± 0.11 k	0.80 ± 0.06 k	0.91 ± 0.06 l
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Rojo	5.74 ± 0.16 g	3.59 ± 0.09 g	2.16 ± 0.07 h
<i>O. tezontepecana</i> / Invierno	16.72 ± 0.27 b	11.14 ± 0.17 b	5.58 ± 0.11 b
<i>O. sp.</i> / Matizado	8.70 ± 0.08 e	5.92 ± 0.04 e	2.78 ± 0.04 f
<i>O. oligacantha</i> / Del Borrego	12.34 ± 0.31 c	8.67 ± 0.25 c	3.67 ± 0.06 e
<i>O. joconostle</i> / Rosita	7.09 ± 0.18 f	4.70 ± 0.14 f	2.38 ± 0.05 g
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Zacatecano	3.89 ± 0.17 hi	2.05 ± 0.08 i	1.85 ± 0.09 i
<i>O. duranguensis</i> / Blanco Jaspeado	2.21 ± 0.16 j	1.04 ± 0.08 k	1.17 ± 0.07 k
<i>O. matudae</i> / Rojo Sainero	11.60 ± 0.30 d	7.28 ± 0.25 d	4.33 ± 0.07 d
<i>O. sp.</i> / Chaveñito	12.32 ± 0.12 c	7.22 ± 0.08 d	5.10 ± 0.04 c
<i>O. leucotricha</i> / Café	8.92 ± 0.20 e	4.67 ± 0.18 f	4.25 ± 0.03 d
<i>O. duranguensis</i> / Cambray	35.06 ± 0.22 a	26.05 ± 0.11 a	9.01 ± 0.12 a
<i>O. joconostle</i> / Chatito	2.39 ± 0.04 j	1.42 ± 0.02 j	0.97 ± 0.02 l
<i>O. matudae</i> / Cuerón	4.23 ± 0.16 h	2.56 ± 0.09 h	1.67 ± 0.08 j
<i>O. matudae</i> / El Aguacero	3.51 ± 0.18 i	2.26 ± 0.12 hi	1.26 ± 0.06 k

*mg 100 g⁻¹ peso fresco

Los valores expresados son la media ± desviación estándar de cuatro repeticiones; Medias con letras iguales en una columna no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

Por otro lado, la variabilidad observada en el contenido de betaxantinas y betacianinas en los genotipos estudiados se debe a la amplia gama de color que presentan los frutos al ser cosechados, lo cual no está estrictamente regulado para el mejoramiento de la planta (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010).

La menor concentración de betacianinas (pigmento responsable del color rojo-violeta) la presentaron los genotipos Cuaresmeño Blanco, Blanco Jaspeado y Chatito, la misma tendencia se observó para el contenido de betaxantinas en estos genotipos.

Castellanos-Santiago y Yahia, (2008), al estudiar diez variedades mexicanas de tuna reportaron que la mejor extracción de betalaínas se obtuvo utilizando agua, encontrando valores de 17 - 815 mg 100 g⁻¹ peso seco, las tunas estudiadas presentaron valores similares a los encontrados en los quince genotipos de xoconostle (21.19-348.13 mg 100 g⁻¹ p.s.) analizados en este trabajo. Por otro lado, Georgiev *et al.* (2010) reportan para betabel (*Beta vulgaris*) un contenido de betalaínas totales (397.60 mg 100⁻¹ p.s.) mayor a lo obtenido en los xoconostles.

El contenido de betacianinas reportado por Castellar *et al.* (2003) y Fernández-López *et al.* (2010) en las especies de tuna *O. stricta*, *O. undulata* y *O. ficus-indica* (15.2 a 80.1 mg 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) es superior a lo encontrado en la mayoría de las especies de xoconostle estudiadas, con excepción de l genotipo *O. duranguensis* (Cambray) que muestra un valor superior a dos de ellas (26.05 mg 100 g⁻¹ p.f.), por lo que Cambray se podría considerar como una buena fuente de este tipo de pigmentos.

El contenido de betacianinas para todos los genotipos de xoconostle estudiados es considerablemente superior al lo reportado por Moussa-Ayoub *et al.* (2011) para *Beta vulgaris* y dos especies de *Opuntia* (*O. macrorhiza* y *O. ficus-indica*), quienes reportaron valores de 0.52, 0.45 y 0.52 mg 100 g⁻¹ p.s.; estas diferencias podrían deberse en gran parte a la metodología utilizada.

Chávez-Santoscoy *et al.* (2009) reportan en nueve variedades de *Opuntia* sp., valores de betaxantinas y betacianinas (3.0-18.9 mg 100 g⁻¹ y 0.16-30.0 mg 100 g⁻¹, respectivamente), similares a las encontradas en el presente trabajo.

Frutos de pitaya roja y naranja estudiados por García-Cruz *et al.* (2013), exhiben grandes concentraciones de betalaínas totales al igual que otros frutos de cactáceas; se observó el contenido de betacianinas en un intervalo de 47 a 266 mg 100 g⁻¹ p.s. lo cual es similar a los valores encontrados en los genotipos estudiados de xoconostle (9.90-258.68 mg 100 g⁻¹ p.s.), sin embargo, en el contenido de betaxantinas los valores obtenidos para xoconostle (11.23-89.45 mg 100 g⁻¹ p.s.) son notablemente inferiores a los reportados para pitaya (263-321 mg 100 g⁻¹ p.s.). Debido al alto contenido de este pigmento en comparación con otros frutos, es recomendable su consumo porque las betalaínas ayudan en la prevención de cáncer, oxidación de lípidos en las membranas y hemoglobina, disminuyen la concentración de vitamina E debido a la interacción de estas moléculas con las estructuras lipídicas en las células (Livrea y Tesoriere, 2006).

4.3 Fenoles

El análisis de varianza del contenido de fenoles totales en la cáscara de quince genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.) mostró que el cuadrado medio entre

estos (3861.71) es varias veces mayor que el cuadrado medio dentro de los genotipos o cuadrado medio del error (41.34) (Anexo A-1). Esto indica que no es posible que las medias de los genotipos sean iguales; es decir, el genotipo de xoconostle afectó de manera significativa el contenido de fenoles totales. Los diferentes genotipos de xoconostle utilizados explicaron cerca del 96.67 % de la variabilidad en la cantidad de fenoles totales de las muestras. La distribución y composición de compuestos fenólicos es afectada también por la madurez, variedad, prácticas hortícolas, origen, época de crecimiento, técnicas de proceso y condiciones de almacenamiento poscosecha (Dae-Ok *et al.*, 2003).

Los fenoles son un grupo importante de compuestos naturales, recientemente considerados por su actividad antioxidante y propiedad terapéutica (Yeddes *et al.*, 2013). Los resultados mostraron que la concentración de fenoles totales fue numéricamente mayor en el genotipo Blanco Jaspeado (*O. duranguensis*) que en el genotipo Invierno (*O. tezontepecana*) y en el genotipo Café (*O. leucotricha*) donde se encontraron las menores concentraciones (Cuadro 4).

El contenido total de fenoles del genotipo Cuaresmeño Rojo (*O. matudae*) fue 1.4 veces menor a lo reportado por Guzmán-Maldonado *et al.* (2010) (268.5 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.), en el genotipo Rosita (*O. joconostle*) la concentración de fenoles fue 1.3 veces mayor a lo obtenido por Osorio-Esquivel *et al.* (2011) (138.0 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.). La presencia de estos compuestos en los vegetales es importante porque ayudan a proteger a la planta de la luz ultravioleta y actúan en el mecanismo de defensa contra microorganismos patógenos, lo cual podría explicar el alto contenido de fenoles en los cultivares

estudiados (Chang *et al.*, 2002; Osorio-Esquivel *et al.*, 2011; Morales *et al.*, 2012).

Cuadro 4. Fenoles totales en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Especie/genotipo	Fenoles totales (mg EAG 100 g ⁻¹ p.f.)*
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Blanco	205.03 ± 5.83 bc
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Rojo	206.14 ± 5.56 b
<i>O. tezontepecana</i> / Invierno	140.48 ± 6.10 hg
<i>O. sp.</i> / Matizado	190.10 ± 6.73 bcd
<i>O. oligacantha</i> / Del Borrego	196.62 ± 5.88 bc
<i>O. joconostle</i> / Rosita	151.21 ± 4.77 fg
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Zacatecano	141.53 ± 5.34 hg
<i>O. duranguensis</i> / Blanco Jaspeado	189.04 ± 3.85 cd
<i>O. matudae</i> / Rojo Sainero	224.32 ± 6.38 a
<i>O. sp.</i> / Chaveñito	231.37 ± 6.27 a
<i>O. leucotricha</i> / Café	132.84 ± 5.77 h
<i>O. duranguensis</i> / Cambray	176.86 ± 6.30 de
<i>O. joconostle</i> / Chatito	161.20 ± 8.95 ef
<i>O. matudae</i> / Cuerón	199.47 ± 6.29 bc
<i>O. matudae</i> / El Aguacero	162.39 ± 9.97 ef

*mg Equivalentes de Ácido Gálico 100 g⁻¹ peso fresco

Los valores expresados son la media ± desviación estándar de cuatro repeticiones; Medias con letras iguales no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

Los fenoles totales reportados para diferentes variedades de tuna (106.6 - 130.0 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) (Yahia y Mondragón-Jacobo, 2011; Ramírez, 2013), pitaya roja y naranja (106.0 y 102.0 mg EAG 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) (Gacía-Cruz *et al.*, 2013), al igual que lo encontrado en aguacate, mamey, papaya,

piña, pera, manzanas roja, verde y amarilla, carambola, ciruela kakadu, naranja, y mango (12.2 - 118.3 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) (Dae-Ok *et al.*, 2003; Samee *et al.*, 2006; Corral-Aguayo *et al.*, 2008; Jakopic *et al.*, 2011; Yahia *et al.*, 2011b; Konczak *et al.*, 2014), fueron más bajos comparados con los promedios de los 15 genotipos de xoconostle estudiados (133.0 - 245.5 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.), sin embargo, son similares a lo reportado por Fernández-López *et al.* (2010) en tres especies de tuna (164.6 a 218.8 mg 100 g⁻¹); estos niveles son menores a lo reportado para mulberry y cebolla roja (1515.9 y 310.8 mg EAG 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) (Jin-Yuarn y Ching-Yin, 2007), ciruela, fresa y zapote negro (256.1 y 375.0 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) (Dae-Ok *et al.*, 2003; Corral-Aguayo *et al.*, 2008; Yahia *et al.*, 2011a).

De acuerdo con Figueroa-Cares *et al.*, (2010) las diferencias encontradas en el contenido de fenoles totales entre los 15 genotipos de xoconostle estudiados podrían deberse a las características genéticas de cada xoconostle y a las condiciones de cultivo ya que estas se colectaron en lugares con clima y suelo diferentes siendo factores determinantes para el desarrollo de la planta que influyen en su composición, además de las variaciones en las metodologías empleadas (Dae-Ok *et al.*, 2003).

4.4 Flavonoides

El análisis de varianza indicó diferencias significativas entre los genotipos de xoconostle empleados en el estudio, éste mostró evidencias para rechazar H₀: $\mu_1 = \mu_2 = \dots \mu_{15}$ con 5 % de significancia (Cuadro A-2). Los genotipos de

xoconostles utilizados explicaron cerca del 95.37 % de la variabilidad en la cantidad de flavonoides de las muestras.

El contenido de flavonoides (Cuadro 5) es estadísticamente diferente entre los genotipos estudiados, la concentración de estos metabolitos se encontró en un intervalo de 1.98 a 4.97 mg EQ 100 g⁻¹ de peso fresco; los frutos de los genotipos Matizado, Del Borrego y Rojo Sainero presentaron la mayor concentración de flavonoides en orden decreciente, con valores 4.97, 4.78 y 4.24 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente; mientras que los valores menores fueron encontrados en los genotipos El Aguacero, Café, Chatito, Cuerón y Cambray (2.30, 2.26, 2.23, 2.18 y 1.98 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente).

Los datos obtenidos sobre el contenido de flavonoides de estos frutos son escasos en la literatura disponible, sólo pocas investigaciones revelan frutos de cactus como fuentes ricas en flavonoles (Moussa-Ayoub *et al.*, 2011), en algunas variedades de tuna (*Opuntia* sp., 1.34 - 27.73 mg EQ 100 g⁻¹ p.f.) (Fernández-López *et al.*, 2010; Ramírez, 2013).

La concentración de flavonoides de las frutas evaluadas en este trabajo fue menor a lo encontrado por Ramful *et al.* (2011) para otros frutos, como pomelo cultivar Kaopan (*Citrus máxima*) y limón cultivar Meyer (*Citrus meyeri*) (96.5 y 13.3 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente), por otro lado, los 15 genotipos de xoconostle del presente estudio presentaron mayor contenido de flavonoides de 19.68 a 58.57 mg EQ 100 g⁻¹ de peso seco a lo reportado por Guevara-Figueroa *et al.* (2010) para variedades comerciales de nopal blanco (9.8 mg EQ 100 g⁻¹ p.s.) y manso (5.9 mg EQ 100 g⁻¹ p.s.).

Cuadro 5. Flavonoides en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Especie/genotipo	Flavonoides			
	(mg EQ 100 g ⁻¹ p.f.)*			
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Blanco	3.58	±	0.21	de
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Rojo	3.94	±	0.22	cd
<i>O. tezontepecana</i> / Invierno	3.63	±	0.22	de
<i>O. sp.</i> / Matizado	4.97	±	0.24	a
<i>O. oligacantha</i> / Del Borrego	4.78	±	0.20	ab
<i>O. joconostle</i> / Rosita	2.93	±	0.17	f
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Zacatecano	3.13	±	0.37	ef
<i>O. duranguensis</i> / Blanco Jaspeado	2.77	±	0.32	fg
<i>O. matudae</i> / Rojo Sainero	4.24	±	0.22	bc
<i>O.sp.</i> / Chaveñito	3.59	±	0.38	de
<i>O. leucotricha</i> / Café	2.26	±	0.20	gh
<i>O. duranguensis</i> / Cambray	1.98	±	0.00	h
<i>O. joconostle</i> / Chatito	2.23	±	0.27	gh
<i>O. matudae</i> / Cuerón	2.18	±	0.00	gh
<i>O. matudae</i> / El Aguacero	2.30	±	0.19	gh

*mg Equivalentes de Quercetina 100 g⁻¹ peso fresco

Los valores expresados son la media ± desviación estándar de cuatro repeticiones; Medias con letras iguales no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

En general, los niveles de flavonoides que son parte de los compuestos fenólicos, en este estudio fueron menores a los valores reportados anteriormente en frutos de *Opuntia*, probablemente porque sólo se utilizó la cáscara sin la piel, donde se podría esperar una mayor concentración de estos metabolitos, los compuestos fenólicos se acumulan en los tejidos dérmicos de las plantas brindando protección contra rayos UV y radiaciones, actuando en la fruta como atrayentes de polinizadores y como productos químicos de defensa

contra patógenos y depredadores (Fernández-López *et al.*, 2010), otros factores que afectan la concentración de flavonoides se debe a factores genéticos, condiciones ambientales, variación y grado de exposición a la luz, estado de madurez y los tratamientos poscosecha (Yao *et al.*, 2004).

4.5 Vitamina C

El contenido de ácido ascórbico (AA) en los xoconostles estudiados osciló entre 4.41 y 13.46 mg AA 100 g⁻¹ peso fresco (Cuadro 6), lo cual es similar a lo encontrado en frutos de tamarindo, piña y papaya (3.10, 8.60 y 11.80 mg AA 100 g⁻¹ p.f., respectivamente), sin embargo, es menor a la concentración de AA en plátano, uva, ciruela, melón, fresa, limón y naranja (18.6 a 83.2 mg AA 100 g⁻¹ p.f.) (Lee y Kader, 2000; Almeida *et al.*, 2011) y nopal verdura (7 a 22 mg AA 100 g⁻¹ p.f.) (Stintzing *et al.*, 2005).

Existen diferencias significativas el contenido de AA, se encontró que el genotipo Cuaresmeño Blanco presenta la mayor concentración (13.46 mg AA 100 g⁻¹ p.f.) y los genotipos Blanco Jaspeado, Chatito y El Aguacero (4.41, 6.80 y 6.82 mg AA 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) fueron las frutas con menor concentración de AA. Algunos valores de AA se han reportado en algunos genotipos de xoconostles, como el contenido de AA en Cuaresmeño Rojo ha sido descrito por Guzmán-Maldonado *et al.* (2010) (31.8 mg AA 100 g⁻¹ p.f.) y Morales *et al.* (2012) (31.67 mg AA 100 g⁻¹ p.f.), de igual manera para el genotipo Rosita (20.0 mg AA 100 g⁻¹ p.f.) (Morales *et al.*, 2012). Estos resultados son superiores a las concentraciones encontradas en los xoconostles estudiados en este trabajo, las diferencias pueden deberse a que el

contenido de AA en las frutas depende de varios factores como la ubicación geográfica, condiciones climáticas, prácticas culturales y genotipo, siendo este último el factor más importante cuando se busca la producción de frutas con alto contenido de vitamina C (Lee y Kader, 2000; Celikel *et al.*, 2008; Latocha *et al.*, 2011).

Cuadro 6. Ácido ascórbico (vitamina C) en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Especie/genotipo	Vitamina C		
	(mg AA 100 g ⁻¹ p.f.)*		
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Blanco	13.46 ± 0.09	a	
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Rojo	11.19 ± 0.06	c	
<i>O. tezontepecana</i> / Invierno	11.66 ± 0.11	b	
<i>O. sp.</i> / Matizado	10.18 ± 0.08	de	
<i>O. oligacantha</i> / Del Borrego	9.56 ± 0.05	f	
<i>O. joconostle</i> / Rosita	8.59 ± 0.09	h	
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Zacatecano	9.27 ± 0.09	g	
<i>O. duranguensis</i> / Blanco Jaspeado	4.41 ± 0.03	j	
<i>O. matudae</i> / Rojo Sainero	10.38 ± 0.05	d	
<i>O. sp.</i> / Chaveñito	9.56 ± 0.23	f	
<i>O. leucotricha</i> / Café	9.62 ± 0.05	f	
<i>O. duranguensis</i> / Cambray	11.50 ± 0.05	b	
<i>O. joconostle</i> / Chatito	6.80 ± 0.03	i	
<i>O. matudae</i> / Cuerón	10.12 ± 0.05	e	
<i>O. matudae</i> / El Aguacero	6.82 ± 0.03	i	

*mg Equivalentes de Ácido Ascórbico 100 g⁻¹ peso fresco

Los valores expresados son la media ± desviación estándar de cuatro repeticiones; Medias con letras iguales no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

La concentración de AA en algunas especies de *Opuntia* de piel roja estudiadas por Fernández-López *et al.* (2010) fue 14.5 a 23.3 mg 100 g⁻¹. Lo cual es superior a lo obtenido en los genotipos de xoconostle, sin embargo, fue similar a lo reportado por Kuti (2004) en tunas de piel púrpura (1.0 a 11.1 mg AA 100 g⁻¹) y tunas con piel roja (2.30 a 79.2 mg AA 100 g⁻¹).

4.6 Actividad antioxidante

El método de DPPH ayuda a evaluar la actividad antioxidante en un tiempo relativamente corto en comparación con otros métodos, la disminución de la absorbancia se produce cuando el radical DPPH acepta un electrón o hidrógeno a partir de un antioxidante; el radical se convierte en una molécula estable lo que es visualmente perceptible como un cambio de color de púrpura a amarillo (García y Nieto, 2011; Terpinc *et al.*, 2012).

Estadísticamente existen diferencias entre los genotipos de xoconostle estudiados, respecto al porcentaje de inhibición de DPPH (Cuadro 7), considerando una alta actividad antioxidante en la mayoría de los genotipos, los genotipos que presentan una capacidad antioxidante mayor al 90 % de DPPH inhibido son Cuaresmeño Zacatecano, Blanco Jaspeado, Chaveñito, Café, Aguacero y Matizado, con la característica de ser genotipos silvestres con excepción del genotipo Matizado que se encuentra en una colección comunitaria, solamente los genotipos Cuaresmeño Blanco e Invierno presentan un porcentaje de inhibición de DPPH menor al 50 %, el resto de los genotipos se encuentran en un rango aceptable para ser consideradas como fuentes de antioxidantes naturales.

Cuadro 7. Porcentaje de inhibición de DPPH en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Especie/genotipo	(% DPPH inhibido)
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Blanco	40.78 $\pm$ 0.10 i
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Rojo	62.55 $\pm$ 1.26 fg
<i>O. tezontepicana</i> / Invierno	49.27 $\pm$ 0.10 h
<i>O. sp.</i> / Matizado	90.07 $\pm$ 0.81 c
<i>O. oligacantha</i> / Del Borrego	64.10 $\pm$ 0.27 f
<i>O. joconostle</i> / Rosita	62.45 $\pm$ 0.10 g
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Zacatecano	96.78 $\pm$ 0.05 a
<i>O. duranguensis</i> / Blanco Jaspeado	96.90 $\pm$ 0.06 a
<i>O. matudae</i> / Rojo Sainero	76.09 $\pm$ 0.23 e
<i>O. sp.</i> / Chaveñito	95.88 $\pm$ 0.34 a
<i>O. leucotricha</i> / Café	93.78 $\pm$ 0.51 b
<i>O. duranguensis</i> / Cambray	83.79 $\pm$ 0.35 d
<i>O. joconostle</i> / Chatito	89.05 $\pm$ 0.43 c
<i>O. matudae</i> / Cuerón	76.83 $\pm$ 1.69 e
<i>O. matudae</i> / El Aguacero	96.78 $\pm$ 0.05 a

Los valores expresados son la media $\pm$ desviación estándar de cuatro repeticiones; Medias con letras iguales no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

Varios estudios reportan una correlación alta entre el contenido de compuestos fenólicos y la actividad antioxidante (Kuskoski *et al.*, 2005). El alto contenido de fenoles en betabel se correlaciona con un aumento en la eliminación de radicales libres con un 90.7 % de inhibición del DPPH (Georgiev *et al.*, 2010). Sin embargo, la actividad antioxidante en frutas y verduras no se asocia solamente a compuestos fenólicos, también se considera el contenido de otros metabolitos como la vitamina C, pigmentos y algunos compuestos de azufre

(Brat *et al.*, 2005). El xoconostle presenta un contenido alto de vitamina C (208.7 mg de ácido ascórbico 100 g⁻¹ p.s. (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010) y considerando que la cáscara del xoconostle también contiene un alto contenido de vitamina C, compuestos fenólicos y en algunas variedades pigmentos, en acción sinérgica, todos pueden contribuir a la actividad antioxidante de estos frutos. Es importante destacar que los resultados también dependen del método empleado para medir la actividad antioxidante (De Ancos *et al.*, 2009).

La actividad antioxidante medida como mg Equivalentes de Quercetina por cada 100 g de peso fresco (Cuadro 8) muestra diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$) entre los genotipos de xoconostle estudiados, estos contenidos se relacionan a un alto porcentaje de inhibición de DPPH.

El referente quercetina es uno de los flavonoides que han mostrado gran actividad antioxidante, este metabolito puede inhibir el desarrollo de células de cáncer de mama en humanos (Butkhup y Samappito, 2008). Contribuye significativamente en la protección de células neuronales por el estrés oxidativo, como parte de los beneficios biológicos que proporciona (Jen-Kun y Meng-Shih, 2006). Es uno de los contribuyentes responsables de los efectos benéficos para la salud que proporciona su consumo (Boyer y Liu, 2004).

La actividad antioxidante en la cáscara del fruto xoconostle no se vio afectada por la liofilización, debido a que el proceso solo permitió la eliminación de agua mediante sublimación del tejido vegetal, mantuvieron las propiedades iniciales del alimento fresco como son: apariencia, forma, sabor y color (Welti-Chanes *et al.*, 2004; Álvarez, 2013).

Cuadro 8. Actividad antioxidante en la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Especie/genotipo	Actividad antioxidante (mg EQ 100 g ⁻¹ p.f.)*		
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Blanco	214.37	± 1.72	i
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Rojo	252.91	± 22.30	fg
<i>O. tezontepecana</i> / Invierno	229.39	± 1.72	h
<i>O. sp.</i> / Matizado	301.61	± 14.35	c
<i>O. oligacantha</i> / Del Borrego	255.65	± 4.73	f
<i>O. joconostle</i> / Rosita	252.73	± 1.80	g
<i>O. matudae</i> / Cuaresmeño Zacatecano	313.49	± 0.90	a
<i>O. duranguensis</i> / Blanco Jaspeado	313.71	± 1.04	a
<i>O. matudae</i> / Rojo Sainero	276.88	± 3.99	e
<i>O. sp.</i> / Chaveñito	311.91	± 5.96	a
<i>O. leucotricha</i> / Café	308.18	± 8.98	b
<i>O. duranguensis</i> / Cambray	290.51	± 6.15	d
<i>O. joconostle</i> / Chatito	299.82	± 7.54	c
<i>O. matudae</i> / Cuerón	278.18	± 29.81	e
<i>O. matudae</i> / El Aguacero	313.49	± 0.90	a

*mg Equivalentes de Quercetina 100 g⁻¹ peso fresco

Los valores expresados son la media ± desviación estándar de cuatro repeticiones; Medias con letras iguales no son significativamente diferentes (Tukey, $P \leq 0.05$).

4.7 Correlación

Para obtener una perspectiva general de la capacidad de eliminación de radicales libres y los respectivos componentes fitoquímicos, se determinó el coeficiente de correlación de Pearson. La correlación entre la actividad antioxidante con los fenoles totales, flavonoides y ácido ascórbico no fue significativa ($p \leq 0.05$, Cuadro 9); sin embargo, sí existe correlación positiva y

significativa ($p \leq 0.05$) entre la actividad antioxidante y las betalaínas 0.553*. Lo que indica que el contenido alto de betalaínas contribuye principalmente a la actividad antioxidante de los frutos de xoconostle que presentan alta concentración de pigmentos, en comparación con los otros fitoquímicos.

Cuadro 9. Correlaciones entre los compuestos fitoquímicos de la cáscara del fruto de 15 genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

	Betalainas	Fenoles	Flavonoides	Vitamina C	Actividad antioxidante
Betalainas	1.0000	0.0013	-0.0424	0.3913	0.5536*
Fenoles		1.0000	0.4526	0.1994	0.2727
Flavonoides			1.0000	0.3349	0.0626
Vitamina C				1.0000	0.2263
Actividad antioxidante					1.0000

* $P \leq 0.05$

En tunas de piel púrpura el alto contenido de flavonoides está correlacionado positivamente con la capacidad antioxidante alta, mientras que las tunas de piel amarilla tuvieron la actividad antioxidante más baja (Kuti, 2004); en el presente estudio, la correlación entre flavonoides y actividad antioxidante no fue significativa, en los frutos de xoconostle.

Estudios recientes (Stintzing *et al.*, 2001; Stintzing *et al.*, 2005; Tesoriere *et al.*, 2003; Butera *et al.*, 2002) señalan que variedades de tunas rojas de origen asiático han mostrado que los pigmentos púrpura (betalaínas) parecen ser los principales responsables de las actividad antioxidante al reducir significativamente el estrés oxidativo (Tesoriere *et al.*, 2004; Tesoriere *et al.*, 2005).

Según Kuti (2004) la capacidad antioxidante de los frutos de tuna puede deberse a la presencia de flavonoides, ácido ascórbico y carotenoides. Galati *et al.* (2003) mencionan que la vitamina C aporta aproximadamente el 15 % de la actividad antioxidante total de la tuna, sin embargo, los compuestos polifenólicos, flavonoides y las betalaínas contribuyen con el 85 % restante.

Brat *et al.* (2007) mencionan que la actividad antioxidante de frutos y verduras no solamente se asocia a compuestos fenólicos, sino también se le atribuye al contenido de otros metabolitos como vitamina C, carotenoides y compuestos de azufre, por lo tanto la actividad antioxidante encontrada en algunos genotipos del presente estudio puede deberse a un efecto sinérgico por la presencia del conjunto de fitoquímicos como lo señalan Galati *et al.* (2003).

Los resultados de esta investigación muestran las diferencias entre genotipos de xoconostle en relación a fitoquímicos con actividad antioxidante que contribuyen a prevenir algunas enfermedades y estrés oxidativo, por lo tanto, la variabilidad del contenido de estos metabolitos podría permitir la selección de algunos genotipos para un aprovechamiento agroindustrial. La investigación fitoquímica de algunos genotipos de xoconostle contribuirá al conocimiento de la biodiversidad de productos hortícolas mexicanos con la finalidad de identificar aquellos con alto valor nutracéutico y valorar los genotipos infrautilizados.

5. CONCLUSIONES

Dar uso a las propiedades antioxidantes de los xoconostles con fines comerciales genera ventajas competitivas que pueden convertirse en oportunidades de negocio y desarrollo de nuevos productos al considerarlo un ingrediente de alto valor para la industria de los alimentos.

Se encontraron diferencias significativas entre las medias de los 15 genotipos respecto a la composición proximal (contenido de humedad, cenizas, proteína cruda, extracto etéreo, fibra cruda y extracto libre de nitrógeno) del fruto de xoconostle.

El contenido de betalaínas total expresado como $\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$ de peso fresco (p.f.) fue estadísticamente diferente entre los genotipos de xoconostle analizados ($p \leq 0.05$). El genotipo Cambray de color rojo-violeta más intenso destaca entre los demás por su alta concentración ($35.06 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$ p.f.) de estos pigmentos, también fue el que presentó los niveles más altos de betacianinas y de betaxantinas (26.05 y $9.01 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$ p.f.) de todos los genotipos analizados. Los valores de betacianinas en algunos genotipos de xoconostles son similares a los reportados en diversas variedades de tuna de México y en betabel. El contenido alto de betalaínas contribuye principalmente a la actividad antioxidante de los frutos de xoconostle, aunque no es el único compuesto que determina esta propiedad.

La concentración de fenoles encontrada en los diferentes genotipos de xoconostle estudiados (132.84 a 231.37 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) fue superior a lo reportada en papaya, piña, pera, manzana, naranja, mango y algunos frutos de cactáceas como tuna y pitaya. El genotipo Chaveñito fue el que presentó el mayor contenido de compuestos fenólicos (231.37 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) de los genotipos analizados.

Los genotipos que tuvieron las concentraciones más elevadas de flavonoides fueron Matizado y Del Borrego (4.97 y 4.78 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente), cultivados en huertos comunitarios. En contraste, los genotipos Rojo Sainero y Chaveñito colectados en nopaleras silvestres presentaron valores intermedios (4.24 y 3.59 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) y los comerciales Cuaresmeño Rojo y Cuaresmeño Blanco presentaron los niveles más bajos (3.94 y 3.58 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente).

Se encontraron valores similares de vitamina C (4.41 a 13.46 mg AA 100 g⁻¹ p.f.) a lo reportado para algunas frutas como tamarindo, piña y papaya (3.10, 8.60 y 11.80 mg AA 100 g⁻¹ p.f., respectivamente), sin embargo, valores menores a lo descrito en algunas variedades de tuna (1.34 - 27.73 mg EQ 100 g⁻¹ p.f.), plátano, uva, ciruela, melón, fresa, limón y naranja (18.6 a 83.2 mg AA 100 g⁻¹ p.f.). De todos los genotipos de xoconostle analizados, el mayor contenido de AA se encontró en Cuaresmeño Blanco (13.46 mg AA 100 g⁻¹ p.f.).

6. RECOMENDACIONES

Se requieren estudios de evaluación sensorial para conocer el punto de vista de los consumidores potenciales, sobre las características de cada genotipo y determinar su aceptabilidad.

Es necesario poner atención en los genotipos con la mayor actividad antioxidante para promover su explotación comercial.

Se necesitan estudios clínicos en humanos para conocer la absorción de los metabolitos y la actividad biológica de los compuestos del xoconostle que sirvan para evaluar y avalar sus posibles beneficios para la salud.

7. LITERATURA CITADA

Álvarez C., N.V. 2013. Desarrollo de un dulce con potencial nutracéutico a partir del fruto de xoconostle edulcorado con neotame. Tesis de Maestría. Maestría en Ciencia y Tecnología Agroalimentaria. Departamento de Ingeniería Agroindustrial. UACH. 152 p.

A.O.A.C. 2002. Official methods of analysis. 15th Ed. American Association of Analytical Chemists, Washington, DC.

Almeida, M. M. B., P. H. M. de Sousa, A. M. C. Arriaga, G. M. do Prado, C. E. D. C. Magalhães, G. A. Maia, and T. L. G de Lemos. 2011. Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil. Food Research International 44(7): 2155-2159.

Álvarez A., R. and C.B. Peña-Valdivia. 2009. Structural polysaccharides in xoconostle (*Opuntia matudae*) fruits with different ripening stages. Journal of the Professional Association for Cactus Development 11: 26-44.

Anderson, R.A. 2009. Capítulo 103 - Prescripción de antioxidantes. Medicina integrativa (Segunda edición) pp: 1063-1075.

Astiasarán, I. y A. Martínez. 1999. Alimentos, composición y propiedades. Mc.Graw-Hill. Interamericana España, 1ª edición. 415 p.

Ávalos-Andrade, A., Y. Ramírez-Córdova, Ma.A. Goytia-Jiménez, A.F. Barrientos-Priego y C. Saucedo-Veloz. 2006. Etileno en la abscisión del fruto de tres especies del género *Opuntia*. Revista Chapingo. Serie Horticultura 12(1): 127-133.

Azeredo H., M.C. 2009. Betalains: properties, sources, applications, and stability-a review. International Journal of Food Science and Technology 44: 2365–2376.

Badarinath, A.V., K. Mallikarjuna R., C. Madhu S.C., S. Ramkanth, T.V.S. Rajan and K. Gnanaprakash. 2010 . A Review on In-vitro Antioxidant Methods: Comparisons, Correlations and Considerations. International Journal of PharmTech Research 2(2): 1276-1285.

Barry-Ryan C. and D. O’Beirne. 1999. Ascorbic acid retention in shredded iceberg lettuce as affected by minimal processing. Journal of Food Science 64: 498-500.

Boyer, J. and R.H. Liu. 2004. Apple phytochemicals and their health benefits. Nutrition Journal 3(5): 12.

Brand-Williams, W., M.E. Cuvelier and C. Berset. 1995. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. Lebensmittel Wissenschaft and Technology 28:5-30.

Brat, P., G. Stephane, A. Bellamy, L. Du Chaffaut, A. Scalbert, L. Mennen, N. Arnault and M.J. Amiot. 2007. Daily Polyphenol Intake in France from Fruit and Vegetables. The Journal of Nutrition, Nutritional Epidemiology 136: 2368-2373.

Bravo, H. y L. Scheinvar. 1999. El interesante mundo de las cactáceas. 2^a ed. Fondo de Cultura Económica. México, D.F. 233 p.

Butera, D., L. Tesoeire, F. Di Gaudio, A. Bongiorno, M. Allegra, A. Pintaudi, R. Kohen and M. Livera. 2002. Antioxidant activities of sicilian pear (*Opuntia ficus indica*) fruit extracts and reducing properties of betalains: betanin and indicaxanthin. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 50: 6895-6901.

Butkhup, L. and S. Samappito. 2008. An analysis on flavonoids contents in Mao Luang fruits of fifteen cultivars (*Antidesma bunius*), grown in northeast Thailand. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 11(7).

Cano P., C. Sánchez M., S. Pascual T. y B. Ancos. 2005. Procesado mínimo y valor nutricional. *In: Nuevas Tecnologías de Conservación de Vegetales Frescos Cortados*. González Aguilar G., A. Gardea y F. Cuamea Navarro (eds.), Hermosillo, México pp: 119-149.

Castellanos-Santiago and E.M. Yahia. 2008. Identification and quantification of betalains from the fruits of 10 mexican prickly pear cultivars by high-performance liquid chromatography and electrospray ionization mass spectrometry. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 56: 5758-5764.

Castellar, M.R., J.M. Obón and J.A. Fernández-López. 2006. The isolation and properties of a concentrated red-purple betacyanin food colourant from *Opuntia stricta* fruits. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 86: 122–128.

Castellar, M.R., J.M. Obón, M. Alacid and J.A. Fernández-López. 2003. Color properties and stability of betacyanins from *Opuntia* fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 2772-2776.

Celikel, G., L. Demirsoy and H. Demirsoy. 2008. The strawberry tree (*Arbutus unedo* L.) selection in Turkey. *Scientia Horticulturae* 118: 115-119.

Chang, C., M. Yang, H. Wen and J. Chern. 2002. Estimation of total flavonoids content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal Food and Drug Analysis* 10: 176-182.

Chauhan S.P., N.R. Sheth, I.S. Rathod, B.N. Suhagia and R. B. Maradia. 2013. Analysis of betalains from fruits of *Opuntia* species. *Phytochemistry Reviews* 12: 35-45.

Chávez-Santoscoy, R.A., J.A. Gutiérrez-Urbe and S.O. Serna-Saldívar. 2009. Phenolic Composition, Antioxidant Capacity and *In Vitro* Cancer Cell Cytotoxicity of Nine Prickly Pear (*Opuntia* spp.) Juices. *Plant Foods for Human Nutrition* 64:146-152.

Contreras L., E., J. Jaimez O., A. Castañeda O., J. Añorve M. and S. Villanueva R. 2011. Sensory profile and chemical composition of *Opuntia joconostle* from Hidalgo, Mexico. *Journal of Stored Products and Postharvest Research* 2(2): 37-39.

Corral-Aguayo R., E. Yahia, L.A. Carrillo, and A.G. González. 2008. Correlation between some nutritional components and the total antioxidant capacity measured with six different assays in eight horticultural crops. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 56: 10498-10504.

Dae-Ok, K., S.W. Jeong and Y.L. Chang. 2003. Antioxidant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums. *Food Chemistry* 81: 321-326.

De Ancos B., C. Sánchez-Moreno y M.P. Cano. 2009. Aspectos nutricionales y saludables de vegetales frescos cortados. *In: Aspectos nutricionales y sensoriales de vegetales frescos cortados*. González, A. G., E. Álvarez P., L. De la Rosa, I.G. Olivas y J.F. Ayala Z (eds.). Trillas México pp: 120-154.

De Luna V., J.M. 2011. El xoconostle (*Opuntia* spp.) como recurso fitogenético para el desarrollo rural en Zacatecas. Tesis de Maestría. Maestría en Ciencias en Desarrollo Rural Regional. Dirección de Centros Regionales. Universidad Autónoma Chapingo. 151 p.

Delgado-Vargas, F., A.R. Jiménez and O. Paredes-López. 2000. Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains - Characteristics, biosynthesis, processing, and stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 40(3): 173-289.

Downham, A. and Collins, P. 2000. Colouring our foods in the last and next millennium. *International Journal of Food Science and Technology* 35: 5–22.

El-Samahy, S.K., E.A. Abd E., R.A. Habiba and T.E. Moussa-Ayoub. 2007. Cactus Pear Sheet and Pasteurized and Sterilized Cactus Pear Juices. *Journal of the Professional Association for Cactus Development* 9: 148-164.

El-Samahy, S.K., K.M. Youssef and T.E. Moussa-Ayoub. 2009. Producing ice cream with concentrated cactus pear pulp: A preliminary study. *Journal of the Professional Association for Cactus Development* 11: 1-12.

Esquivel, P. 2004. Los frutos de las cactáceas y su potencial como materia prima. *Agronomía Mesoamericana* 15(2): 215-219.

Fernández-López, J.A., L. Almela, J.M. Obón and R. Castellar. 2010. Determination of antioxidant constituents in cactus pear fruits. *Plant foods for human nutrition* 65(3), 253-259.

Figuerola-Cares, I., M. T. Martínez-Damián, E. Rodríguez-Pérez, M. T. Colinas-León, S. Valle-Guadarrama, S. Ramírez-Ramírez y C. Gallegos-Vázquez. 2010. Contenido de pigmentos, otros compuestos y capacidad antioxidante en 12 cultivares de tuna (*Opuntia* spp.) de México. *Agrociencia* 44: 763-771.

Frei, B.1994. *Natural Antioxidants in Human Health and Disease*. Academic Press.UK. 588 p.

Galati, E.M., M.R. Mondello, D. Giuffrida, G. Dugo, N. Miceli, S. Pergolizzi and M.F. Taviano. 2003. Chemical characterization and biological effects of Sicilian *Opuntia ficus indica* (L.) Mill. Fruit juice: antioxidant and antiulcerogenic activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(17): 4903-4908.

Gallegos-Vázquez, C., C. Mondragón-Jacobo and J.A. Reyes-Aguero. 2009. An update on the evolution of the cactus pear industry in Mexico. *Acta Horticulturae* 811:69-76.

Gallegos-Vázquez, C., L. Scheinvar, C.A. Núñez-Colín and C. Mondragón-Jacobo. 2012. Morphological diversity of xoconostles (*Opuntia* spp.) or acidic cactus pears: a Mexican contribution to functional foods. *Fruits* 67(2): 109-120.

Gallegos-Vázquez, C., C. Mondragón-Jacobo and L. Scheinvar. 2013. Germoplasm diversity of xoconostles (*Opuntia* spp.) or acidic cactus pears from central Mexico. *Acta Horticulturae* 995: 75-81.

Gandía-Herrero, F. and F. García-Carmona. 2013. Biosynthesis of betalains: yellow and violet plant pigments. *Trends in Plant Science* 18(6): 334-343.

García M.R. y R. Nieto A. 2011. Valor nutracéutico del tejocote (*Crataegus* spp.) en México. Universidad Autónoma Chapingo (Ed). México 63 p.

García, E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen. 4ª ed. Indianápolis. México, D.F. 217 p.

García-Cruz, L., S. Valle-Guadarrama, Y. Salinas-Moreno and E. Joaquín-Cruz. 2013. Physical, chemical, and antioxidant activity characterization of pitaya (*Stenocereus pruinosus*) fruits. Plant Foods for Human Nutrition 68(4): 403-410.

Georgiev G., V., J. Weber, E.M. Kneschke, P. Nedyalkov D., T. Bley and A. Ivanov P. 2010. Antioxidant Activity and Phenolic Content of Betalain Extracts from Intact Plants and Hairy Root Cultures of the Red Beetroot *Beta vulgaris* cv. Detroit Dark Red. Plant Foods for Human Nutrition 65:105-111.

Griffiths G., L. Trueman, T. Crowther, B. Thomas and B. Smith. 2002. Onions: a global benefit to health. Physiology Research 16: 603-615.

Guevara-Figueroa, T., H. Jiménez-Islas, M.L. Reyes-Escogido, A.G. Mortensen, B.B. Laursen, L.W. Lin and A.P. Barba de la Rosa. 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.

Guzmán-Maldonado, S.H., A.L. Morales-Montelongo, C. Mondragón-Jacobo, G. Herrera-Hernández, F. Guevara-Lara and R. Reynoso-Camacho. 2010. Physicochemical, Nutritional, and Functional Characterization of Fruits Xoconostle (*Opuntia matudae*) Pears from Central-México Region. Journal of Food Science 75(6): 485-492.

Harborne J. B. and C. Williams. 2000. Advances in flavonoid research since 1992. Phyto Chemistry 55: 481-504.

Hertog M.G.L., E.J.M. Feskens, D. Kromhout, P.C.H. Hollman and M.B. Katan 1993. Dietary antioxidant flavonoids and risk of coronary heart disease: the Zutphen Elderly Study. *Lancet* 342: 1007-1011.

Jakopic, J., M.M. Petkovsek, A. Likozar, A. Solar, F. Stampar and R. Veberic. 2011. HPLC-MS identification of phenols in hazelnut (*Corylus avellana* L.) kernels. *Food chemistry*: 124 (3): 1100-1106.

Jin-Yuarn L. and T. Ching-Yin. 2007. Determination of total phenolic and flavonoid contents in selected fruits and vegetables, as well as their stimulatory effects on mouse splenocyte proliferation. *Food Chemistry* 101: 140-147.

Kim, D.O., K.W. Lee, H.J. Lee and C.Y. Lee. 2002. Vitamin C equivalent antioxidant capacity (VCEAC) of phenolic phytochemicals. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50(13): 3713–3717.

Klimczak, I., M. Malecka, M. Szlachta and A. Gliszczynska-Świgło. 2007. Effect of storage on the content of polyphenols, vitamin C and the antioxidant activity of orange juices. *Journal of Food Composition and Analysis* 20: 313-322.

Konczak, I., F. Maillot and A. Dalar. 2014. Phytochemical divergence in 45 accessions of *Terminalia ferdinandiana* (Kakadu plum). *Food Chemistry* 151: 248-256.

Kuskoski, E.M., A.G. Asuero, A.M. Troncoso, J. Mancini-Filho y R. Fett. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciencia y Tecnología de Alimentos* 25(4): 726–732.

Kuti, J.O. 2004. Antioxidant compounds from four *Opuntia* cactus pear fruit varieties. *Food chemistry* 85(4): 527-533.

Latocha, P., P. Jamkowski and J. Radzanowska. 2011. Genotypic difference in postharvest characteristics of hardy kiwifruit (*Actinidia arguta* and its hybrids), as a new commercial crop. Part I. Sensory profiling and physicochemical differences. Food Research International 44: 1936–1945.

Lee, S.K. and A.A. Kader. 2000. Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content in horticultural crops. Postharvest Biology and Technology 20:207-220.

Livrea, M.A. and L. Tesoriere. 2006. Health Benefits and Bioactive Components of the Fruits from *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Journal of the Professional Association for Cactus Development 8: 73-90.

Macready, A.L., O.B. Kennedy, J.A. Ellis, C.M. Williams, J.P. Spencer and L.T. Butler. 2009. Flavonoids and cognitive function: a review of human randomized controlled trial studies and recommendations for future studies. Genes and Nutrition 4(4): 227-242.

Mahammedilyas B., K., A. Rajendran and V. Thangavelu. 2010. Recent advances in the Biodegradation of Phenol: A review. Asian Journal of Experimental Biological Sciences 1(2): 219:234.

Marañón-Ruíz, V.F. y L.C. Rizo T. 2011. Caracterización de las propiedades ópticas de Betacianinas y Betaxantinas por espectroscopía Uv-Vis y barrido en Z. Superficies y Vacío 24(4): 113-120.

Mazza G. 1998. Alimentos funcionales. Aspectos bioquímicos y de procesado. Acribia (Ed.). España. 457 p.

Michalowicz, J. and W. Duda. 2007. Phenols - Sources and Toxicity. Polish Journal of Environmental Studies 16(3): 347-362.

Morales, P., E. Ramírez-Moreno, M.C. Sánchez-Mata, A.M. Carvalho and I. C.F.R. Ferreira. 2012. Nutritional and antioxidant properties of pulp and seeds of two xoconostle cultivars (*Opuntia joconostle* F.A.C. Weber ex Diguët and *Opuntia matudae* Scheinvar) of high consumption in Mexico. Food Research International 46: 279-285.

Morillas-Ruíz, J.M. y J.M. Delgado-Alarcón. 2012. Análisis nutricional de alimentos vegetales con diferentes orígenes: Evaluación de capacidad antioxidante y compuestos fenólicos totales. Nutrición clínica y dietética hospitalaria 32(2): 8-20.

Mosco, A. 2012. Tissue localization of betacyanins in cactus stems. Revista Mexicana de Biodiversidad 83: 413-420.

Moussa-Ayoub, T.E., S.K. El-Samahy, S. Rohn and L.W. Kroh. 2011. Flavonols, betacyanins content and antioxidant activity of cactus *Opuntia macrorhiza* fruits. Food Research International 44: 2169-2174.

Nazareno, M.A. y C.A. Padrón P. 2011. Nuevas tecnologías desarrolladas para el aprovechamiento de las cactáceas en la elaboración de alimentos. Componentes funcionales y propiedades antioxidantes. Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos 2(1): 202-238.

Nijveldt, R.J., E. Van N., D.E. Van H., P.G. Boelens, K. Van N. and P.A. Van L. 2001. Flavonoids: a review of probable mechanisms of action and potential applications. The American Journal of Clinical Nutrition 74(4): 418-425.

Nur A., M., N. Jahan B. and M. Rafiquzzaman. 2013. Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. Saudi Pharmaceutical Journal 21: 143-152.

Okiei, W., M. Ogunlesi, L. Azeez, V. Obakachi, M. Osunsanmi and G. Nkenchor. 2009. The voltametric and titrimetric determination of ascorbic acid levels in tropical fruit samples. *International Journal of Electrochemical Science* 4: 276-287.

Osorio-Esquivel, O., A. Ortiz-Moreno, V.B. Álvarez, L. Dorantes-Álvarez and M.M. Giusti. 2011. Phenolics, betacyanins and antioxidant activity in *Opuntia joconostle* fruits. *Food Research International* 44: 2160-2168.

Packer L., M. Hiramatsu and T. Yoshikawa. 1999. Antioxidant food supplements in human health. Academic Press. USA. 511 p.

Peña-Valdivia, C.B, M. Luna-Cavazos, J.A. Carranza-Sabas, J.A. Reyes-Agüero and A. Flores. 2008. Morphological Characterization of *Opuntia* spp.: A Multivariate Analysis. *Journal of the Professional Association for Cactus Development* 10: 1-21.

Pimienta-Barrios, E., L. Méndez-Morán, B.C. Ramírez-Hernández, J.E. Alba-García G. y R.M. Domínguez-Arias. 2008. Efecto de la ingestión del fruto de xoconostle (*Opuntia joconostle* Web.) sobre la glucosa y lípidos séricos. *Agrociencia* 42: 645-653.

Pisoschi, A.M. and G.P. Negulescu. 2011. Methods for Total Antioxidant Activity Determination: A Review. *Biochemistry and Analytical Biochemistry* 1(1): 1-10.

Prieto-García, F., M.A. Méndez-Marzo, E. Pérez-Cruz, S. Filardo-Kerstupp y B.R. Cruz-Martínez. 2008. Morfología, tamaño y distribución de partículas en semillas de cinco especies del género *Opuntia*. *Universidad y Ciencia Trópico Húmedo* 24(2): 159-162.

Ramírez R., J.M. 2013. Fenología y valor nutracéutico de diversas variedades pigmentadas de tuna (*Opuntia* sp). Tesis de Maestría. Maestría en Biotecnología Agrícola. Instituto de Horticultura. Departamento de Fitotecnia. UACH. 79 p.

Ramful, D., E. Tarnus, O.I. Aruoma, E. Bourdon and T. Bahorun. 2011. Polyphenol composition, vitamin C content and antioxidant capacity of Mauritian citrus fruit pulps. Food Research International 44(7): 2088-2099.

Reyes L.F., J.E. Villareal and L. Cisneros-Zevallos. 2007. The increase in antioxidant capacity after wounding depends on the type of fruit or vegetable tissue. Food Chemistry 101: 1254-1262.

Reyes-Agüero, J.A., J.R. Aguirre and A. Valiente-Banuet. 2006. Reproductive biology of *Opuntia*: A review. Journal of Arid Environments 64: 549-585.

Ross, J.A. and C.M. Kasum. 2002. Dietary flavonoids: bioavailability, metabolic effects and safety. Annual Review of Nutrition 22:19-34.

Samee, W., E. Mongkol, N. Nakharin, D. Paradorn, S. Chayanid and K. Narisa. 2006. Correlation Analysis between Total Acid, Total Phenolic and Ascorbic Acid Contents in Fruit Extracts and Their Antioxidant Activities. Thai Pharmaceutical and Health Science Journal 1(3):196-203

SAS, Institute. 2000. SAS/STAT. User's Guide. Release 9.1.3 ed. SAS Institute Inc., Cary, North Carolina. USA.

Scalbert A., C. Manach, C. Morand, C. Remesy and L. Jiménez. 2005. Dietary polyphenols and the prevention of diseases. Critical Reviews in Food Science and Nutrition 45: 287-306.

Scheinvar, L., G. Olalde y D. Sule. 2011. Especies silvestres de nopales mexicanos. Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de Biología. Informe final SNIB-CONABIO, proyecto No. GE005. México D.F. 35 p.

Scheinvar, L., S. Filardo K., G. Olalde P. y P. Zavaleta B. 2009. Diez especies mexicanas productoras de xoconostle *Opuntia* spp. y *Cylindropuntia imbricata* (Cactaceae). Universidad Nacional Autónoma de México, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco (Ed). México. 179 p.

Serra, A.T., J. Poejo, A.A. Matias, M.R. Bronze and C.M.M. Duarte. 2013. Evaluation of *Opuntia* spp. Derived products as antiproliferative agents in human colon cell line (HT29). Food Research International 54: 892-901.

Sharma, O.P. and T.K. Bhat. 2009. DPPH antioxidant assay revisited. Food Chemistry 113: 1202-1205.

Sies H. 1985. Oxidative stress: introductory remarks. In: Oxidative Stress, Sies H. (ed.). Academic Press Inc. London pp: 1-7.

Stintzing, F.C. and R. Carle. 2001. Betalains e emerging prospects for food scientists. Review. 514-525.

Stintzing, F.C. and R. Carle. 2005. Cactus stems (*Opuntia* spp.): A review on their chemistry, technology, and uses. Molecular Nutrition and Food Research 49:175-194.

Strack, D., T. Vogt and W. Schilemann. 2003. Recent advances in betalin research. Phytochemistry 62: 247-269.

Sumaya-Martínez, M.T., S. Cruz-Jaime, E. Madrigal-Santillán, J.D. García-Paredes, R. Cariño-Cortés, N. Cruz-Cansino, C. Valádez-Vega, L. Martínez-Cárdenas and E. Alanís-García. 2011. Betalain, acid ascorbic, phenolic contents and antioxidant properties of purple, red, yellow and white cactus pears. *International Journal of Molecular Sciences* 12: 6452-6468.

Tapas, A.R., D.M. Sakarkar, and R.B. Kakde. 2008. Flavonoids as Nutraceuticals: A Review. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research* 7(3): 1089-1099.

Taylor C.A., J.S. Hampl and C.S. Johnston. 2000. Low intakes of vegetables and fruits, especially citrus fruits, lead to inadequate vitamin C intakes among adults. *European Journal of Clinical Nutrition* 54: 573-578.

Terpinc, P., B. Ceh, N. Poklar U. and H Abramovi. 2012. Studies of the correlation between antioxidant properties and the total phenolic content of different oil cake extracts. *Industrial Crops and Products* 39: 210-217.

Tesoriere, L., D. Butera, D. D'arpa, F. Di Gaudio, M. Allegra, C. Gentile and M.A. Livrea. 2003. Increased resistance to oxidation of betalain-enriched human low density lipoproteins. *Free Radical Research* 37(6): 689-696.

Tesoriere, L., D. Butera, A.M. Pintaudi, M. Allegra, and M.A. Livrea. 2004. Supplementation with cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) fruit decreases oxidative stress in healthy humans: a comparative study with vitamin C. *The American Journal of Clinical Nutrition* 80(2): 391-395.

Tesoriere, L., D. Butera, M. Allegra, M. Fazzari and M.A. Livrea. 2005. Distribution of betalain pigments in red blood cells after consumption of cactus pear fruits and increased resistance of the cells to ex vivo induced oxidative hemolysis in humans. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53(4): 1266-1270.

Trápala-Islas, A. 2012. Evaluación del potencial nutracéutico de diferentes tipos de xoconostles. Tesis de Maestría. Maestría en Ciencias de los Alimentos. Centro de Investigación en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Tulancingo, Hidalgo, México. 106 p.

Waterman, P.G. and S. Mole. 1994. *In: Analysis of Phenolic Plant Metabolites. Methods in Ecology.* Black well Scientific Publications. Oxford, UK. 238 p.

Welti-Chanes, J., D. Bermúdez, F. Vergara-Balderas and S.M. Alzamora. 2004. Principles of freeze-concentration and freeze-drying. *In: Hui, Y.H., P. Comillon, L.I. Guerrero, M.H. Lim, K.H. Murrel and W.K. Nip. Handbook of Frozen Foods.* Ed. Marcel Dekker, Inc., New York, EE. UU. 13-25p.

Yahia, E.M. and C. Mondragon-Jacobo. 2011. Nutritional components and antioxidant capacity of ten cultivars and lines of cactus pear fruit (*Opuntia* spp.). *Food Research International* 44: 2311-2318.

Yahia, E.M., F. Gutiérrez-Orozco and C. Arvizu-de Leon. 2011a. Phytochemical and antioxidant characterization of mamey (*Pouteria sapota* Jacq. H.E. Moore & Stearn) fruit. *Food Research International* 44: 2175-218.

Yahia, E.M., F. Gutiérrez-Orozco and C. Arvizu-de Leon. 2011b. Phytochemical and antioxidant characterization of the fruit of black sapote (*Diospyros digyna* Jacq.). *Food Research International* 44: 2210-2216.

Yao, L.H., Y.M. Jiang, J. Shi, F.A. Tomas-Barberan, N. Datta, R. Singanusong and S.S. Chen. 2004. Flavonoids in Food and Their Health Benefits. *Plant Foods for Human Nutrition* 59: 113-122.

Yeddes, N., J.K. Cherif, S. Guyot, S. Helene and M.T. Ayadi. 2013. Comparative Study of Antioxidant Power, Polyphenols, Flavonoids and Betacyanins of the Peel and Pulp of Three Tunisian *Opuntia* Forms. *Antioxidants* 2: 37-51.

Zavaleta-Beckler, P., L.J. Olivares-Orozco, D. Montiel-Salero, A. Chimal-Hernández y L. Scheinvar. 2001. Fertilización orgánica en xoconostle (*Opuntia joconostle* y *O. matudae*). *Agrociencia* 35: 609-614.

ANEXOS

Cuadro A-1. Resultados del análisis de varianza en un diseño completamente al azar, de la concentración de fenoles totales (mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) de quince genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	14	54063.99	3861.71	93.41	< .0001
Error	45	1860.31	41.34		
Total correcto	59	55924.30			
	R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	Fenoles Media	
	0.96	3.56	6.42	180.57	

Cuadro A-2. Resultados del análisis de varianza en un diseño completamente al azar, de la concentración de flavonoides (mg EQ 100 g⁻¹ p.f.) de quince genotipos de xoconostle (*Opuntia* spp.).

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	14	52.41	3.74	66.31	< .0001
Error	45	2.54	0.05		
Total correcto	59	54.95			
	R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	Flavonoides Media	
	0.95	7.35	0.23	3.23	