



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
INSTITUTO DE HORTICULTURA**

**CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y
NUTRACÉUTICAS DE ESPECIES VEGETALES DE
CONSUMO ANCESTRAL EN MÉXICO**

TESIS PROFESIONAL
QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

PRESENTA:

Nallely Rosalba Román Cortés

DIRECTORA DE TESIS:

Dra. María del Rosario García Mateos

Chapingo, Texcoco, México, junio 2016.



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



Instituto de Horticultura



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

**DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
INSTITUTO DE HORTICULTURA**

**CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y
NUTRACÉUTICAS DE ESPECIES VEGETALES DE
CONSUMO ANCESTRAL EN MÉXICO**

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

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

PRESENTA:

Nallely Rosalba Román Cortés

DIRECTORA DE TESIS:

Dra. María del Rosario García Mateos

Chapingo, Texcoco, México, junio 2016.



Instituto de Horticultura

La presente Tesis fue titulada CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y NUTRACÉUTICAS DE ESPECIES VEGETALES DE CONSUMO ANCESTRAL EN MÉXICO; fue realizada por Nallely Rosalba Román Cortés, bajo la dirección y asesoría, aprobada por el mismo y aceptada para obtener el grado de:

**DOCTOR EN CIENCIAS EN
HORTICULTURA**

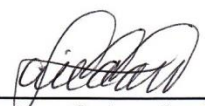
PRESIDENTE


Dra. María del Rosario García Mateos

ASESOR:


Dra. Ana María Castillo González

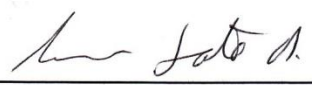
ASESOR:


Dr. Jaime Sahagún Castellanos

ASESOR:


Dra. María Adelina Jiménez Arellanes

ASESOR EXTERNO:


Dr. Marcos Soto Hernández



El Posgrado de Doctorado en Ciencias en Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo está incluido en el Padrón Nacional de Posgrado, con categoría de Alto Nivel, con el número de referencia 001453.

Esta Tesis fue realizada con el apoyo de la Beca (208658) del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT).

AGRADECIMIENTOS

- ★ A la Dra. María del Rosario García Mateos profesor investigador adscrita a Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo que me aceptó en su grupo de trabajo; además me ayudó, apoyó y confió en mí para llevar a cabo esta investigación; agradezco la dirección de este proyecto, ya que sin sus observaciones y asesorías no lo hubiera logrado. Un agradecimiento muy especial por la paciencia y confianza depositada en mí; por este medio le reitero mi respeto, cariño y admiración.
- ★ Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada (No. 208658) para la realización de los estudios de posgrado.
- ★ A la Dra. Ana María Castillo González por su asesoría y apoyo en todo lo relacionado con este proyecto, le reitero mi respeto y cariño por todas esas palabras de aliento que nunca dejo de darme.
- ★ A la Dra. María Adelina Jiménez Arellanes por la asesoría de este proyecto. Gracias por sus aportes, confianza, palabras de aliento y por todo el apoyo en cada decisión que se tomó para mejorar este proyecto. Gracias por que con sus sabios consejos comencé el camino a la investigación, la cual me ha dado muchas satisfacciones y me ha llenado de orgullo; ha sido un pilar fundamental para ser la profesionista que hoy soy.
- ★ Al Dr. Jaime Sahagún Castellanos por el apoyo y sugerencias durante la realización del presente proyecto, agradezco además su paciencia y confianza. Gracias por los consejos y el aprendizaje otorgado.
- ★ Al Dr. Marcos Soto por el tiempo dedicado a la revisión del presente trabajo, ya que gracias a sus sugerencias y observaciones enriquecieron la presente tesis.
- ★ A mis compañeros y amigos de laboratorio: Juan, Ángeles, Bety, Cristobal, Eduardo, Lizbeth, Laidy, Teresita, Sergio, Dolores, Omar, José, Berenice, Carlos, Nicté y muchos otros que compartieron conmigo el área de trabajo y pasamos momentos divertidos juntos.

DEDICATORIA

A **Dios** le doy las gracias por la salud, el entusiasmo y las oportunidades otorgadas para cumplir las metas propuestas y las promesas hechas; gracias por el amor y la salud que me has dado, el hijo que ha puesto en resguardo bajo mi tutela y la gran familia que me ha apoyado. Gracias por todas las bendiciones recibidas.

A mi querido **hijo** (Rogelio Rafael Solís Román) por su paciencia y entrega, por ser fuente de motivación y la inspiración que necesito día a día para lograr superarme y ser el mejor ejemplo que le puedo dar; gracias por luchar a mi lado para lograr forjarnos un futuro mejor. Gracias por tu entrega y comprensión, eres el motor de mi vida. Te amo y adoro.

Gracias **mamá** (Rosalba Cortés Contreras) por estar conmigo, te dedico estos logros por tus palabras de aliento, por ser fuente de inspiración, porque nunca me dejaste vencer o caer, y por cada día que me alentaste con tu gran fortaleza; gracias por convertirme con tus palabras en una persona perseverante para cumplir con mis propósitos y objetivos. Hemos recorrido un largo camino y de tu mano ha sido fácil y tolerable. Gracias por los momentos felices y amargos en los que me has brindado cariño, comprensión y amor. Te amo.

A mi **padre** (Bernabé Román Jiménez, †), que aunque ya no estás conmigo tu vida ha sido el mejor ejemplo para mí; fuiste la fortaleza en mi vida, tus palabras me convirtieron en un mejor ser humano y hoy pienso en ti en cada día de mi vida. Gracias por tu apoyo, comprensión, dedicación, cariño y amor que cada día me otorgaste. Hoy te cumplo la promesa hecha hace ya 6 años. Te extraño.

A mi **hermano** Oscar Román Cortés por tus cuidados y amor, porque a pesar de tener tu vida nunca me has dejado, te has convertido en un segundo padre, porque me cuidas y proteges cada día. A ti por la mano amiga que nunca me soltó en esas épocas difíciles que hemos pasado juntos. Hoy te reafirmo mi amor, respeto y cariño. Te quiero mucho.

A mis **amigas** Ruth y Jaqueline que me han brindado su amistad incondicional a pesar de que la he dejado de lado en ocasiones a cambio de mi profesión, espero que sepan lo mucho que las quiero y gracias por estar ahí siempre que las he necesitado. Las quiero y admiro.

Por el orgullo de mi familia y de mi escuela

POR UN MUNDO DONDE TODOS SEAMOS:
SOCIALMENTE IGUALES,
HUMANAMENTE DIFERENTES Y
TOTALMENTES LIBRES.

Rosa Luxemburgo

**A mi padre por su apoyo incondicional;
A mi madre por ser mi fortaleza;
A mi hijo, por su amor y paciencia; y
A mi hermano por ser mi amigo incondicional.**

DATOS BIOGRÁFICOS

La C. Nallely Rosalba Román Cortés es originaria de la Ciudad de México. Nació el 28 de Septiembre de 1981. Realizó sus estudios de licenciatura en el Tecnológico de Estudios Superiores de Ecatepec cursando la carrera de Ingeniería Bioquímica durante el periodo de 2000 a 2004. Obtenido el título y la cédula (5383917).

Posteriormente realizó la Maestría en Ciencias en Ingeniería Bioquímica en el Tecnológico de Estudios Superiores de Ecatepec durante el periodo de 2007 a 2009, obteniendo el grado de Maestra en Ciencias con la tesis titulada: Efecto Antioxidante de extractos y compuestos obtenidos a partir de plantas medicinales (*Rubus liebmannii*, *Thymus vulgaris* y *Aristolochia taliscana*). Obtenido el título y la cédula (6735407).

Ha participado en variados congresos desde el 2008 con diversos carteles, destacando las ponencias orales:

XVI Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas A. C. y II Congreso Internacional. II Congreso Mexicano de Investigación de Cítricos. Boca de Río, Veracruz. Título: Calidad nutraceutica y nutricional de cinco especies vegetales: Alimentos de importancia cultural de México.

III Congreso Internacional y XVII Congreso Nacional de Ciencias Agronómicas. Texcoco, Estado de México. Título: Potencial antioxidante, contenido nutraceutico y nutricio de quelites (*Chenopodium murale*) y quintoniles (*Amarathus hybridus*).

Congreso Internacional y XVI Congreso Nacional de Ciencias Agronómicas. Texcoco, Estado de México. Título: Contenido nutraceutico, nutricio y potencial antioxidante de los romeritos (*Suaeda torreyana*).

XV Congreso Nacional y 1er. Congreso Internacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas A. C. Conmemorando el XXX Aniversario de la SOMECH. Puebla. Título: Calidad nutraceutica y nutricia del guaje: contribución a la revalorización de alimentos ancestrales en México.

En Enero de 2012 ingreso al Instituto de Horticultura en la Universidad Autónoma Chapingo para realizar los estudios de Doctor en Ciencias en Horticultura en el Departamento de Fitotecnia. El 8 de Junio como requisito para obtener el grado de Doctor en Ciencias defendió la presente tesis.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	iv
DEDICATORIA	v
ÍNDICE.....	vi
LISTA DE CUADROS	x
LISTA DE FIGURAS	xiii
ABREVIATURAS	xv
1 RESUMEN.....	xvi
2 INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
3 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
4 REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 Nutracéuticos.....	4
4.1.1 Clasificación	5
4.1.2 Beneficios del consumo de los nutraceuticos.....	8
4.2 Antioxidantes	9
4.3. Estrés oxidativo	10
4.4. Radicales libres	12
4.4.1. Clasificación y generación de radicales libres	13
4.4.2. Mecanismo de acción de los radicales libres	16
4.5. Clasificación de sustancias antioxidantes	18
4.5.1. Minerales antioxidantes	20
4.5.2. Antioxidantes exógenos	21
Compuestos fenólicos	21
Flavonoides	23
Taninos.....	25
4.6. Mecanismo de acción de los antioxidantes	28
4.7. Antecedentes de las plantas alimenticias.....	30

4.7.1.	Guaje verde (<i>Leucaena leucocephala</i>) y rojo (<i>Leucaena esculenta</i>)	31
4.7.2.	Huauzontle (spp.)	35
4.7.3.	Quelites (spp.)	37
4.7.4.	Quintoniles (<i>Amaranthus</i> spp.)	40
4.7.5.	Romeritos (<i>Suaeda</i> spp.)	42
4.7.6.	Verdolagas (<i>Portulaca</i> spp.)	44
5.	LITERATURA CITADA	48
	CAPITULO I	67
	COMPONENTES NUTRICIONALES Y ANTIOXIDANTES DE DOS ESPECIES DE GUAJE (<i>Leucaena</i> spp.): UN RECURSO ANCESTRAL SUBUTILIZADO..	67
	RESUMEN	67
	ABSTRACT	68
	INTRODUCCIÓN	69
	MATERIALES Y MÉTODOS	71
	Material vegetal	71
	Cuantificación de minerales	72
	Análisis proximal	72
	Cuantificación de fitoquímicos	72
	Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres	75
	Análisis estadístico	77
	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	77
	Contenido de minerales	77
	Análisis proximal	78
	Contenido de fitoquímicos	82
	Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres	85
	CONCLUSIONES	86
	LITERATURA CITADA	87
	CAPITULO II	95
	CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y NUTRACÉUTICAS DE HORTALIZAS DE USO ANCESTRAL DE MÉXICO	95

RESUMEN	95
ABSTRACT	96
INTRODUCCIÓN	97
MATERIALES Y MÉTODOS	99
Material vegetal	99
Cuantificación de minerales.....	99
Análisis proximal.....	100
Cuantificación de fitoquímicos	100
Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres	102
Análisis estadístico	104
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	104
Contenido de minerales.....	104
Análisis proximal.....	106
Contenido de antioxidantes	110
Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres	112
CONCLUSIONES.....	115
LITERATURA CITADA.....	115
CAPITULO III	127
EFFECTO DEL PROCESO TÉRMICO EN LAS PROPIEDADES NUTRICIAS Y ANTIOXIDANTES DE HUAUZONTLE, QUELITES, QUINTONILES, ROMERITOS Y VERDOLAGAS	127
RESUMEN	127
ABSTRACT	128
INTRODUCCIÓN	129
MATERIALES Y MÉTODOS	132
Obtención del material vegetal	132
Tratamiento térmico de las muestras.....	132
Análisis proximal.....	132
Cuantificación de fitoquímicos	133
Cuantificación de la capacidad inhibidora de los radicales libres	134
Análisis estadístico	135

RESULTADOS Y DISCUSIÓN	135
Análisis proximal	135
Contenido de antioxidantes	137
Actividad antioxidante	140
CONCLUSIONES.....	143
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	143
6. CONCLUSIONES GENERALES	150

LISTA DE CUADROS

REVISIÓN DE LITERATURA

Cuadro 1. Lista de nutrientes y sus efectos benéficos en la salud.	7
Cuadro 2. Plantas usadas en la medicina tradicional.	7
Cuadro 3. Ejemplo de radicales libres (RL) y su vida media a temperatura corporal (37 °C).	14
Cuadro 4. Sitio de acción de algunos antioxidantes (Venereo <i>et al.</i> , 2002).	18
Cuadro 5. Clasificación de los antioxidantes según origen.	19
Cuadro 6. Estructura básica y esqueletos de los compuestos fenólicos.	22
Cuadro 7. Principales fuentes de algunos flavonoides.	23
Cuadro 8. Clasificación y ejemplos de taninos.	26
Cuadro 9. Estados productores de guaje.	35
Cuadro 10. Estados productores de huauzontle.	37

CAPITULO I

Cuadro 1. Contenido (mg 100 g ⁻¹ p.f.) de minerales en las semillas de guaje rojo <i>L. esculenta</i>), guaje verde (<i>L. leucocephala</i>) y otras leguminosas.	78
Cuadro 2. Análisis proximal (%) de la harina de las semillas secas de guaje rojo, verde y otras leguminosas.	79
Cuadro 3. Determinación de la actividad antioxidante por los métodos ABTS, DMPD y DPPH en los extractos vegetales de las semillas de guaje rojo y verde.	85

CAPITULO II

Cuadro 1. Concentración de fósforo, nitrógeno y 10 minerales en cinco especies hortalizas.	105
Cuadro 2. Análisis proximal (%) de cinco especies de hortalizas.	107
Cuadro 3. Actividad antioxidante determinada por los métodos de ABTS, DPPH y DPMD de los extractos de cinco hortalizas.	114
Cuadro 4. Coeficientes de Correlación de Pearson de los nutraceuticos y actividad antioxidante determinada por tres métodos en cinco tipos de hortalizas.	114

CAPITULO III

Cuadro 1. Análisis Bromatológico de hortalizas con tratamiento térmico (95 °C y 5 min) de México (%).	136
Cuadro 2. Determinación de la actividad antioxidante de los extractos vegetales después del proceso de cocción (5 min) por los métodos ABTS, DMPD Y DPPH.	141
Cuadro 3. Coeficientes de Correlación de Pearson de los nutraceuticos y actividad antioxidante determinada por tres métodos en cinco tipos de hortalizas sometidas a tratamiento térmico.	142

LISTA DE FIGURAS

REVISIÓN DE LITERATURA

Figura 1. El desequilibrio entre la producción de agentes oxidantes y antioxidantes provocan el estrés oxidativo.	11
Figura 2. Generación de radicales libres (Pendyala <i>et al.</i> , 2008).	16
Figura 3. Estructura base de los fenoles (Chehue <i>et al.</i> , 2013).	21
Figura 4. Esqueleto estructural de los flavonoides (Gonzalo y Alonso, 2002).	23
Figura 5. Clasificación de los flavonoides (Pietta <i>et al.</i> , 2008; Román, 2010).	24
Figura 6. Estructura básica de los taninos hidrolizables (Vázquez-Flores <i>et al.</i> , 2012).	25
Figura 7. Mecanismos enzimático que evita la formación de radicales libres (Gómez, 2001).	29
Figura 8. Imágenes de <i>Leucaena leucocephala</i> (guaje verde). a) vaina y semilla, b) semillas y c) vainas en árbol.	32
Figura 9. Imágenes de <i>Leucaena esculenta</i> (guaje rojo). a) vaina, b) vaina y semillas y c) semillas.	32
Figura 10. Forma de las semillas de a) guaje verde y b) guaje rojo.	33
Figura 11. Inflorescencias de huauzontles (<i>Chenopodium</i> spp.).	36
Figura 12. Hojas y tallo de quelites (<i>Chenopodium</i> spp.).	38

Figura 13. Producción de quelites en México en el 2014.	39
Figura 14. Manojos de quintoniles (<i>Amaranthus</i> spp.)	41
Figura 15. Especie vegetal comestible romeritos (<i>Suaeda</i> spp.).	43
Figura 16. Especie vegetal verdolagas (<i>Portulaca</i> spp.).	45
Figura 17. Producción de verdolagas en México en el 2014.	46

CAPITULO I

Figura 1. Componentes antioxidantes en las semillas de guaje rojo y verde.	84
--	----

CAPITULO II

Figura 1. Concentración de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos de cinco hortalizas.	111
---	-----

CAPITULO III

Figura 1. Componentes antioxidantes en especies vegetales huauzontle, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas después de proceso de cocción (95 °C, 5 min).	139
---	-----

ABREVIATURAS

%	Porcentaje	HClO ₄	Ácido perclórico
°C	Grados centígrados	ICP-AES	Espectrofotómetro de
A ₀	Absorbancia inicial		Emisión Atómica de Plasma
ABTS	Ácido 2,2'-azino-bis-(3- etilbenzotiazolin)-6- sulfónico		por Inducción Acoplada
		K	Potasio
A _F	Absorbancia final	K ₂ S ₂ O ₄	Persulfato de potasio
A _I	Absorbancia inicial	KCl	Cloruro de potasio
ANOVA	Análisis de varianza	L	Lípidos
AO	Antioxidante	M	Mol por litro
AOAC	Association of Official Analytical Chemists	MeOH	Metanol
At	Absorbancia total	mg L ⁻¹	Miligramo por litro
B	Boro	Mg	Magnesio
C	Cenizas	mg	Miligramos
C ₂ H ₃ O ₂ Na·3H ₂ O	Acetato de sodio	min	Minutos
Ca	Calcio	mL	Mililitros
CH ₃ COOH	Ácido acético	mM	Milimoles por litro
CT	Carbohidratos totales	Mn	Manganeso
Cu	Cobre	N	Nitrógeno
DMPD	Diclorhidrato de N,N- dimetil-p-fenilendiamina	Na	Sodio
		Na ₂ CO ₃	Carbonato de sodio
CND	Carbohidratos no digeribles	nm	Nanómetros
DPPH	2,2-difenil-1-picrilhidrazilo	p	Fosforo
EAG	Equivalentes de ácido gálico	p.f.	Peso fresco
		p.s.	Peso seco
EC	Equivalentes de catequina	p/v	Peso/volumen
EQ	Equivalentes de quercetina	PC	Proteína cruda
ET	Equivalentes de trolox	pH	Potencial de hidrógeno
FD	Factor de dilución	PM	Peso molecular
Fe	Hierro	r	Coefficiente de Pearson
FeCl ₃ ·6H ₂ O	Cloruro de hierro	RL	Radical libre
g mol ⁻¹	Gramo por mol	SAS	Statistical Analysis System
g	Gramo	Trolox	Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8- tetrametilcroman-2- carboxílico
g	Gramos		
g ⁻¹	gramos	v/v	Volumen/volumen
h	Horas	Zn	Zinc
H ₂ SO ₄	Ácido sulfúrico	ε	Absortividad molar
HCl	Ácido clorhídrico	μL	Microlitros

1 RESUMEN

CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y NUTRACÉUTICAS DE ESPECIES VEGETALES DE CONSUMO ANCESTRAL EN MÉXICO

NUTRITIONAL AND NUTRACEUTICAL CHARACTERISTICS OF VEGETABLE SPECIES OF ANCESTRAL CONSUM IN MEXICO

Nallely Rosalba Román Cortés¹, María del Rosario García Mateos²

RESUMEN

México es un país con gran diversidad de hortalizas, algunas de consumo ancestral como parte de sus costumbres y tradiciones. Sin embargo, su consumo se ha visto desplazado por otros tipos de alimentos con baja calidad nutricional y nutraceutica. Actualmente, se desconoce el valor nutricional, nutraceutico y antioxidante de una gran variedad de especies vegetales que son parte cultural del país. El objetivo del trabajo fue evaluar el contenido de minerales, las características nutricionales, nutraceuticas y la actividad antioxidante de huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos, verdolagas y guaje fresco y con tratamiento térmico de México. La determinación de minerales se realizó mediante espectrofotometría de Emisión Atómica de Plasma por Inducción Acoplada. La cuantificación de antocianinas, compuestos fenólicos, flavonoides, taninos y actividad antioxidante se realizó mediante técnicas espectrofotométricas. Las semillas de guaje rojo y verde presentaron niveles similares de proteína y fibra cruda. El guaje rojo mostró niveles altos de los minerales N, Mg y P (2281.4, 173.2 345.5 mg 100 g⁻¹); así como mayor concentración de compuestos fenólicos (1088.7 mg EAG 100 g⁻¹), antocianinas (0.5 mg 100 g⁻¹ p.f.) y flavonoides (22.5 mg EQ 100 g⁻¹ p.f.). Sin embargo, el guaje verde presentó mayor contenido de taninos (580 mg EQ 100 g⁻¹ p.f.). Las verdolagas frescas presentaron las mayores concentraciones de N y Fe (1651.3, 9.3 mg 100 g⁻¹), en cambio los quintoniles presentaron el mayor contenido de carbohidratos y fibra cruda (52.1, 2.3 %). Las mayores concentraciones de compuestos fenólicos (433 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.), flavonoides (135.3 mg EQ 100 g⁻¹ p.f.) y actividad antioxidante se encontraron en huauzontles sin tratamiento. No se encontraron cambios en el contenido de fibra cruda en quelites y en verdolagas frescas y tratadas (16.8, 11.6 %); así como en el contenido de proteínas en huauzontles y quintoniles (23.5, 25.6 %). Las concentraciones de flavonoides y compuestos fenólicos en verdolagas no sufrieron modificación por el tratamiento térmico (95 °C, 5 min) en comparación con las frescas. Con base a los resultados del análisis bromatológico, mineral y contenido de nutraceuticos; el guaje, los huauzontles y las verdolagas se podrían considerar alimentos funcionales económicos.

Palabras Clave: hortalizas, antioxidantes, compuestos fenólicos.

ABSTRACT

Mexico is a country with a great diversity of vegetables; some have been consumed for centuries as part of its customs and traditions. However, their consumption has been displaced by other types of foods with low nutritional and nutraceutical quality. At present, the nutritional, nutraceutical and antioxidant value of a wide variety of plant species that are part of the country's culture is unknown. The aim of the work was to evaluate the mineral content, nutritional and nutraceutical characteristics, and antioxidant activity of fresh huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos, verdolagas and guaje and with heat treatment. The determination of minerals was performed by inductively coupled plasma atomic emission spectrometry. The quantification of anthocyanins, phenolic compounds, flavonoids, tannins and antioxidant activity was carried out by means of spectrophotometric techniques. Red and green guaje seeds had similar levels of protein and crude fiber. Red guaje showed high levels of the minerals N, Mg and P (2281.4, 173.2 and 345.5 mg 100 g⁻¹, respectively), as well as a higher concentration of phenolic compounds (1088.7 mg EAG 100 g⁻¹ fw), anthocyanins (0.5 mg 100 g⁻¹ fw) and flavonoids (22.5 mg EQ 100 g⁻¹ fw). However, the green guaje showed higher tannin content (580 mg EQ 100 g⁻¹ fw). The fresh verdolagas showed the highest concentrations of N and Fe (1651.3, 9.3 mg 100 g⁻¹, respectively); on the other hand, the quintoniles showed the highest content of carbohydrates and crude fiber (52.1 and 2.3%, respectively). The highest concentrations of phenolic compounds (433 mg EAG 100 g⁻¹ fw), flavonoids (135.3 mg EQ 100 g⁻¹ fw) and antioxidant activity were found in untreated huauzontles. No changes were found in the crude fiber content in fresh and treated quelites and verdolagas (16.8 and 11.6%, respectively), or in the protein content in huauzontles and quintoniles (23.5, 25.6%). The concentrations of flavonoids and phenolic compounds in verdolagas were not affected by heat treatment (95 °C, 5 min) compared to the fresh samples. On the basis of the results of the compositional, mineral and nutraceutical content analyses, the huauzontles and the verdolagas could be considered economic functional foods.

Key words: vegetables, antioxidant, phenolics compounds.

¹Tesista de Doctorado en Ciencias en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, México

²Directora de Tesis. Profesor-Investigador. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, México

2 INTRODUCCIÓN GENERAL

México es un país con gran diversidad cultural y vegetal. Se reportan alrededor de 26 000 especies de plantas superiores, lo que constituye un recurso vegetal de gran importancia para el país. Aproximadamente, 7 000 especies tienen uso en las actividades culturales de la población, ya sea como parte de su alimentación o como uso ornamental y medicinal (Castro *et al.*, 2011a; Castro *et al.*, 2011b). Dentro de la gran diversidad vegetal que se consume, se encuentran algunas hierbas comestibles, conocidas como “malas hierbas” también como arvenses o malezas; endémicas del país, hortalizas apreciadas por nuestras culturas prehispánicas con alto valor alimentario (Blanco y Leyva, 2007). Actualmente, éstas son parte de la dieta del mexicano, principalmente entre la población rural, aunque se desconocen sus propiedades nutricionales y nutraceuticas de la mayoría de estas hortalizas.

Los estudios realizados hasta ahora demuestran la importancia del consumo de vegetales, como fuente de sustancias nutraceuticas, éstas tienen un papel determinante en la prevención de muchas enfermedades crónicas y terminales (cáncer) (Premier, 2002).

Las propiedades benéficas de los frutos y hortalizas se debe a la presencia de diversos ingredientes nutraceuticos que ayudan a prevenir algunos problemas de salud como la obesidad, trastornos cardiovasculares (Badimon *et al.*, 2010; Das *et al.*, 2012), cáncer, osteoporosis, artritis, diabetes, colesterol, etc. (Das *et al.*, 2012), por sus propiedades antioxidantes, anti-inflamatorias, anti-

envejecimiento y desintoxicantes (Scarafoni *et al.*, 2007), también actúan en la prevención de la arterosclerosis (Badimon *et al.*, 2010) y en patologías degenerativas de articulaciones (Googs *et al.*, 2005; Das *et al.*, 2012). Entre los ingredientes nutraceuticos presentes en los vegetales (Scalbert *et al.*, 2005) se pueden citar algunos lípidos, vitaminas, flavonoides (Scarafoni *et al.*, 2007), isoflavonoides, tocotrienoles, compuestos alilsulfuro, carotenoides (Wildman y Kelley, 2007) y polifenoles (Badimon *et al.*, 2010). Los tipos y niveles de estos fitoquímicos varían marcadamente entre especies y cultivares (Singh *et al.*, 2007), por las condiciones climáticas, agronómicas y de cosecha (Tiwari y Cummins, 2011), operaciones poscosecha y procesamiento mínimo (Rawson, 2010; Volden, 2009).

El estudio de estos metabolitos en frutos y hortalizas podría incrementar su aceptación por los consumidores, lo cual redundará en la generación de perspectivas para un incremento de su producción, beneficiando a los productores y a las empresas de productos procesados (Bernal *et al.*, 2011).

Debido a que existe desconocimiento de la calidad nutrimental y nutraceutica de productos hortofrutícolas de la gran diversidad vegetal existente en México, es importante realizar la caracterización fitoquímica de frutos y hortalizas frescas y procesadas con la finalidad de contribuir a la conservación y caracterización de los recursos naturales. Por lo tanto el objetivo fue evaluar las características nutricionales, nutraceuticas y la actividad antioxidante de huauzontle, quelites, quintoniles, romeritos, verdolagas y guaje fresco y con tratamiento térmico de México.

3 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Cuantificar el contenido de nitrógeno (N) y 9 minerales en las hortalizas frescas.
2. Realizar el análisis bromatológico (humedad, materia seca, cenizas, carbohidratos, fibra, proteína cruda, lípidos y ácidos grasos en el material vegetal fresco y con tratamiento térmico mínimo (95 °C durante 5 min).
3. Cuantificar el contenido de nutraceuticos (compuestos fenólicos, flavonoides, taninos) en las hortalizas frescas y con tratamiento térmico.
4. Cuantificar el contenido de nutraceuticos (compuestos fenólicos, flavonoides, taninos y antocianinas), así como la actividad antioxidante en guaje verde y rojo frescos.
5. Determinar la actividad antioxidante y el porcentaje de inhibición por los métodos de ABTS, DPMPD y DPPH de las hortalizas frescas y cocidas.

4 REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Nutraceuticos

Debido al incremento de enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas, hoy en día investigadores y/o científicos se han dedicado a explorar los diversos efectos biológicos de compuestos fitoquímicos presentes en plantas alimenticias y medicinales, con el objetivo de combatir o prevenir ciertos padecimientos; al mismo tiempo de generar nuevas oportunidades para el desarrollo de productos alimenticios. Recientemente, ha destacado el término “nutracéutico”; este es la combinación de dos conceptos: nutrición y farmacéutico; por lo tanto un nutraceutico se define como un alimento o parte de un alimento que proporciona efectos benéficos a la salud, incluyendo el tratamiento y/o prevención de ciertos padecimientos (Blondeau, 2015; Viswanath y Krishna, 2015).

El efecto de una dieta balanceada (rica en frutas y verduras) en la salud humana se ha observado en numerosos estudios, que han relacionado el contenido nutraceutico como preventivo o parte de un tratamiento contra enfermedades como el Alzheimer, Parkinson, infartos, hipertensión, obesidad, diabetes y cáncer, entre otros (Alissa y Ferns, 2012; Chao *et al.*, 2012; Mecocci *et al.*, 2014).

4.1.1 Clasificación

Existen diversas clasificaciones de nutraceuticos de acuerdo a su naturaleza, a su uso y a sus características químicas. De acuerdo a su naturaleza de nutraceutico se consideran dos tipos:

1. Nutraceuticos potenciales: son aquellos ingredientes que prometen un beneficio particular a la salud.
2. Nutraceuticos establecidos: son aquellos ingredientes que con datos clínicos se ha demostrado su efecto benéfico (Pandey *et al.*, 2010).

De acuerdo a su uso los nutraceuticos se clasifican en:

1. Probiótico: son microorganismos vivos que al ser ingeridos en cantidades adecuadas ofrecen efectos positivos en la fisiología intestinal que promueven y favorecen la salud, comúnmente se encuentran en alimentos lácteos y se conocen como lactobacilos y bifidobacterias.
2. Prebiótico: es un ingrediente alimentario no digerible que estimula el crecimiento de especies bacterianas (bifidobacterias y lactobacilos) en el colon con efectos benéficos para la salud.
3. Fibra dietética: con este nombre se le designa a los polisacáridos solubles e insolubles, componentes principales de las células de origen vegetal, no hidrolizados por el tracto digestivo del ser humano debido a la ausencia alfa-glucosidasas. La fibra insoluble de origen vegetal ofrece ciertos beneficios porque facilita la masticación, salivación y secreción de jugos que ayudan a la digestión de los alimentos.

4. Ácidos del Omega 3: son ácidos grasos polinsaturados de cadena larga que reducen los niveles de triglicéridos y colesterol, previenen la formación de coágulos, disminuye la presión arterial; además de poseer efectos antiinflamatorios y anticancerígenos.
5. Vitaminas antioxidantes: se consideran la primera línea de defensa presentes en el plasma. Entre los más importantes se encuentran las vitaminas C y E; protegen la integridad de las membranas celulares; por ello se dice que son preventivos naturales del proceso de envejecimiento y de cáncer.
6. Polifenoles: son un grupo amplio de nutraceuticos con grandes propiedades benéficas a la salud; previenen la aparición de enfermedades como aterosclerosis, cáncer, así como embolias y ataques cardiacos. En este grupo se encuentran las isoflavonas, flavonoides, antocianinas, carotenos, fitoesteroles, selenio, metionina, etc.
7. Especies: el consumo de especias tiene diversos efectos benéficos en la prevalencia de enfermedades cardiovasculares y se debe a la reducción en los niveles de triglicéridos, colesterol y LDL-colesterol en plasma (Birute *et al.*, 2009; Pandey *et al.*, 2010; Mercado-Mercado *et al.*, 2013).

Por otro lado Chintale *et al.* (2015) clasifica a los nutraceuticos como:

Sustancias con funciones nutricionales establecidas, ejemplo de ellos son las vitaminas, minerales, aminoácidos. El Cuadro 1 muestra algunos nutrientes que se encuentran en frutas y hortalizas y los efectos benéficos de su consumo.

Cuadro 1. Lista de nutrientes y sus efectos benéficos en la salud.

NUTRIENTES	EFFECTOS EN LA SALUD	FUENTE
Vitamina A (retinol o antixeroftálmica)	Antioxidantes esenciales para el desarrollo y crecimiento y ayuda en el tratamiento de algunos padecimientos de la piel.	Aceite de hígado de pescado.
Vitamina E (α-tocoferol)	Antioxidante, que ayuda a la formación de las células sanguíneas, músculo, pulmones y tejidos nerviosos; además de fortalecer el sistema inmunológico.	Aceite de germen de trigo, cacahuates.
Vitamina K (fitomenadiona)	Esencial en la coagulación sanguínea.	Calabaza, coliflor, jitomates.
Vitamina C (ácido ascórbico)	Antioxidante, para los huesos, las encías, los dientes y la piel, ayuda a cicatrizar heridas, previene malestares del resfriado.	Brócoli, fresas, limón, naranja.
Vitamina B1 (tiamina)	Ayuda en la producción de energía y es esencial en las funciones neurológicas.	Cereales y legumbres.
Vitamina B2 (riboflavina)	Incrementa la producción de energía, ayuda a mantener la salud de los ojos y la piel.	Nueces, levadura.
Vitamina B3 (niacina)	Mantiene en óptimas condiciones las funciones del cerebro.	Hígado, carne roja.
Ácido fólico	Fortalece la producción de glóbulos rojos, protege al sistemas de enfermedades cardiovasculares, produce material genético de las células y previene los defectos de nacimiento durante el embarazo	Vegetales verdes.

Chintale *et al.* (2015)

- a) Herbales: son productos botánicos como concentrados o extractos, la mayoría son usados desde en algunas regiones rurales de México como arte de la medicina tradicional. El Cuadro 2 muestra algunas plantas empleadas y su uso entre la población.

Cuadro 2. Plantas usadas en la medicina tradicional.

NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTIFICO	ACTIVIDAD BIOLÓGICA
Sábila	<i>Aloe vera</i>	Efecto antiinflamatorio.
Efedra	<i>Ephedra sínica</i>	Broncodilatador, vasoconstrictor, reduce el edema bronquial.
Ajo	<i>Allium sativum</i> L.	Antibacterial, antifúngico, antiinflamatorio, antotrombótico.
Regaliz	<i>Glycyrrhiza glabra</i> L.	Expectorante, secretolítico.
Valeriana	<i>Valeriana officinalis</i> Linn.	Disminuye los dolores menstruales, migraña, calambres intestinales, espasmos bronquiales.

Chahuan *et al.* (2016)

- b) Suplementos dietéticos: son productos administrados vía oral con algún ingrediente dietético; por ejemplo el ginkgo biloba empleado en la pérdida de memoria o la glucosamina/condroitina para aliviar síntomas de artritis. Además, estas sustancias tienen otras funciones específicas como la pérdida de peso, suplementos alimenticios adicionado con vitaminas y minerales para el consumo de deportistas (Chintale *et al.*, 2013).

La clasificación más amplia es la propuesta por Wildman y Kelley (2007), que los agrupan de acuerdo a su naturaleza química en siete grandes grupos:

1. Terpenoides: carotenoides, saponinas, tocotrienoles, tocoferoles, terpenos
2. Compuestos fenólicos: cumarinas, taninos, lignina, antocianinas, isoflavonoides, flavononas, flavonoles, etc.
3. Proteínas/aminoácidos: aminoácidos, capsaicinoides, índoles, etc.
4. Carbohidratos: ácido ascórbico, oligosacáridos, etc.
5. Ácidos grasos/lípidos: lecitina, ácidos grasos poliinsaturados.
6. Minerales: Ca, Se, K, Cu, Zn.
7. Microorganismos: probióticos y prebióticos.

4.1.2 Beneficios del consumo de los nutraceuticos

Los beneficios que ofrecen los nutraceuticos son variados y atraen la atención de los consumidores, algunos se mencionan a continuación:

1. Incrementan el valor de la salud mediante la dieta.

2. Ayudan a mantener una vida saludable y prolongada.
3. Se perciben como productos más “naturales” que la medicina tradicional debido a que no producen efectos secundarios desagradables.
4. Ofrecen un beneficio psicológico debido a que con su consumo se obtienen beneficios para sí mismo.
5. Se encuentran al alcance del consumidor y son de bajo costo.
6. Son alimentos considerados para individuos con necesidades especiales.
(alimentos con elevado contenido de fibra para adultos mayores)
(Chintale *et al.*, 2013; Chauhan *et al.*, 2016).
7. Algunos nutraceuticos presentan propiedades antioxidantes.

4.2 Antioxidantes

Hoy en día se reportan investigaciones que revelan las propiedades benéficas a la salud mediante la ingesta en la dieta de los compuestos antioxidantes; ya que juegan un rol sobre enfermedades cardiovasculares y degenerativas (Xu *et al.*, 2007).

Un antioxidante (AO) se define como un compuesto que es capaz de retrasar o inhibir la oxidación de sustratos, incluso si el compuesto antioxidante se encuentre en una concentración significativamente más baja que la del sustrato oxidado (Franco y Moure, 2010; Lobo *et al.*, 2010; Kunwar y Priyadarsini, 2011).

Los antioxidantes son ampliamente usados en la industria farmacéutica y de los alimentos como conservadores en fragancias, cosméticos, bebidas, saborizantes y cárnicos; debido a que por su contenido de lípidos (triglicéridos,

triacilglicerol y fosfolípidos) se deterioran fácilmente por reacciones de degradación, calentamiento o tiempo de almacenamiento, esto trae como consecuencia la alteración del valor y calidad nutricional del producto (Xu *et al.*, 2007).

Las sustancias antioxidantes anulan o neutralizan la reactividad y/o inhiben la generación de radicales libres aunque existen sistemas antioxidantes endógenos en el organismo que neutralizan a los radicales libres como consecuencia del estrés oxidativo (Alam *et al.*, 2013).

4.3. Estrés oxidativo

El estrés oxidativo (EO) se define como un desequilibrio en la concentración y/o producción de radicales libres y la capacidad que tiene el sistema biológico de producir antioxidantes para desactivar o reparar el daño provocado por los agentes oxidantes (Figura 1) (Rolo *et al.*, 2012; Sies, 2013).

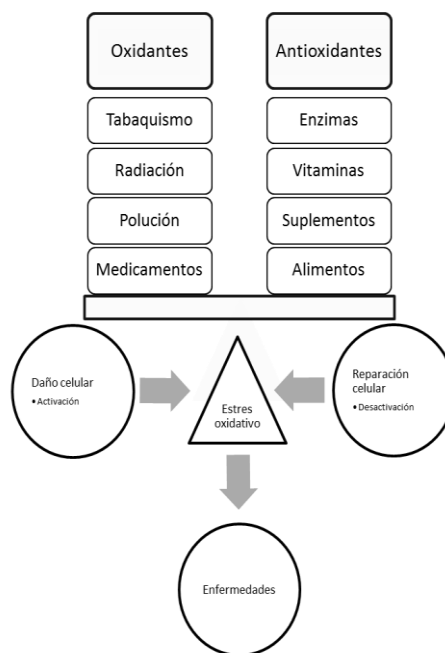


Figura 1. El desequilibrio entre la producción de agentes oxidantes y antioxidantes provocan el estrés oxidativo (Rolo *et al.*, 2012).

El estrés oxidativo es el causante de la denegación y muerte celular; debido principalmente a que los radicales libres pueden reaccionar con macromoléculas como proteínas y aminoácidos, lípidos, fosfolípidos, triglicéridos, carbohidratos, enzimas, ADN y ARN (Trifunović *et al.*, 2015).

Se ha documentado que los radicales libres afectan a diferentes biomoléculas, específicamente estas especies reactivas oxidan los bloques de construcción produciendo algunas modificaciones estructurales como:

- a) Las proteínas sufren cambios en su estructura, actividad y función; provocando daño oxidativo, por lo tanto, deterioro en la actividad hormonal y enzimática debido a modificaciones estructurales (incremento de producción de grupos carbonilo), diversas interacciones (asociación de fragmentos proteicos por

entrecruzamiento de enlaces disulfuro), rupturas de enlaces peptídicos, incremento de la hidrofobicidad (Kunwar y Priyadarsini, 2011).

- b) Los ácidos grasos poliinsaturados (PUFA) son oxidados por los radicales libres, sufriendo lipoperoxidación; reacción donde los PUFA ceden sus electrones a los radicales libres; esto provoca el mayor daño en la célula modificando su estructura y en consecuencia la permeabilidad y estabilidad de la membrana (Kaminsky y Zhivotovsky, 2014).
- c) Los radicales libres al interaccionar con el ADN, dañan la información genética. Investigaciones recientes demuestran que el daño oxidativo en el ADN es causado principalmente por el radical hidróxilo ($\text{OH}^\bullet$); este conduce a modificaciones en la desoxirribosa, provocando la liberación de las bases nitrogenadas unidas a este azúcar; lo que termina en mutaciones, reordenamiento cromosómicos, activación e inactivación de genes, que dañan la biosíntesis del ADN (Kaminsky y Zhivotovsky, 2014).

4.4. Radicales libres

Existen diversas definiciones de los radicales libres (RL); algunos autores las definen como moléculas inestables, muy reactivas debido a que poseen átomos que tienen un electrón libre (desapareado) con la capacidad de aparearse y buscan el electrón faltante para formar moléculas estables (Pendyala *et al.*, 2008; Maldonado *et al.*, 2011).

Lobo *et al.* (2010) definen a los radicales libres como especies capaces de existir independientemente que poseen un electrón desapareado en un orbital atómico; lo que les confiere propiedades particulares ya que pueden ser donadores o aceptores de electrones de otras moléculas; por lo tanto se comportan como agentes oxidantes o reductores.

También, se definen como potentes oxidantes citotóxicos (o especies tóxicas) que poseen uno o más electrones desapareados, por lo que son muy reactivos, lo que hace que sean agentes muy dañinos y ocasionan daño a las células, su vida media es muy corta, tiempo suficiente para iniciar diversas reacciones en cadena (Poljšak y Dahmane, 2012; Lushchak, 2014).

La formación de los radicales libres se puede provocar por la transferencia electrónica, es decir, la cesión de un electrón a una molécula; por ruptura homolítica de un enlace covalente de una molécula, de manera que cada fragmento obtenido conserva uno de los electrones apareados del enlace (Maldonado *et al.*, 2011).

4.4.1. Clasificación y generación de radicales libres

Dentro de los radicales libres se encuentran a las especies reactivas de oxígeno (conocidas como ROS, por sus siglas en inglés), especies reactivas de nitrógeno (NOS) también a los radicales que tienen cloro, azufre o bromo (Cuadro 3). Se destacan el radical hidróxilo, el anión superóxido ($O_2^{\bullet-}$), el peróxido de hidrógeno (H_2O_2), peroxinitrito ($ONOO^-$), óxido nítrico ($NO^{\bullet}$), entre otros (Trifunović *et al.*, 2015)

Cuadro 3. Ejemplo de radicales libres (RL) y su vida media a temperatura corporal (37 °C).

RADICALES LIBRES					
Especies Reactivas del Oxígeno (ROS)		Vida media (s)	Especies Reactivas del Oxígeno (NOS)		Vida media (s)
$O_2^{\bullet}$	Anion superóxido	$>10^{-6}$	NO	Óxido nítrico	$>1^{-10}$
$HO_2^{\bullet}$	Perhidroxilo	Inestable			
$HO^{\bullet}$	Radical hidróxilo	10^{-9}	$NO_2^{\bullet}$	Dióxido de nitrógeno	-
$RO^{\bullet}$	Radial alcóxilo	10^{-6}			
$HO_2^{\bullet}$	Peroxilo	10^{-2}	$ONOO^{\bullet}$	Peróxinitrito	0.05-1
NO RADICALES					
H_2O_2	Peróxido de hidrógeno	Inestable	HNO_2	Radical nitroso	-
O_2	Oxígeno simple	10^{-2}			
O_3	Ozono	$>10^{-6}$	N_2O_4	Tetraóxido de dinitrógeno	-
1O_2	Oxígeno singulete	$>10^{-6}$			
$LOOH$	Hidroperóxido lipídico	-	N_2O_3	Trióxido de nitrógeno	-
$Fe = O$	Complejo hierro-oxígeno	-			
$HOCl$	Hipoclorito	-	$ROONO$	Alquilperoxinitrilos	-
$HOCl$	Ácido hipocloroso	-			

Franco y Moure (2010); Bhattacharjee (2010); Cano-Europa *et al.* (2015).

La producción de los radicales libres es parte del metabolismo regular de cada célula y tejido. Los radicales libres poseen una vida media corta, tiempo suficiente para causar alteraciones en tejidos y membranas; la producción de especies oxidantes no se da exclusivamente para provocar daños, es decir, el cuerpo los produce en cantidades moderadas para luchar contra bacterias y virus (Maldonado *et al.*, 2011; Halliwell, 2012; Lee *et al.*, 2012; Trifunović *et al.*, 2015).

La literatura reporta diversas funciones de los radicales libres como mediadores fisiológicos (regulación del tono vascular, percepción de la presión del oxígeno, regulación de funciones que son controladas por la concentración de oxígeno, potencian la transducción de señales intracelulares de las membranas, incluyendo el receptor del antígeno de linfocitos; participan en el mantenimiento

del sistema REDOX (reacciones de oxidación/reducción); son mediadores de la síntesis de prostaglandinas, colesterol y hormonas esteroideas; participan en la hidroxilación de aminoácidos como lisina y prolina para la biosíntesis de colágeno) (Maldonado *et al.*, 2011; Lushchak, 2014).

Bajo condiciones normales el organismo produce pro-oxidantes que se encuentran en equilibrio con las defensas antioxidantes (antioxidantes endógenos) (Lobo *et al.*, 2010). Cuando se incrementa la producción de agentes oxidantes y se disminuyen los niveles de antioxidantes se puede provocar daños a los tejidos, y por lo tanto, la aparición de múltiples enfermedades (Pietta *et al.*, 2008; Pendyala *et al.*, 2008; Lobo *et al.*, 2010; Rolo *et al.*, 2012). La sobreproducción de radicales libres puede deberse a diversos factores:

- a) Factores internos: entre los que se encuentran los desórdenes metabólicos, la cadena respiratoria, la fagocitosis, inflamación, la síntesis de prostaglandinas, isquemia, condiciones patológicas, metabolismo de ácido araquidónico, plaquetas, macrófagos, neutrófilos, algunas enzimas que indirectamente producen radicales libres como xantina oxidasa (Lobo *et al.*, 2010).
- b) Factores externos como el tabaquismo, contaminación, medicamentos, radiación ultravioleta (UV), rayos X, ozono, químicos, microorganismos patógenos, disolventes industriales, toxinas, ejercicio excesivo, ciertas drogas, plaguicidas, entre otros (Sen *et al.*, 2010).

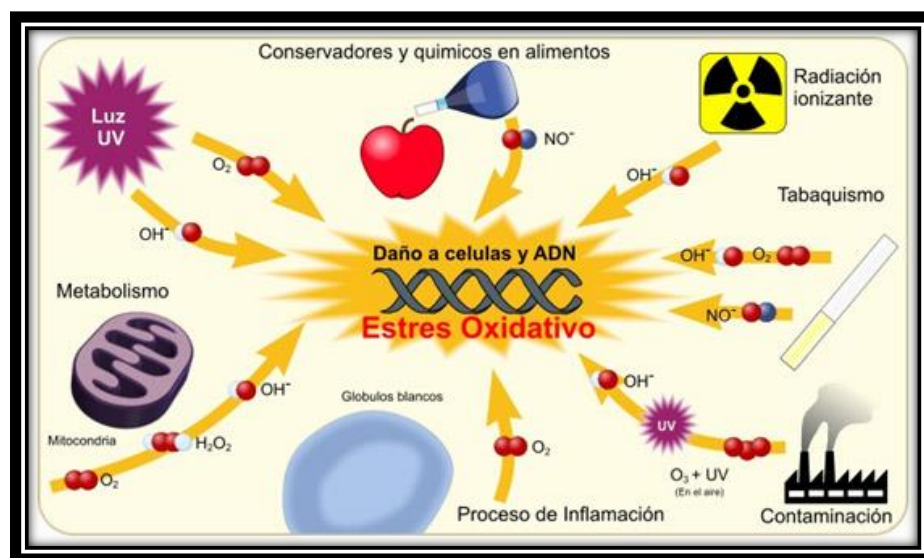
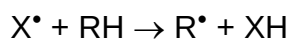


Figura 2. Generación de radicales libres (Pendyala *et al.*, 2008).

4.4.2. Mecanismo de acción de los radicales libres

El mecanismo de acción de los radicales libres a una molécula biológica, iniciación la formación de un radical libre al extraerse un átomo de hidrógeno o un electrón a una molécula biológica. Este mecanismo ocurre principalmente en grasas, aceites y ceras (Maldonado *et al.*, 2011; Rufino *et al.*, 2011); principalmente en los ácidos grasos (linoleico, linolénico) y lípidos (fosfolípidos, di- y triglicéridos) presentes en la membrana celular. Las etapas del mecanismo de formación de radicales libres son las siguientes:

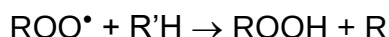
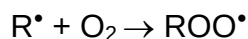
1. Iniciación: especies reactivas como el radical hidroxilo extraen un átomo de hidrógeno del lípido, formando un radical libre lipídico de las propias moléculas, iniciando la degradación éstos



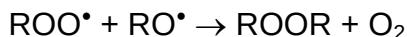
2. Iniciación secundaria: en esta etapa se dan rompimientos homolíticos de hidroperóxidos, generando el radical lipídico, las cuales son reacciones de baja energía que son catalizados por iones metálicos en aceites comestibles.



3. Propagación: el radical lipídico ($\text{R}^\bullet$) formado en la etapa de iniciación, reacciona rápidamente con el oxígeno para dar lugar a un radical peróxilo ($\text{ROO}^\bullet$), el cual atacara otra molécula de lípido (RH) y quita un átomo de hidrógeno de un ácido graso adyacente formando hidroperóxidos (ROOH) y un nuevo radical lipídico ($\text{R}^\bullet$), que inicia nuevamente la etapa de propagación (Rojano *et al.*, 2008). La reacción en cadena de los radicales libres provocan daños en los fosfolípidos de las membranas celulares (Dorado *et al.*, 2003).



4. Terminación: esta ocurre cuando los radicales libres se combinan, para formar moléculas estables con niveles electrónicos completos.



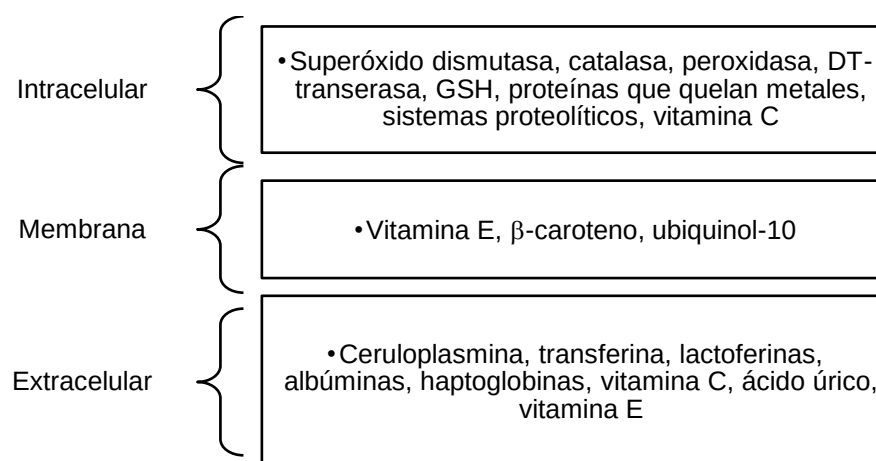
Como podemos ver los radicales libres producen diversas alteraciones en las biomoléculas; afectando su función, generan lesiones al DNA, alteran la

permeabilidad celular (oxidación lipídica), por consiguiente alteraciones intra y extracelulares necrosis, apoptosis (Patel *et al.*, 2010) lo que conduce al deterioro y/o muerte celular: Estas alteraciones se relacionan con diversas fisiopatologías como el cáncer, arteroesclerosis, artritis, enfermedades neurodegenerativas (Parkinson y Alzheimer), diabetes Mellitus tipo II, enfermedades cardiovasculares, envejecimiento, entre otras (Sen *et al.*, 2010; Chew *et al.*, 2012).

4.5. Clasificación de sustancias antioxidantes

En circunstancias normales, las células de mamíferos poseen una amplia gama de defensas antioxidantes.

- a) Según el sitio de acción: actúan en un sitio en particular de la célula (Cuadro 4) (Venereo *et al.*, 2002).



Cuadro 4. Sitio de acción de algunos antioxidantes (Venereo *et al.*, 2002).

- b) Según su origen, los antioxidantes pueden ser enzimáticos o endógenos, exógenos y no enzimáticos (Cuadro 5). Entre los primeros encontramos a los que produce la célula y que actúan en defensa del organismo; y los

exógenos están los compuestos que consumimos a través de los alimentos como: frutas, verduras, granos, frutos secos, leguminosas y especias (Dasari *et al.*, 2013; Nasri y Rafieian-Kopaei, 2013; Coronado *et al.*, 2015).

Cuadro 5. Clasificación de los antioxidantes según origen.

SISTEMA ANTIOXIDANTE		
ENDÓGENO	NO ENZIMÁTICOS	EXÓGENO
Superóxido dismutasa [SOD]		Polifenoles (flavonas, flavonoles, isoflavonas)
Catalasa [CAT]		Antocianinas
Glutación peroxidasa [GPx]		Licopeno
La ubiquinona		Proantocianinas
La transferrina		Estilbenos
Ceruloplasmina	Glutación (GSH)	Quinonas
Lactoferrina	Coenzima Q	Tocotrienoles
Albúmina	Ácido tiotico	Coumarinas
La bilirrubina		Vitamina E y C
Ácido úrico		Caroteno
Melatonina		Oligoelementos (Se, Zn, Mg y Cu)
Ácido úrico		
Macros y microelementos (Zn y Se)		

Elaboración de acuerdo a Oxilia *et al.* (2010); Chehue *et al.* (2013).

Entre los antioxidantes más eficaces debido a las funciones protectoras contra radicales libres se encuentran las vitaminas E y C, carotenoides, flavonoides y ácidos fenólicos; Las vitaminas E y C neutralizan el oxígeno singlete y los peróxidos, además capturan O_2 y radicales libres de hidroxilo; los β -carotenos también neutralizan el oxígeno singlete (Córdova *et al.*, 2009; Cano-Europa *et al.*, 2015).

- c) Según su estructura química: se clasifican en terpenos (carotenoides y licopenos) y polifenoles (ácidos fenólicos, flavonoides, taninos, lignanos, cumarinas, aminofenoles, estilbenos, quinonas) (Román, 2010).

4.5.1. Minerales antioxidantes

Algunos minerales se encuentran dentro de la clasificación de antioxidantes exógenos (Cuadro 4). Se presentan en cantidades traza; sin embargo, juegan un papel importante en el metabolismo. Entre los minerales que se consideran antioxidantes se mencionan los siguientes:

- a) Selenio (Se): se puede encontrar tanto en forma orgánica (selenocisteína y selenometionina) como inorgánica (selenita) en el organismo humano. Es importante mencionar que no actúan directamente sobre los radicales libres; sin embargo, se consideran antioxidantes debido a que son parte indispensable de la mayoría de las enzimas antioxidantes (metaloenzimas, glutatión peroxidasa) (Carocho y Ferreira, 2013).
- b) Zinc (Zn): es un mineral que es esencial en diversas rutas metabólicas, no ataca directamente a radicales libres, pero es un inhibidor de las NADPH oxidasas que catalizan la producción del radical oxígeno, ya que usa al NADPH como donante de electrones del oxígeno singlete. También se encuentra presente en la superóxido dismutasa, una enzima antioxidante endógena que convierte el radical peróxido de hidrógeno en oxígeno singlete. El Zn además, induce la producción de metalotioneína que elimina el radical hidróxilo. Es importante mencionar que el Zn compite contra Cu al unirse a la pared celular, disminuyendo de esta forma la producción de radicales hidróxilo (Carocho y Ferreira, 2013).
- c) Algunos otros minerales también son componentes de enzimas antioxidantes. La superóxido dismutasa depende de Mn, Cu y Zn; la

calatasa del Fe. El Mg está presente en las mitocondrias y es importante en la transferencia de energía (de Moraes Barros *et al.*, 2012).

4.5.2. Antioxidantes exógenos

★ Compuestos fenólicos

Son compuestos mayoritarios que se caracterizan por tener en su estructura al menos un anillo aromático con uno o más grupos hidroxilo (Figura 3), también se les conoce como metabolitos secundarios. Se han reportado alrededor de 8000 compuestos fenólicos que se encuentran distribuidos en todo el reino vegetal; pueden ser simples, de bajo peso molecular, o complejos de varios anillos formando las estructuras de los compuestos llamados taninos hidrolizables o condensados (Genena *et al.*, 2008; Crozier *et al.*, 2009; Ferrazzano *et al.*, 2010).

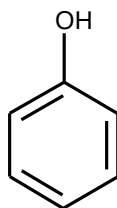
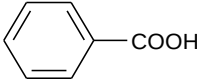
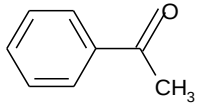
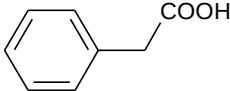
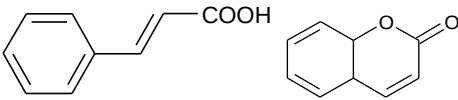
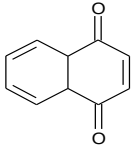
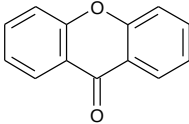
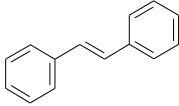
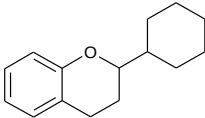


Figura 3. Estructura base de los fenoles (Chehue *et al.*, 2013).

Se clasifican de acuerdo al número y disposición de los átomos de carbono; comúnmente se encuentran conjugados con azúcares y ácidos orgánicos (Cuadro 6). Los tres principales grupos de los compuestos fenólicos son: los flavonoides, ácidos fenólicos y taninos, que poseen actividad antioxidante. Se consideran compuestos beneficiosos a la salud debido a que reducen el riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas por sus

propiedades biológicas (antidiabéticos, anticancerígenos, neuroprotectores, antiinflamatorios, antimicrobianas y antioxidantes. En los alimentos, los polifenoles contribuyen con el sabor, color, astringencia, estabilidad y la oxidación, por ello se encuentran estrechamente relacionados con la calidad nutricional de vegetales (Genena *et al.*, 2008; Karakaya y Nehir, 2008; Crozier *et al.*, 2009; Repo-Carrasco-Valencia *et al.*, 2010). Algunos estudios revelan la relación directa que existe entre la actividad antioxidante y el contenido de polifenoles en los extractos vegetales, (Aquil *et al.*, 2006; Choe y Min, 2009).

Cuadro 6. Estructura básica y esqueletos de los compuestos fenólicos.

Clasificación de fenoles	Esqueleto	Estructura base
C_6-C_1	Ácidos fenólicos	
C_6-C_2	Acetofenonas	
C_6-C_2	Ácido fenilacético	
C_6-C_3	Ácidos hidroxicinámico, cumarinas	
C_6-C_4	Naftoquinonas	
$C_6-C_1-C_6$	Xantonas	
$C_6-C_2-C_6$	Estilbenos	
$C_6-C_3-C_6$	Flavonoides	

(Crozier *et al.*, 2009).

★ Flavonoides

Los flavonoides son compuestos fenólicos, algunos responsables de la coloración de frutas y vegetales (antocianidinas), se conocen alrededor de 8000 compuestos. Son estructuras de bajo peso molecular y su esqueleto de difenilpropanoide ($C_6-C_3-C_6$) está constituido por dos anillos (A y B), unidos por el anillo C (Figura 4) (Gonzalo y Alonso, 2002; Gupta *et al.*, 2010).

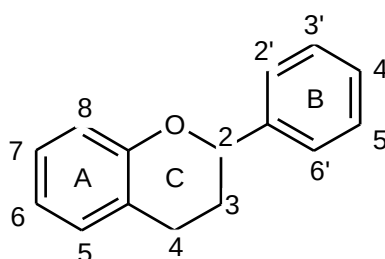


Figura 4. Esqueleto estructural de los flavonoides (Gonzalo y Alonso, 2002).

Los flavonoides constituyen una amplia familia de compuestos que se dividen en: flavonas, flavanonas, isoflavonas, flavonoles, flavanonoles, flavan-3-oles y antocianidinas, su potencial antioxidante depende de la presencia de los grupos hidroxilos ubicados en los anillos A y B, de los dobles enlaces entre C_2 y C_3 y de OH en C_3 (Figura 5). Las fuentes vegetales con el mayor contenido de flavonoides se muestra en el Cuadro 7 (Gupta *et al.*, 2010).

Cuadro 7. Principales fuentes de algunos flavonoides.

SUBGRUPO	FLAVONOIDES	FUENTES NATURALES
Flavonol	Quercetina, kaempferol	Cebolla, brócoli, manzana, te, vino rojo
Flavona	Dismantina	Tomillo, perejil
Flavonona	Naringenina	Cítricos
Antocianidinas	Pelargonidina	Cerezas, uvas
Isoflavonas	Genisteina	Soya, leguminosas
Flavanol	Catequina, epicatequina	Uvas

Gupta *et al.* (2010); Chehue *et al.* (2013).

Los flavonoides y las antocianidinas se encuentran en mayor concentración en flores y frutos; sin embargo, también se distribuyen en semillas, madera, raíz, hojas, tallos, órganos de almacenamiento y granos; en las plantas actúan como antioxidantes, antimicrobianos, fotoreceptores, atractores visuales y como mecanismo de defensa contra herbívoros (repelentes); también se caracterizan por poseer una alta afinidad para unirse a proteínas, hormonas, ácidos nucleicos y a iones metálicos divalentes, poseen la capacidad de catalizar el transporte de electrones y captan radicales libres. Estas propiedades dan lugar a una gran cantidad de efectos biológicos que incluyen actividad antialérgica, antiviral, antibacteriana, antiinflamatorio, antineoplásico, antifúngico, antioxidante, antialérgico, hepatoprotector y vasodilatador (Gonzalo y Alonso, 2002; Pietta *et al.*, 2008; Gupta *et al.*, 2010; Aguilera *et al.*, 2011; Vázquez-Flores *et al.*, 2012).

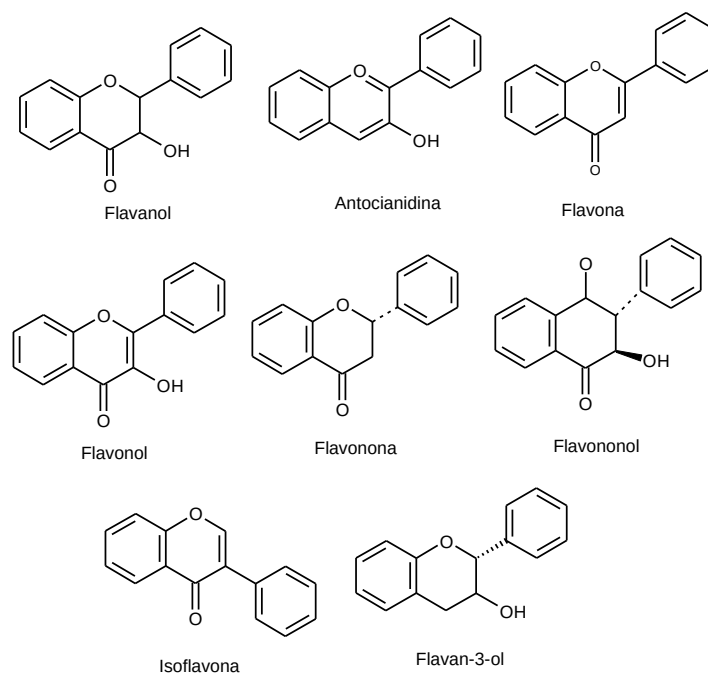


Figura 5. Clasificación de los flavonoides (Pietta *et al.*, 2008; Román, 2010).

★ Taninos

Los taninos hidrolizables son polímeros polifenólicos de un alto peso molecular (500 a 300), son ésteres formados por una molécula de azúcar (regularmente glucosa) unida a un número variables de moléculas de ácidos fenólicos (ácido gálico o elágico) (Frazier *et al.*, 2010; Patra y Saxena, 2010). La estructura química de este tipo de taninos se muestra en la Figura 6.

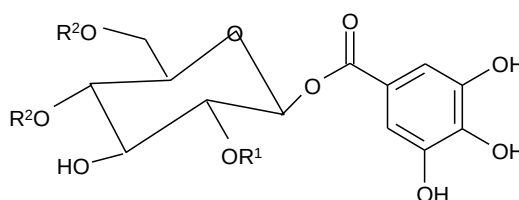
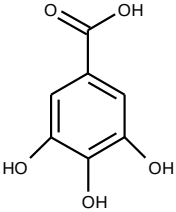
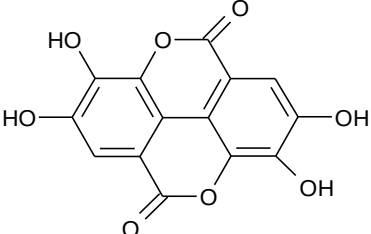
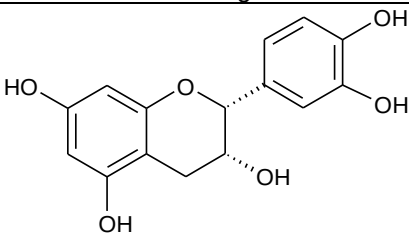
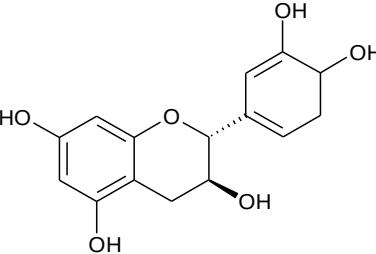


Figura 6. Estructura básica de los taninos hidrolizables (Vázquez-Flores *et al.*, 2012).

Los taninos tienen la capacidad de formar complejos con proteínas principalmente por la presencia de grupos hidroxilo fenólicos, se encuentran en forrajes, arbustos, legumbres, cereales y granos, se distribuyen en toda la planta (tallo, madera, hojas, semillas). La clasificación de los taninos se muestra en el Cuadro 8; así como algunos ejemplos y su fuente en los alimentos (Crozier *et al.*, 2009; Frazier *et al.*, 2010; Patra y Saxena, 2010; Olivas-Aguirre *et al.*, 2015). En las plantas actúan como mecanismo de defensa contra herbívoros y se pueden encontrar en altas concentraciones en las capas celulares externas de las frutas poco maduras (Salminen y Karonen *et al.*, 2011; Goel y Makkar, 2012).

Cuadro 8. Clasificación y ejemplos de taninos.

Tipo de taninos	Estructura	Fuente
Hidrolizables	 Acido gálico	Te negro y en la piel de uvas.
	 Ácido elágico	
	 Epicatequina	
Condensados o proantocianidinas	 (+) - catequina	Vino, café, té, espinacas, pasas.
		Té negro, verde, cacao.

Salminen y Karonen *et al.* (2011).

El contenido de taninos varía entre frutas y hortalizas y su concentración depende de factores ambientales, genéticos y el estado de maduración de fruto o planta (Vázquez-Flores *et al.*, 2012).

Los taninos poseen propiedades astringentes, vasoconstrictoras, antimicrobianas, antivirales, antifúngicas e hipoglucemiantes; poseen actividad

antioxidante ya que son secuestradores de radicales libres e inhiben la oxidación de tejidos (Frazier *et al.*, 2010; Vázquez-Flores *et al.*, 2012).

En la industria los taninos condensados se emplean en la fabricación de adhesivos y resinas, en cambio los taninos hidrolizables por sus propiedades antioxidantes y su habilidad de formar complejos con proteínas se aprovechan en la industria de los alimentos, para remover impurezas proteínicas, en la maduración y conservación de los alimentos y en la clarificación del vino. En la industria farmacéutica se emplean como antídoto por intoxicaciones (de metales pesados y alcaloides) poseen propiedades astringentes, antisépticas, antidiarreicas, cicatrizantes, protectoras, antioxidantes e hipocolesterolémicas. En la industria cervecera se usan como estabilizadores para aumentar la vida de anaquel del producto. Ambos tipos de taninos se emplean en la industria del cuero para incrementar las propiedades de flexibilidad y resistencia al cuero (Van Parys *et al.*, 2010; Pedraza-Bucio y Rutiaga-Quñones, 2011).

En otras áreas, como la metalúrgica se emplean en la extracción de plomo (Pb), hierro (Fe), calcio (Ca), bario (Ba) y radio (Ra) presentes en diversas soluciones, por co-precipitación con taninos y otros compuestos; también se emplean en la elaboración de tintas (Pedraza-Bucio y Rutiaga-Quñones, 2011; Goel y Makkar, 2012).

Pese a todas las propiedades benéficas que se describen a los taninos también se les considera anti-nutrientes debido a que:

- a) Disminuyen la eficacia de los alimentos, por inhibición de las enzimas digestivas y otros macronutrientes. Se ha comprobado que existe la formación de complejos entre la α -amilasa y los taninos, lo que complica la degradación, asimilación y absorción correcta de carbohidratos.
- b) Aumentan la formación del nitrógeno fecal.
- c) Actúan en la formación de complejos con las proteínas (mucinas y enzimas).
- d) Neutralizan el efecto de proteínas indispensables en la formación de músculos y buen funcionamiento del metabolismo. Los taninos las hacen no disponibles para la correcta digestión y absorción.
- e) Interactúan con minerales divalentes como el hierro no hemático, inhibiendo la absorción de los no metales, lo que representa una gran problemática en poblaciones con riesgo de padecer anemia.

Algunos estudios señalan que los efectos nocivos de los taninos depende de la cantidad que es ingerida por los consumidores y del tipo de taninos depende de la fuente de donde se obtienen (vegetales y árboles), de la edad y localización de la especie y el tejido de la especie (Van Parys *et al.*, 2010; Goel y Makkar, 2012; Vázquez-Flores *et al.*, 2012).

4.6. Mecanismo de acción de los antioxidantes

Los antioxidantes tienen efectividad debido a que son capaces de donar electrones a los radicales libres, neutralizando sus efectos adversos. En general un antioxidante puede actuar en tres niveles:

1. Prevención: manteniendo en un mínimo la formación de ROS. Como mecanismo de defensa tenemos a los antioxidantes enzimáticos (SOD, GPx, CAT) y no enzimáticos (Vitaminas C y E, carotenoides y flavonoides); conocidos como la primera línea de defensa, inactivan a los radicales libres; que evitan las reacciones en cadena (Chain-breaking) de los radicales libres (Figura 7).

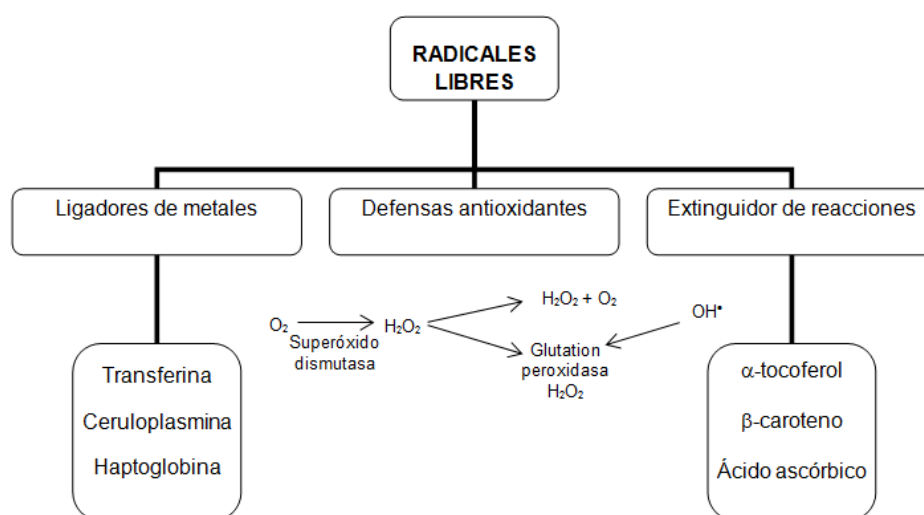


Figura 7. Mecanismos enzimático que evita la formación de radicales libres (Gómez, 2001).

- a) Rastreador o barredor: inhiben algunas reacciones negativas que se producen por efecto de los radicales libres; donan electrones y los convierten en moléculas menos reactivas. Los antioxidantes buscan especies reactivas mediante el uso de moléculas catalíticas (ácido ascórbico o α -tocoferol).
- b) Reparación: ofreciendo mantenimiento y reparación a las moléculas dañadas; (glutathión, GSH) (Lobo *et al.*, 2010; Kunwar y Priyadarsini, 2011).

Por lo tanto, la capacidad antioxidante está dada por mecanismos a través de los cuales la célula anula la reactividad y/o inhibe la generación de radicales libres; esta se puede cuantificar a través de varios métodos *in vitro* como: los métodos ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico), DPPH (2,2- difenil-1-picril-hidrazilo), DMPD (dicloridrato de N,N-dimetil-p-fenilendiamina), FRAP (poder antioxidante reductor del hierro), ORAC (capacidad de absorción de radicales de oxígeno). *In vivo* como: determinación de la capacidad reductora de Fe en plasma, estimación de la glutatión (GSH) o estimación de glutatión peroxidasa (GSHPx) (Alam *et al.*, 2013).

En los últimos años se ha incrementado el número de artículos con extensa información acerca de los estudios *in vitro* e *in vivo* que exploran el potencial antioxidante de los metabolitos de diversas especies vegetales alimenticias, que juegan un papel preventivo de enfermedades cardiovasculares e inmunológicas (Das *et al.*, 2012).

4.7. Antecedentes de las plantas alimenticias

Una gran variedad de plantas eran consumidas por nuestros antepasados; sobre todo si su lugar de origen era rural. En alguna época la cosecha de estas hortalizas constituían una alternativa alimentaria y una fuente económica, ya que aminoraba el gasto de la comida en épocas de lluvia cuando crecían regularmente.

La falta de conocimiento, promoción y difusión de estas plantas alimenticias entre los jóvenes, sobre todo de regiones urbanas; hace que con el tiempo su

uso y consumo vaya disminuyendo y se ha limitado solo a algunas regiones; por ello hoy en día es de vital importancia contribuir con trabajos que exploren los beneficios de estos recursos alimentarios, que probablemente si no se rescatan no serán promovidos como cultivo y en consecuencia desaparecerían de las dieta mexicana.

Hoy en día no existen trabajos que exploren y sistematicen los conocimientos para reconocer el gran contenido nutricional, nutrimental y antioxidante de un gran número de especies vegetales alimenticias. Entre las plantas comestibles de gran tradición en diversas regiones de México se encuentran los quelites, las verdolagas, los berros, los romeritos, los huauzontles, los quelites, los quintoniles, el papaloquelite, el guaje, entre otras, algunas con gran valor nutricional (Mera-Ovando *et al.*, 2014).

4.7.1. Guaje verde (*Leucaena leucocephala*) y rojo (*Leucaena esculenta*)

Leucaena leucocephala comúnmente se conoce como guaje verde, o huaje, liliaque o liliak (totonaca), guash en Puebla y algunas regiones de Veracruz, huaxim, xaxim en la península de Yucatán.

Reino: *Plantae*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Familia: *Fabaceae*

Género: *Leucaena*

El guaje (Figura 8) es una especie originaria de la Península de Yucatán y del Istmo de Tehuantepec, es ampliamente cultivado en México (Grether *et al.*, 2006).



Figura 8. Imágenes de *Leucaena leucocephala* (guaje verde).
a) vaina y semilla, b) semillas y c) vainas en árbol.

Leucaena esculenta comúnmente conocida como guaje rojo (Figura 9) o colorado (Guerrero, Puebla o Morelos), guaje de castilla, oaxin, hueyoaxin (náhuatl, Guerrero), guashi, efi (otomí, Hidalgo), diiwa (mixteca, montaña de Guerrero), ndwa-cua (mixteca, Oaxaca) (Arriaga, 1991; Zárate, 1994).

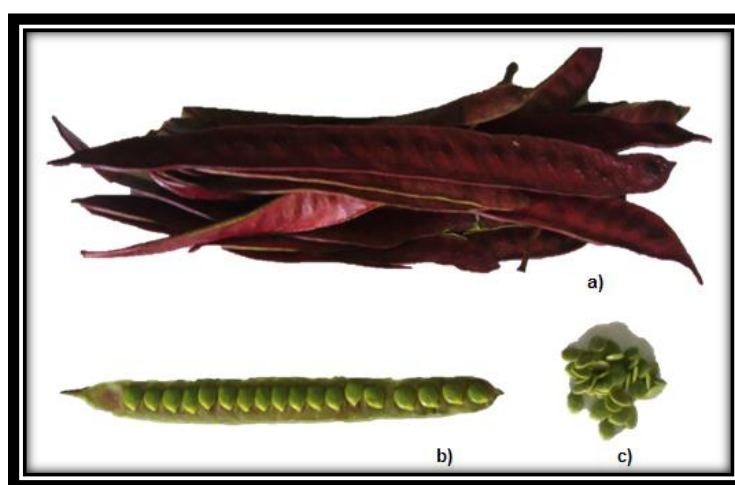


Figura 9. Imágenes de *Leucaena esculenta* (guaje rojo).
a) vaina, b) vaina y semillas y c) semillas.

La principal diferencia radica en la forma de las semillas, las del guaje verde son elípticas y aplanadas de 0.5 a 1 cm de largo y de 1.2 a 2.3 cm de ancho, cuando están tiernas son verdes y se tornan café brillante cuando están madurando, en cambio las semillas de guaje rojo son cilíndricas y su testa se torna ligeramente rojiza cuando están madurando, las semillas en la vaina de ambas especies se encuentran dispuestas en forma transversal. Cada vaina contiene entre 15 y 30 semillas cubiertas de cera lo que retarda la absorción del agua durante el proceso de germinación (Figura 10).



Figura 10. Forma de las semillas de a) guaje verde y b) guaje rojo.

Los árboles son de crecimiento rápido, su altura varía según la variedad, pero pueden medir desde 1 m hasta los 20 m de altura; el diámetro del tronco oscila entre los 15 y 40 cm. El follaje, la floración y la fructificación pueden ocurrir durante todo el año, pero depende en gran medida de la disponibilidad de agua del terreno. El cultivo crece en suelos casi a nivel del mar hasta los 1500 m, preferentemente en suelos calizos y/o arcillosos con temperaturas elevadas e insolación directa, soporta las heladas; sin embargo, el árbol se ve afectado por

las temporadas frías; además este cultivo se adapta a suelos con pH ligeramente ácido (Zárate, 1994; Martínez, 1994).

Los usos de estas especies son variados se consumen las semillas como parte de su alimentación en los estados como Guerrero, Oaxaca, Morelos y Puebla debido a su alto contenido de vitamina A y proteína. En la Península de Yucatán son empleados con fines medicinales, en Veracruz los árboles son empleados como cerca viva para resguardar otros cultivos, controlar la erosión, conservar el agua y mejorar el suelo; en otros estados se utiliza como forraje para el ganado. La madera se emplea como leña, carbón, celulosa (en la fabricación de papel) y en la preparación de construcciones; la flor se utiliza para la elaboración de aceites aromáticos. La cosecha de las vainas se da entre diciembre y mayo (Parrota, 1992; Zárate, 1994; Gamal-Eldeen *et al.*, 2007; Benítez-Bahena *et al.*, 2010).

En la medicina tradicional, las ramas del árbol se emplea en infusión para aliviar el reumatismo, a las semillas se les atribuyen efectos benéficos contra el dolor estomacal y diarrea, además ayudan al proceso de digestión (Chanwitheesuk *et al.*, 2005).

El guaje rojo y verde se distribuye principalmente en los estados de Guerrero, Morelos y Oaxaca; y en menor proporción en Jalisco, Puebla, Hidalgo, Veracruz, Querétaro, Oaxaca y Chiapas (Cuadro 9). La Producción de guaje resulta ser una buena alternativa económica para los productores de la región, además de que constituye parte de la dieta de la población.

Cuadro 9. Estados productores de guaje.

Estado	Superficie Sembrada (ha)	Superficie cosechada (ha)	Producción (ton)	Rendimiento (ton/ha)	Valor de producción (miles de pesos)
Morelos	467.70	467.70	7377.65	15.77	28289.22
Puebla	268.00	262.00	781.08	2.98	3,455.53
Total	735.7	729.7	3206.35	8158.73	31744.75

(SIAP, 2016).

En general, las leguminosas han llamado la atención entre los investigadores y científicos debido a la gran variedad de compuestos que ayudan a prevenir la aparición de algunas enfermedades (cáncer, obesidad, diabetes y enfermedades cardiovasculares).

4.7.2. Huauzontle (spp.)

La palabra huauzontle proviene del náhuatl “huauzontli” (huautli-bledo-, tzontli –cabello-) que significa bledo de cabello, buena vida o vida fuerte (Figura 11). Entre la población rural le llaman huauhzontle, huanzontle, guausoncle o quelite manteca. Esta planta comestible es nativa de Norteamérica y se distribuye por todo el continente americano (García, 2012).

Reino: *Plantae*

División: *Angiospermas*

Clase: *Dicotyledoneas*

Familia: *Chenopodiaceas*

Género: *Chenopodium*



Figura 11. Inflorescencias de huauzontles (*Chenopodium* spp.).

Esta planta alcanza 1.6 m de altura, crece en regiones con climas semicálidos a una altura de 1700 a 2100 m. Son tallos con crecimiento erecto, prominente y cilíndrico; presenta diversidad de tonalidades con un intenso color verde, púrpura y amarillo, las puntas de las hojas no tienen una forma definida, son triangulares, alternas, astadas, onduladas y pecioladas, llegan a presentar de 3 a 12 dientes, miden de 1.2 a 12 cm de largo y 0.5 a 7 cm de ancho (de la Cruz, 2010; García, 2012).

La temperatura mínima de crecimiento del huauzontle es 5 °C; sin embargo, llega a soportar temperaturas bajo cero por un periodo corto; en cuanto al suelo esta especie vegetal suele ser exigente, ya que el terreno donde crece debe ser fértil, húmedo, rico en materia orgánica y nitrógeno. Los estados con la mayor producción de la hortaliza son Guerrero, Puebla, Tlaxcala, Estado de México y la Ciudad de México. El Cuadro 10 muestra los estados con la mayor producción de huauzontle, se reporta una producción de 3206 t al año con un valor de producción de 9756.30 miles de pesos.

Cuadro 10. Estados productores de huauzontle.

Estado	Superficie Sembrada (ha)	Superficie cosechada (ha)	Producción (ton)	Rendimiento (ton/ha)	Valor de producción (miles de pesos)
Guerrero	3	3	5.4	1.8	45.9
Puebla	273	273	3026.95	11.09	8749.28
Tlaxcala	15	15	174	11.6	961.2
Total	291	291	3206.35	23.15	9756.38

(SIAP, 2016).

El huauzontle es un cultivo de vital importancia cultura en algunas regiones del país, ya que junto con el maíz, frijol, amaranto y chíá, constituían uno de los principales cultivos que alimentaban a los aztecas en época de Moctezuma (García, 2012). Por lo regular se consumen las hojas, flores y semillas en diversos guisos, aporta a la dieta vitamina A, calcio y fibra. En la medicina tradicional, se emplea como laxante.

4.7.3. Quelites (spp.)

Se conocen con el nombre de quelites a varias plantas de la familia botánica Quenopodiceas; las cuales presentan diversos tamaños y formas (Figura 12).

Reino: *Plantae*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Familia: *Chenopodiaceae*

Género: *Chenopodium*

Los quelites son considerados especies arvenses o plantas rastreras, fueron un recurso altamente valorado por nuestros antepasados aztecas. El nombre del quelite deriva del náhuatl “quilitl” que significa “hierba comestible o verdura”;

algunas alcanzan hasta 1 m de altura, producen una gran cantidad de semillas; se pueden aprovechar para el consumo humano o como forraje (quelite de agua o morado). El crecimiento de esta hortaliza es anual y se da principalmente en regiones con climas templados y cálidos, por lo general crece en campos cultivados o silvestres y en cualquier tipo de suelo o a las orillas de canales y ríos (Bye y Linares, 2000).

Los quelites son plantas recolectadas en las áreas de otros cultivos mediante tecnología tradicional. Alrededor de 350 especies vegetales son consideradas quelites y de esta gran variedad solo se reportan para consumo humano alrededor de 15 especies (Bye y Linares, 2000; Carballo *et al.*, 2010; Mera-Ovando *et al.*, 2014).



Figura 12. Hojas y tallo de quelites (*Chenopodium* spp.).

El papel de los quelites en la alimentación fue importante a partir del desarrollo de la agricultura (más de 10 000 años). En México hay registros de su uso a partir del siglo XVI (Castro *et al.*, 2011a; McClung de Tapia *et al.*, 2014). En

regiones rurales su consumo se da al inicio del ciclo agrícola y comienza en la época de lluvia (Bye y Linares, 2000).

El cultivo comercial de esta especie vegetal es difícil para beneficios económicos; ya que es importante no dejar que alcance la totalidad de su desarrollo, debido a que adquiere características poco deseables al paladar, su tallo se torna fibroso y de sabor amargo; debido a ello debe cortarse antes de que los tallos endurezcan y se desarrollen las flores (Vázquez y Vázquez, 2007).

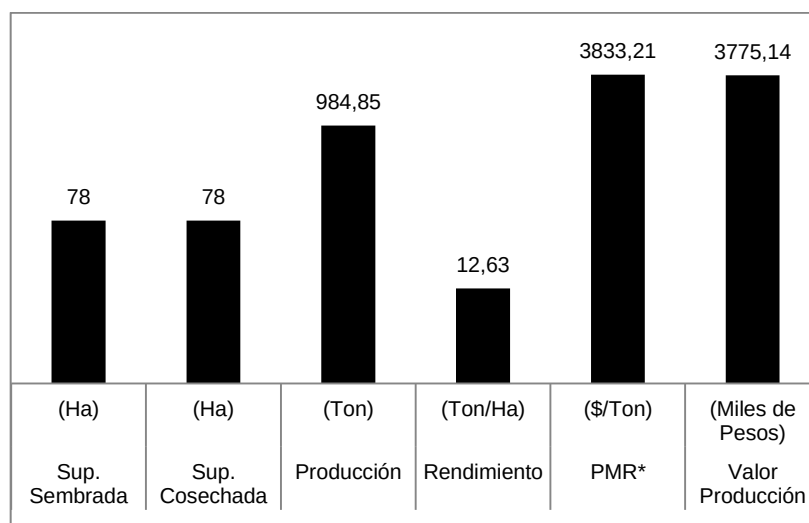


Figura 13. Producción de quelites en México en el 2014
*Precio Medio Rural (SIAP, 2016).

Los principales productores de quelites en México son Baja California y Sonora, la Figura 13 muestra los registros del 2014 de las superficies sembradas y cosechadas, con un rendimiento de 12.63 t ha⁻¹.

En la medicina tradicional se ha empleado como analgésico local en el caso de malestares dentales, dolor de cabeza y oídos; también se ha aprovechado su elevado contenido de aceites esenciales volátiles en la industria de perfumes y

de plaguicidas, debido a que sus hojas presentan un olor característicamente fuerte (Ramos- Gómez, *et al.*, 2011; SINAREFI, 2016).

Existen pocos trabajos que señalen el aprovechamiento etnobotánico de los quelites. Los tarahumaras en Chihuahua conocen y emplean alrededor de 120 especies de quelites; de las cuales 10 son consumidas de manera regular; por lo que representan elementos básicos de su alimentación. La disponibilidad de quelites a lo largo del año depende de factores como el clima y el manejo del cultivo (Castro *et al.*, 2011a; McClung de Tapia *et al.*, 2014).

Es importante mencionar que estas plantas soportan condiciones ecológicas estresantes; ya que pueden crecer en suelos salinos y/o alcalinos y resisten largos periodos de sequía. Los pocos trabajos que existen del estudio de quelites reportan contenidos nutrimentales superiores a los de otras hortalizas; son ampliamente utilizados en la gastronomía mexicana por sus aportes a la dieta aroma, sabor y color, en ocasiones son empleadas como condimento o incluso llegan a constituir el plato fuerte dentro de los hogares mexicanos (Mera-Ovando *et al.*, 2014).

4.7.4. Quintoniles (*Amaranthus* spp.)

Los quintoniles son una de las malezas mexicanas ampliamente conocidas; sin embargo, hoy en día constituyen una fuente alimenticia económica. También se le conoce como bledo en Yucatán, quelite blanco en Coahuila, quelite puerco en Hidalgo, quiltonil en Hidalgo y en la Ciudad de México.

Reino: *Plantae*

División: *Trachebionta*

Clase: *Magnoliopsida*

Familia: *Amaranthaceae*

Género: *Amaranthus*

Los quintoniles son considerados arvenses o malezas, son plantas anuales que miden hasta 0.5 m de altura, su tallo largo presenta rayas longitudinales y se ramifica conforme va creciendo, sus hojas son largas con pecíolos y bordes enteros que miden de 5 a 8 cm de largo (Figura 14). Sus flores son pequeñas de color verde y se agrupan en inflorescencias del tipo verticilo espigado, suelen ser terminales o axilares de 5 a 10 cm. Sus semillas son circulares, achatadas, brillantes y con una germinación rápida. Crecen en cualquier tipo de suelo y no necesitan gran cantidad de agua, crecen entre milpas, cafetales o huertos (Ysunza- Ogazón y Díez-Urdanivia, 1998; Castro *et al.*, 2011b).



Figura 14. Manojos de quintoniles (*Amaranthus hybridus*).

Actualmente, estas plantas crecen en todo el continente americano; sin embargo, se cree que es originaria de América del Sur donde se considera una

plaga para otros cultivos de hortalizas. Su crecimiento se da en regiones con climas cálidos o templados; por ello suele crecer hasta los 2500 msnm.

El consumo de esta especie vegetal se registra desde épocas prehispánicas, aunque también es empleada como forraje para el ganado. Su papel dentro de la alimentación es importante, ya que aporta vitaminas, minerales, aminoácidos, ácido fólico, entre otros. En la medicina tradicional se emplea la decocción de las hojas para aliviar padecimientos estomacales.

La etapa de desarrollo es importante en su consumo, cuando los quintoniles se cosechan en plántula se pueden consumir con el caldo o agua de cocción; pero cuando las tallos están maduros y hasta la floración, el agua de cocción se desecha y se consumen sazonados en aceite o manteca y acompañados de otras verduras como jitomate o cebolla (Castro *et al.*, 2011b).

4.7.5. Romeritos (*Suaeda* spp.)

Los romeritos o romerillo como se conoce comúnmente a la especie comestible *Suaeda* spp. pertenece a:

Reino: *Plantae*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Familia: *Chenopodiaceae*

Género: *Suaeda*

Romeritos es el nombre de algunas plantas comestibles que pertenecen al género *Suaeda*, representado por aproximadamente 110 especies (Figura 15). Por lo general, crece en regiones húmedas salinas y/o alcalinas. Esta especie vegetal incluye hierbas anuales o perenes, arbustos con tallos erguidos de hojas sésiles, alternas u opuestas, enteras, carnosas, aplanadas o semiteretes a teretes; flores incospicuas con perianto actinomorfo o zigomorfo irregular de 5 segmentos, verdes, succulentos que envuelven al fruto, poseen 5 estambres y de 2 a 5 estigmas. El género *Suaeda* engloba a aquellas especies polimórficas, cuya variación se debe probablemente a factores ambientales o variaciones genéticas (Noguez-Hernández *et al.*, 2013).



Figura 15. Especie vegetal comestible romeritos (*Suaeda* spp.).

A los romeritos se les considera una planta de gran importancia económica consumida desde la época prehispánica; también se conoce como romerillo o quelite salado (Espinoza y Sarukhán, 1997) el principal productor y consumidor de romeritos es Morelos y la Ciudad de México, específicamente las delegaciones Tláhuac y Xochimilco. En el 2015 se obtuvo una producción de 3

648 t. Es importante mencionar que se cultivan alrededor de 5 400 t anuales, de las cuales 900 se cosechan para semana santa (Bye y Linares, 2000; SAGARPA, 2016).

Los brotes tiernos y cocidos son consumidos entre la población mexicana de manera regular en época decembrina y pascua, ya sea acompañados de mole, nopales, camarones, salsas, etc.; y son un legado cultural importante dentro de la gastronomía mexicana (Carballo *et al.*, 2010) que ha pasado de generación en generación a través de los años. Se cultiva y consume en el Valle de México; sin embargo, a la fecha son pocos o nulos los procesos de domesticación de esta planta alimenticia, debido a que la recolección de su semilla aún se practica de manera natural en las regiones donde crece. Se conoce como una planta halófito, proteica y forrajera (Carballo *et al.*, 2010).

4.7.6. Verdolagas (*Portulaca* spp.)

Las verdolagas se conocen de diferentes formas a lo largo de la República Mexicana: acahue-cashacua (lengua tarasca) en Michoacán, sheezhe o xeedxe (zapoteco) en Oaxaca, tsutcani (otomí) en Hidalgo, xpulh (lengua totonaca) en Puebla, graviol (quecchi) en Guatemala, paxlac (quiché) en Yucatán (Ford, 1986).

Reino: *Plantae*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Familia: *Portulacaceae*

Género: *Portulaca*

Es una planta anual, herbácea y succulenta (Figura 16), crece desde los 5 cm y algunas llegan a medir 40 cm de altura, es un alimento que se consume desde la época prehispánica y constituye un elemento importante de la cocina mexicana; esta planta comestible contiene elevados niveles de ácidos grasos poliinsaturados, proteínas, vitaminas y minerales (Mera *et al.*, 2011; Vicente-Murillo *et al.*, 2014).



Figura 16. Especie vegetal verdolagas (*Portulaca* spp.).

Sus tallos son cilíndrico, rojizos y ramificados; las hojas son alternas u opuestas de 0.5 – 3 cm de largo y de 0.2 – 1.5 cm de ancho; las flores son amarillas, sésiles solas o agrupadas con 5 pétalos que pueden llegar a medir 5 mm de largo; las semillas son de color negro, granuladas de 1 mm de ancho y su germinación se prolonga hasta 10 años (Páez *et al.*, 2007; Mera *et al.*, 2010). Se conocen alrededor de 20 géneros y 400 especies; está ampliamente distribuido desde el oeste de Norteamérica, el sur de Sudamérica, África del Sur y Australia; es una planta que resiste condiciones ecológicas estresantes y la

podemos encontrar en regiones templadas y tropicales (Mera *et al.*, 2011; Mera-Ovando *et al.*, 2014).

En las diferentes especies de verdolagas además de las comestibles encontramos algunas que son de uso ornamental, las últimas de hojas planas; es importante mencionar que las verdolagas para consumo humano se puede recolectar de manera silvestre en el campo o se puede cultivar, se reconocen porque las cultivada suelen ser de mayor tamaño.

El centro de diversidad de esta especie aún es desconocido; sin embargo, México es considerado como centro de diversidad por su ámbito de maleza. Los mayores productores de verdolagas en México son los estados de Baja California Norte, Morelos y la Ciudad de México; la Figura 17 muestra la datos reportados para la superficie sembrada y cosechada en el 2014; además se observa un rendimiento de 11.58 t ha^{-1} reportado para la producción de 2014 (Ford, 1986; Páez *et al.*, 2007; Castro *et al.*, 2011; Mera *et al.*, 2011; SINAREFI, 2016).

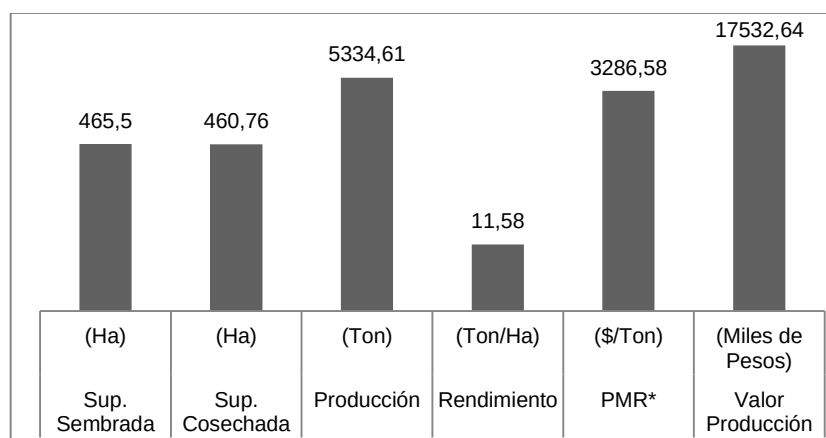


Figura 17. Producción de verdolagas en México en el 2014. *Precio Medio Rural. SIAP (2016).

Como hortaliza, el consumo de verdolagas en nuestro país es muy variado, por lo general se consume cocida acompañada de platillos con carne, en sopas o ensalada. En la medicina tradicional se emplea para aliviar malestares estomacales, estreñimiento o parasitosis; además de poseer actividad antibacterial, analgésica, antifúngica y antiinflamatoria (Ramos-Gómez *et al.*, 2011; SINAREFI, 2016). Otra ventaja que ofrece el cultivo de verdolagas, es que ayuda a la recuperación de suelos salinos-sódicos a bajo costo, disminuye la erosión del suelo y participa en la formación de humus cuando su ciclo biológico termina (Mera *et al.*, 2011).

En la actualidad se ha incrementado la demanda de la producción de este cultivo debido a los beneficios que ofrece por su contenido de ácido linoleico, ácidos grasos omegas 6 y 3; además de presentar otros efectos biológicos como antiinflamatorio, antioxidante inmunomodulador, hipolipemiante e hipoglicémico (Páez *et al.*, 2007; Vicente-Murillo *et al.*, 2014). Algunos países europeos se han dedicado a la mejora de esta hortaliza para el consumo humano; sin embargo, es importante mencionar que hoy en día, han sido pocas las investigaciones mexicanas que apoyan el conocimiento de su potencial económico, nutricional, nutracéutico y medicinal.

5. LITERATURA CITADA

Aguilera, O. M., M. C. Reza V., R. G. Chew M., y J. A. Meza V. 2011. Propiedades funcionales de las antocianinas. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud 13(2): 16-22.

Alam, M. N., Bristi, N. J. and M. Rafiquzzaman. 2013. Review on *in vivo* and *in vitro* methods evaluation of antioxidant activity. Saudi Pharmaceutical Journal 21(2): 143-152.

Alissa, E. M. and G. Ferns, A. 2012. Functional foods and nutraceuticals in the primary prevention of cardiovascular diseases. Journal of Nutrition and Metabolism 2012:1-16.

Arriaga, V. 1991. Fenología de 12 especies de “La Montaña” de Guerrero, México: elementos para su manejo en una comunidad campesina. Tesis Profesional (Biología). Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 95 p.

Badimon, L., Vilahur G. and Padro, T. 2010. Nutraceuticals and atherosclerosis: Human trials. Cardiovascular Therapeutics 28:202–215.

Benítez-Bahena, Y., Bernal-Hernández A., Cortés-Díaz E., Vera-Castillo G. y Carrillo-Anzurez F. 2010. Producción de forraje de guaje (*Leucaena* spp.) asociado con zacate (*Braichiaría brizantha*) para ovejas en pastoreo. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 3(1): 397-411.

Bernal, J., J. A. Mendiola, E. Ibáñez and A. Cifuentes. 2011. Advanced analysis of nutraceuticals. Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis 55:758-774.

Bhattacharjee, S. 2011. Sites of Generation and Physicochemical basis of formation of reactive oxygen species in plant cell. *In*: Handbook of nutraceuticals and functional foods. Gupta, S. D. (ed.). CRC Press. First Edition. Boca Raton, Florida. pp: 1-30.

Birute, G. A., E. Juárez H., E. Sieiro O., R. Romero V. y J. L. Silencio B. 2009. Los nutraceuticos. Lo que es conveniente saber. Revista Mexicana de Pediatría 76(3): 136-145.

Blanco, Y. y Leyva A. 2007. Los arvenses en el agroecosistema y sus beneficios agroecológicos como hospederas de enemigos naturales. Cultivos Tropicales 28(2): 21-28.

Blondeau, N. 2015. The nutraceutical potential of omega-3 alpha-linolenic acid in reducing the consequences of stroke. *Biochimie* 30(1): 1-7.

Bye, R. y E. Linares. 2000. Los quelites, plantas comestibles de México. Una reflexión sobre intercambio cultural. *CONABIO. Biodiversitas* 31: 11-14.

Cano-Europa, E., Blas-Valdivia V., Franco-Colin M. and Ortíz-Butron, R. 2015. Regulation of the redox environment. *In: Basic Principles and Clinical Significance of Oxidative Stress*. Sivakumar, J. T. G. (ed.). InTech. pp: 3-15.

Carballo, C. A., R. Noguez H. y J. L. Zárate C. 2010. Colecta dirigida y caracterización morfológica y bromatológica del romerito (*Suaeda* spp.) en México. Resúmenes ejecutivos. SINAREFI. Texcoco, Estado de México. pp: 171-172.

Carocho, M. and I. Ferreira C. F. R. 2013. A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and Chemical Toxicology* 51: 15-25.

Castro, L. D., F. Basurto P., L. M. Mera O. and R. A. Bye B. 2011a. Los quelites, tradición milenaria en México. SINAREFI. México, D. F. 36 p.

Castro, L. D.; R. A. Bye B. y O. Mera L. M. 2011b. Diagnóstico del papaloquelite en México. SINAREFI. México, D. F. 50 p.

Chanwitheesuk, A., A. Teerawutgulrag, and N. Rakariyatham. 2005. Screening of antioxidant activity and antioxidant compounds of some edible plants of Thailand. Food Chemistry 92: 491-497.

Chao, J., Y. Leung, M. Wang and C. Chang, R. C. 2012. Nutraceuticals and their preventive or potential therapeutic value in Parkinson's disease. Nutrition Reviews 70(7): 373-386.

Chauhan, B., G. Kumar, N. Kalam and H. Ansari, S. 2013. Current concepts and prospects of herbal nutraceutical: A review. Journal of Advanced Pharmaceutical Technology & Research 4(1): 4-8

Chehue, R. A., G. Olvera H. E., T. Flores C. and A. Álvarez, Ch. 2013. The exogenous antioxidants. *In*: Oxidative stress and chronic degenerative diseases – a role for antioxidants. Morales-González, J. InTech DPT. First Edition. Croacia. pp: 33-57.

Chew, Y. L., E. Chan W. L., P. L. Tan Y. Y. Lim, J. Stanslas and J. K. Goh. 2011. Assessment of phytochemical content, polyphenolic composition,

antioxidant and antibacterial activities of Leguminosae medicinal plants in Peninsular Malaysia. BMC Complementary and Alternative Medicine 11(1): 12.

Chintale, A. G., S. Kadam V., S. Sakhare R., O. Birajdar G. and N. Nalwad D. 2013. Role of nutraceuticals in various diseases: A comprehensive review. International Journal Research in Pharmacy Chemistry 3(2): 290-9.

Choe, E. and B. Min D. 2009. Mechanisms of antioxidants in the oxidation of foods. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety 8(4): 345-358.

Córdova, I. A., M. S. Córdova J., C. G. Ruiz L., C. A. Córdova J., J. E. Guerra L., B. E. Rodríguez D. y K. Arancibia S. 2009. Estrés oxidativo y antioxidante en la conservación espermática. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias 3(1): 01-38.

Coronado, M., S. Vega y León, R. Gutiérrez T., M. Vázquez F., M. y C. Radilla V. 2015. Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. Revista Chilena de Nutrición 42(2): 206-212.

Crozier, A., B. Jaganath I. and N. Clifford M. 2009. Dietary phenolics: chemistry, bioavailability and effects on health. Natural Product Reports 26(8): 1001-1043.

Das, L., E. Bhaumik, U. Raychaudhuri y R. Chakraborty. 2012. Role of nutraceuticals in human health. *Journal of Food Science and Technology* 49(2): 173-183.

Dasari, S. R. Wudayagiri and L. Valluru. 2013. Efficacy of treatment on antioxidant status in cervical cancer patients: A case control study *Free Radicals and Antioxidants* 3(2013):87-92.

de la Cruz, T. E. 2010. Aplicación de la energía nuclear en el mejoramiento de pseudocereales nativos de México en *Contribuciones del Instituto Nacional de Investigaciones Nucleares al avance de la Tecnología en México*. 15 p.

de Moraes Barros, H. R., T. A. de Castro Ferreira P. and M. I. Genovese. 2012. Antioxidant capacity and mineral content of pulp and peel from commercial cultivars of citrus from Brazil. *Food Chemistry* 134(4): 1892-1898.

Dorado, M. C., C. Rugerio V., y S. Rivas A. 2003. Estrés oxidativo y neurodegeneración. *Revista de la Facultad de Medicina* 46(6): 229-35.

Espinoza, G. F. J. y J. Sarukhán. 1997. *Manual de malezas del Valle de México*. Claves, descripciones e ilustraciones. Universidad Nacional Autónoma de México. Fondo de Cultura Económica, México, D.F. 407 p.

Ferrazzano, G. F., I. Amato, A. Ingenito, A. Zarrelli, G. Pinto, and A. Pollio. 2011. Plant polyphenols and their anti-cariogenic properties: a review. *Molecules* 16(2): 1486-1507.

Ford, F. I. 1986. Portulacaceae. En: Flora de Veracruz. Sosa, V. (ed.). Fascículo 51. Instituto de Ecología. Xalapa, Veracruz, México. 22 p.

Franco, D. and A. Moure. 2010. Antioxidantes naturales. Aspectos saludables, toxicológicos y aplicaciones industriales. *In*: Antioxidantes naturales. Aspectos saludables, toxicológicos y aplicaciones industriales D. Franco, y Moure A. Santiago de Compostela: Gráficas Garabal. pp. 25- 70.

Franco, R. D. y A. Moure V. 2010. Antioxidantes naturales. Aspectos Saludables, tóxicológicos y aplicaciones industriales. –consellería del Medio Rural, Santiago de Compostela. 245 p.

Frazier, R. A., E. R. Deaville, R. J. Green, E. Stringano, I. Willoughby, J. Plant and I. Mueller-Harvey. 2010 *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* 51(2): 490-495.

Gamal-Eldeen, A. M., H. Amer, W.A. Helmy, H. M. Ragab and R. M. Talaat. 2007. Antiproliferative and cancer-chemopreventive properties of sulfated

glycosylated extract derived from *Leucaena leucocephala*. Indian Journal of Pharmaceutical Sciences 69(6): 805.

García, P. R. L. 2012. Extracción y caracterización fisicoquímica y funcional del almidón de semilla de huauzontle (*Chenopodium berlandieri* Moq.). Tesis de maestría. Colegio de postgraduados. Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. Veracruz, México. 52 p.

Genena, A. K., H. Hense, A. Smânia Junior, and S. M. D. Souza. 2008. Rosemary (*Rosmarinus officinalis*): a study of the composition, antioxidant and antimicrobial activities of extracts obtained with supercritical carbon dioxide. Food Science and Technology (Campinas) 28(2): 463-469.

Goel, G. and H. Makkar P. S. 2012. Methane mitigation from ruminants using tannins and saponins. Tropical Animal Health and Production 44(4): 729-739.

Gómez, E. 2001. Estrés oxidativo y falla cardíaca. Acta Médica Colombiana 26(4): 185-192.

Gonzalo, J. R. y M. Alonso G. 2002. Flavonoides en alimentos vegetales: estructura y actividad antioxidante. Alimentación Nutrición y Salud 9(2): 31-38.

Googs, R, A. Vaughan-Thomas, P. D. Clegg, S. D. Carter, J. F. Innes, A. Mobasheri, M. Shakibaei, W. Schwab and C. A. Bondy. 2005. Nutraceutical therapies for degenerative joint diseases, a critical review, Crit. Rev. Food Sci. 45: 145–164.

Grether, R., A. Martínez-Bernal, M. Luckow, y S. Zárate. 2006. Mimosaceae. Tribu Mimoseae. En: Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Dávila A. P. D., J. L. Villaseñor R., R. Medina L. y O. Téllez V. (eds.). Fascículo 44. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 117 p.

Gupta, V. K., R. Kumria, M. Garg and M. Gupta. 2010. Recent updates on free radicals scavenging flavonoids: an overview. Asian Journal of Plant Sciences 9(3): 108-117.

Halliwell, B. 2012. Free radicals and antioxidants: updating a personal view. Nutrition Reviews 70(5): 257-265.

Kaminsky, V. O. and B. Zhivotovsky. 2014. Free radicals in cross talk between autophagy and apoptosis. Antioxidants & Redox Signaling 21(1): 86-102.

Karakaya, S. and S. Nehir E. 2006. Total phenols and antioxidant activities of some herbal teas and in vitro bioavailability of black tea polyphenols. GÖ. Ziraat Fakültesi Dergisi 23(1): 1-8.

Kunwar, A. and I. Priyadarsini K. 2011. Free radicals, oxidative stress and importance of antioxidants in human health. *Journal of the History of Medicine and Allied Sciences* 1(2): 53-60.

Lee, J., S. Giordano and J. Zhang. 2012. Autophagy, mitochondria and oxidative stress: cross-talk and redox signalling. *Biochemical Journal* 441(2); 523-540.

Lobo, V., A. Patil, A. Phatak, and N. Chandra. 2010. Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health. *Pharmacognosy Reviews* 4(8): 118.

Lushchak, V. I. 2014. Free radicals, reactive oxygen species, oxidative stress and its classification. *Chemico-biological Interactions* 224; 164-175.

Maldonado, S. O., E. N. Jiménez V., M. R. B. Guapillo V., G. M. Ceballos R. y E. Méndez B. 2011. Radicales libres y su papel en las enfermedades crónico.degenerativas. *Revista Médica Universidad Veracruzana* 10(2): 32-39.

Martínez, M. 1994. Catálogo de Nombres Vulgares y Científicos de Plantas Mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México. 1247 p.

McClung de Tapia E., D. Martínez Y., E. Ibarra M. y C. C. Adriano M. 2014. Los orígenes prehispánicos de una tradición alimentaria en la Cuenca de México. *Anales de Antropología* 48-I:97-121.

Mecocci, P., C. Tinarelli, J. Schulz R. and C. Polidori M. 2014. Nutraceuticals in cognitive impairment and Alzheimer's disease. *Frontiers in Pharmacology* 5(147): 1-11.

Mera, O. L. M., R. A. Bye B., D. Castro L. y C. Villanueva V. 2011. Documento de diagnóstico de *Portulaca oleraceae* L. (No. F/635.30972 D6). 42 p

Mera, O. M., D. Castro L., R. A. Bye B., J. Rodríguez S., G. Palomino, J. Martínez R., M. Laad, E. Linares M., C. Villanueva V., J. Morales de León, J. S. Ruiz J., F. Pérez G., L. Solano M. y J. Álvarez V. 2010. Sistema Productos Hortícolas; Figueroa, E. Evaluación del complejo de *Portulaca oleraceae* L. involucrado en la producción de verdolaga como hortaliza. Resúmenes Ejecutivos. Servicio Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI). pp. 173-175.

Mera-Ovando, L. M., R. A. Bye-Boettler y M. L. Solano. 2014. La verdolaga (*Potulaca oleraceae* L.) fuente vegetal de omega 3 y omega 6. *AP AGROproductividad* 7(1): 3-7.

Mercado-Mercado, G., L. Rosa-Carrillo, A. Wall-Medrano, J. A. López-Díaz, y E. Álvarez-Parrilla. 2013. Compuestos polifenólicos y capacidad antioxidante de especias típicas consumidas en México. *Nutrición Hospitalaria* 28(1): 36-46.

Nasri, H. y M. Rafieian-Kopaei. 2013. Tubular kidney protection by antioxidants. *Iranian Journal of Public Health* 42(10): 1194-1196.

Noguez-Hernández, R., A. Carballo-Carballo y H. Flores-Olvera. 2013. *Suaeda edulis* (Chenopodiaceae), una nueva especie de lagos salino del centro de México. *Botanical Sciences* 91(1): 19-25.

Olivas-Aguirre, F. J., A. Wall-Medrano, G. A. González-Aguilar, J. A. López-Díaz, E. Álvarez-Parrilla, A. Laura y Ramos-Jimenez, A. (2014). Taninos hidrolizables; bioquímica, aspectos nutricionales y analíticos y efectos en la salud. *Nutrición Hospitalaria*, 31(01): 55-66.

Páez, P. M., M. E. González, A. Vera, D. Ringleberg y T. J. Tschaplinski. 2007. Crecimiento, carbohidratos solubles y ácidos grasos de verdolaga (*Portulaca oleraceae* L.) sometida a tres niveles de radiación. *Revista de la Facultad de Agronomía LUZ* 24: 642-660.

Pandey, M., R. K. Verma y S. A. Saraf. 2010. Nutraceuticals: new era of medicina and health. Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research 3(1): 11-15.

Parrota, J. A. 1992. *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, leucaena, tantan. US Departament of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experimental Station. New Orleans, L.A. USA. 8 p.

Patel, V. R., P. R. Patel and S. S. Kajal. 2010. Antioxidant activity of some selected medicinal plants in western region of India. Advances in Biological Research 4(1): 23-26.

Patra, A. K. and J. Saxena. 2011. Exploitation of dietary tannins to improve rumen metabolism and ruminant nutrition. Journal of the Science of Food and Agriculture 91(1): 24-37.

Pedraza-Bucio, F. E. y J. G. Rutiaga-Quiñones. 2011. Extracto tánico de la madera de palo de Brasil. Conciencia Tecnológica 42: 36-41.

Pendyala, G., B. Thomas, and S. Kumari. 2008. The challenge of antioxidants to free radicals in periodontitis. Journal of Indian Society of Periodontology 12(3): 79-83.

Pietta, P. G. 2000. Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural Products* 63(7): 1035-1042.

Poljšak, B. and R. Dahmane. 2012. Free radicals and extrinsic skin aging. *Dermatology Research and Practice* 2012: 1-4.

Premier, R. 2002. Phytochemical composition: A paradigm shift for food-health considerations *Asia Pacific Journal of Clinical Nutrition* 11(S6): S197–S201.

Ramos-Gómez, M., J. Fernández-Correa, R. E. Hernández, M. G. Arvizu-Espinosa, S. Mendoza-Díaz, R. Reynoso-Camacho y F. Loarca-Piña. 2011. Efecto de plantas comestibles mexicanas inducido con 1,2-dimetilhidrzina en ratas sprague-dawley. *Ciencia UAQ* 4(2): 56-69.

Rawson, A., A. Koidis, D. K. Rai, M. Tuohy and N. Brunton. 2010. Influence of sous vide and water immersion processing on polyacetylene content and instrumental color of parsnip (*Pastinaca sativa*) disks. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 58:7740–7747.

Repo-Carrasco-Valencia, R., J. K. Hellström, J. M. Pihlava and P. H. Mattila. 2010. Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains:

Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). Food Chemistry 120(1): 128-133.

Rojano, B. A., C. A. Gaviria y J. A. Sáez. 2008. Determinación de la actividad antioxidante en un modelo de peroxidación lipídica de mantequilla inhibida por el isoespintanol. Vitae 15(2): 212-218.

Rolo, A. P., J. S. Teodoro and C. M. Palmeira. 2012. Role of oxidative stress in the pathogenesis of nonalcoholic steatohepatitis. Free Radical Biology and Medicine 52(1): 59-69.

Román, C. N. R. 2010. Efecto antioxidante de extractos y compuestos obtenidos a partir de plantas medicinales (*Rubus liebmannii*, *Thymus vulgaris* y *Aristolochia taliscana*). Tesis de Maestría. Tecnológico de Estudios Superiores de Ecatepec, México. 157 p.

Rufino, M. S.; R. E. Alves, F. A. Fernandes, and E. S. Brito. 2011. Free radical scavenging behavior of ten exotic tropical fruits extracts. Food Research International 44(7): 2072-2075.

Salminen, J. P. and M. Karonen. 2011. Chemical ecology of tannins and other phenolics: we need a change in approach. Functional Ecology 25(2): 325-338.

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

Scarafoni, A., C. Magni and M. Duranti. 2007. Molecular nutraceuticals as a mean to investigate the positive effects of legume seed proteins on human health. *Trends in Food Science & Technology* 18: 545-463.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2016. Consultado 22/03/2016 en <http://www.gob.mx/presidencia/articulos/garantizada-la-produccion-de-romeritos-para-fiestas-de-fin-de-ano>.

Sen, S., R. Chakraborty, C. Sridhar, S. R. Reddy Y. and B. De. 2010. Free radicals, antioxidants, diseases and phytomedicines: current status and future prospect. *International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research* 3(1): 91-100.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2016. Consultado el 25/03/2016. <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>

Sies, H. 2013. Oxidative stress. Elsevier. Academic Press. Orlando, Florida. 477 p.

Singh, J., A. K. Upadhyay, K. Prasad, A. Bahadur and M. Rai. 2007. Variability of carotenes, vitamin C, E and phenolics in Brassica vegetables. Journal of Food Composition and Analysis 20: 106–112.

Tiwari, U. and E. Cummins. 2011. Factors influencing levels of phytochemicals in selected fruit and vegetables during pre- and post-harvest food processing operations. Food Research International 50(2): 497-506.

Trifunović, S., A. Topalović, M. Knežević and V. Vajs. 2015. Free radicals and antioxidants: Antioxidative and other properties of Swiss chard (*Beta vulgaris* L. subsp. *cicla*). Agriculture and Forestry 61(2): 73-92.

Van Parys, A., F. Boyen, J. Dewulf, F. Haesebrouck, and F. Pasmans. 2010. The use of tannins to control *Salmonella typhimurium* infections in pigs. Zoonoses and Public Health 57(6): 423-428.

Vázquez, V. S. y S. Vázquez C. 2007. Cultivos poblanos y sus opciones de industrialización. Editorial Universitaria. 148 p.

Vázquez-Flores, A. A., E. Álvarez-Parrilla, J. A. López-Díaz, A. Wall-Medrano, y L. A. De la Rosa. 2012. Taninos hidrolizables y condensados: Naturaleza química, ventajas y desventajas de consumo. *Tecnociencia Chihuahua* 6(2): 84-93.

Venereo, G. J. R. 2002. Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Revista Cubana de Medicina Militar* 31(2): 126-133.

Vicente-Murillo, R., D. Marrero-Delange, V. L. González-Canavaciolo, D. Tamame-Tiradp y J. Gutiérrez-Amaro. 2014. Contenido de ácidos grasos de las partes aéreas de *Portulaca oleraceae* L. que crecen en Cuba. *Revista CENIC Ciencias Químicas* 45: 37-40.

Viswanath, D. and V. Krishna. 2015. Nutraceutical beneficence par excellence. *EC Nutrition* 1(3): 137-139.

Volden, J., B. Bengtsson B. and T. Wicklund. 2009. Glucosinolates, l-ascorbic acid, total phenols, anthocyanins, antioxidant capacities and colour in cauliflower (*Brassica oleracea* L. ssp. botrytis), effect and long-term freezer storage. *Food Chemistry* 112: 967–976.

Wildman, R.E.C. and M. Kelley. 2007. Nutraceuticals and functional foods. *In*: Handbook of nutraceuticals and functional foods. Wildman R.E.C. (ed.) CRC Press Second Edition. Boca Raton, Florida. pp:1-21.

Xu, B. J., S. H. Yuan and S. K. C. Chang. 2007. Comparative studies on the antioxidants activities of nine common food legumes against copper-induced human low-density lipoprotein oxidation *in vitro*. Journal of Food Science 72(7): 522-527.

Ysunza-Ogazón, A. and S. Díez-Urdanivia. 1998. Manual para la utilización de plantas comestibles de la Sierra Juárez de Oaxaca (No. Folleto 16654 (1998)). 75 p.

Zárate P. S. 1994. Revisión del género *Leucaena* en México. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica 65: 83 – 162.

CAPITULO I

COMPONENTES NUTRICIONALES Y ANTIOXIDANTES DE DOS ESPECIES DE GUAJE (*Leucaena* spp.): UN RECURSO ANCESTRAL SUBUTILIZADO

RESUMEN

El guaje (*Leucaena* spp.) es una planta de vaina y semillas comestibles subutilizada de consumo ancestral por pueblos mesoamericanos; se desconoce el valor nutricional y nutracéutico pese a su consumo vigente en la dieta básica de poblaciones rurales principalmente del centro y sur de México. El objetivo fue evaluar el contenido de minerales, componentes nutricionales y antioxidantes para contribuir a la revalorización alimentaria de las especie de guaje rojo (*L. esculenta* Benth.) y guaje verde (*L. leucocephala* Lam.). Se cuantificó el contenido de antocianinas, flavonoides, fenoles totales, taninos y actividad antioxidante; así como la composición proximal y mineral. Las semillas de guaje rojo superaron a las de guaje verde en los contenidos de N, Mg, Mn, P y Zn, en contraste las semillas de guaje verde presentaron mayores niveles de Na y de Fe, aunque los niveles de Ca y Na en ambas especies superaron a los reportados para otras leguminosas (frijol, chícharo y haba seca). El contenido de fibra cruda fue 10.55 y 10.07 % en el guaje rojo y verde; mientras que el de proteína (33.12 y 31.7 %, respectivamente). El alto contenido de compuestos fenólicos fue mayor en las semillas frescas de guaje rojo (1088.70 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) que en las verdes (969.09 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.), pero guaje verde presentó mayor cantidad de taninos. La elevada actividad secuestradora de radicales libres (97.22– 98.11 %) obtenida por el método ABTS se podría asociar al contenido de compuestos fenólicos. En conclusión, el guaje es una especie de consumo subvalorado de alto valor nutricional y funcional, pero la semillas de guaje rojo (*L. esculenta*) presentaron mayor actividad antioxidante.

Palabras clave: flavonoides, fenoles totales, antioxidantes, contenido de proteína, minerales

ABSTRACT

The guaje (*Leucaena* spp) is a leguminous plant seeds and edible consumption underutilized ancestral Mesoamerican peoples; nutritional and nutraceutical value despite its current consumption in the basic diet of rural people mainly from central and southern Mexico is unknown. The objective was to evaluate the content of minerals, antioxidants and nutritional components to contribute to food appreciation of the kind of red guaje (*L. esculenta* Benth.) and green guaje (*L. leucocephala* Lam.). Content of anthocyanins, flavonoids, total phenols, tannins and antioxidant activity was quantified; and the proximal and mineral composition. Red guaje seeds outperformed green guaje in the contents of N, Mg, Mn, P and Zn, in contrast green guaje seeds had higher Na and Fe, although the levels of Ca and Na in both species exceeded those reported for other legumes (beans, peas and dry beans). The crude fiber content was 10.55 and 10.07 % in the red and green guaje; while the protein (33.12 and 31.7 %, respectively). The high content of phenolic compounds was higher in fresh seeds of red guaje (EAG 1088.70 mg 100 g⁻¹ FW) than in green (EAG 969.09 mg 100 g⁻¹ FW), but green guaje showed higher amount of tannins. The high free radical scavenging activity (97.22 – 98.11 %) obtained by the ABTS method could be associated to the content of phenolic compounds. In conclusion, el guaje is sort of underestimated high nutritional value and functional use, but the seeds of red guaje (*L. esculenta*) had higher antioxidant activity.

Key words: flavonoids, total phenols, antioxidants, protein content, minerals.

INTRODUCCIÓN

Una dieta elevada en alimentos de origen animal y grasas saturadas incrementa el riesgo de enfermedades cardiovasculares y de algunos tipos de cáncer (Pierart y Rozowzky, 2006), lo que ha generado el interés de promover el consumo de proteínas de origen vegetal (Pamplona-Roger, 2006; Espín *et al.*, 2007). Las leguminosas, al igual que los cereales, frutas y hortalizas contienen componentes que promueven la salud adicionalmente a su valor nutricional (Shetti *et al.*, 2009).

En algunos países de América y África, el consumo de leguminosas, en particular el frijol (*Phaseolus vulgaris*), ha contribuido a mejorar la mala nutrición de algunos sus habitantes (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006; Audu y Aremu, 2011; Duarte-Martino *et al.*, 2012), debido a que su consumo proporciona proteínas, vitaminas, minerales y fibra y son alimentos de fácil consumo para la población de bajo recursos (Duarte-Martino *et al.*, 2012); pero otra alternativa, podrían ser especies aquellas subutilizadas como *Leucaena* spp.; sin embargo, se desconoce la calidad nutricia y nutracéutica.

Diferentes especies de *Leucaena* se consumen desde épocas remotas en el México prehispánico (Basurto, 2011), después de más de 500 años aún son un recurso alimentario vigente por su alto contenido en vitamina A, proteínas y fibra (Zárate, 1987), ácidos grasos (palmítico, esteárico, behénico, lignocérico, oleico y linoleico). Las especies de *Leucaena* se conocen comúnmente como leucaena, tantan, güaje, huaje según la especie y la región del país donde se

consumen (Parrota, 1992; Martínez, 1994); se encuentran ampliamente distribuidas en el Centro y Sur de México, particularmente en la península de Yucatán y en el Istmo de Tehuantepec (Zárate, 1999; Grether *et al.*, 2006). Las semillas frescas son de suma importancia en regiones suburbanas y rurales del país, dependiendo de su frescura o madurez se consumen crudas o cocidas en platillos tradicionales y forman parte de la identidad cultural de algunos estados de la república mexicana (Guerrero y Oaxaca).

En las diversas especies de *Leucaena* se desconoce la calidad nutricia y el contenido de nutraceuticos asociados a la actividad antioxidante, pero otras leguminosas ampliamente estudiadas como el frijol, son consideradas una fuente importante de componentes nutricionales (proteínas, carbohidratos, fibra, vitaminas y algunos minerales) (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006; Duarte-Martino *et al.*, 2012), por lo que han llamado la atención como un alimento funcional / nutraceutico, debido a la gran variedad de fitoquímicos (compuestos fenólicos, flavonoides, taninos, ácidos grasos insaturados, entre otros). Actualmente, existe en el consumidor la preferencia de alimentos nutraceuticos o funcionales porque previenen algunas enfermedades degenerativas y mantienen la buena salud de sus consumidores, lo que ha ocasionado gran interés de los investigadores por estudiar en granos y leguminosas el contenido de fitoquímicos con actividad antioxidante (Salinas-Moreno *et al.*, 2012).

Se han incrementado las evidencias epidemiológicas y farmacológicas de las propiedades nutraceuticas de algunos compuestos biológicamente activos presentes en las plantas comestibles. Se les atribuye la prevención y reducción

de padecimientos cardiacos, diabetes, hipertensión, Alzheimer y arterioesclerosis, entre otros de origen oxidativo (Tachakittirungrod *et al.*, 2007; Chaturvedi *et al.*, 2011; Kaisoon *et al.*, 2011; Chew *et al.*, 2011).

En México existe una gran riqueza productiva y biodiversidad, por lo tanto, es recomendable ampliar las investigaciones de la calidad nutricia y nutracéutica de alimentos autóctonos que contribuya a la conservación de la identidad cultural del país y a la generación de disponibilidad comercial de especies de cultivo rural como el guaje. Con base en lo antes señalado, el objetivo del presente estudio fue evaluar el contenido de minerales, los componentes nutricionales y antioxidantes para contribuir a la revalorización alimentaria de las especie de guaje rojo (*L. esculenta* Benth.) y guaje verde (*L. leucocephala* Lam.).

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal

Se obtuvieron vainas de guaje rojo y verde sin alteraciones morfológicas y patológicas visibles, del mercado municipal de la ciudad de Iguala de la Independencia, Guerrero, México. Se recuperaron las semillas de la vaina, se lavaron en agua corriente y posteriormente, se enjuagaron con agua destilada. Las semillas secas (55 °C durante 48 h) se molieron en un molino Thomas-Wiley mill (Thomas Scientific, Swedesboro, NJ, USA). La harina se mantuvo en congelación a -20 °C, para su posterior análisis. Para el análisis fitoquímico se reservaron 10 g de semillas en fresco.

Cuantificación de minerales

Se pesó 0.5 g de harina de las semillas secas de guaje rojo verde, se sometieron separadamente a una digestión húmeda con una mezcla diácida ($\text{H}_2\text{SO}_4:\text{HClO}_4$, 4:1 v/v) y peróxido de hidrógeno. La determinación de B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Na, P, N y Zn se realizó en un Espectrofotómetro de Emisión Atómica de Plasma por Inducción Acoplada (ICP-AES) VARIAN modelo Liberty II. El contenido de N se determinó por el método colorímetro mediante la digestión en micro-kjeldahl descrito por Alcántar y Sandoval (1999).

Análisis proximal

Las semillas se secaron en una estufa a 55 °C, posteriormente se molieron en molino Thomas-Wiley mill (Thomas Scientific, Swedesboro, NJ, USA. Se analizaron los porcentajes de humedad, lípidos, fibra cruda y cenizas, mediante los métodos correspondientes descritos en el AOAC (1998). El contenido de ácidos grasos se calculó a partir de la fórmula: % AG = 0.8(FC); donde AG = ácidos grasos y FC = fibra cruda. El contenido de carbohidratos totales se calculó mediante la fórmula % CT = 100 - (% PC + % L + % C); donde CT = carbohidratos totales, PC = Proteína cruda, L = lípidos, C = cenizas (Audu y Aremu, 2011).

Cuantificación de fitoquímicos

Preparación del extracto metanólico. A 1 g de semilla fresca, se le adicionaron 10 mL de MeOH acuoso al 80 % (v/v), la mezcla se homogeneizó mediante

agitación en un vortex, posteriormente, se homogeneizaron con ayuda de un sonicador por 15 min a temperatura ambiente, se dejó reposar durante 24 h y se centrifugó por 10 min a $1409 \times g$ para usarse en la cuantificación de los fitoquímicos.

Cuantificación de fenoles. Se tomaron 0.5 mL del extracto metanólico, preparado previamente, se agregaron 0.5 mL del reactivo Folin-Ciocalteu (0.2 N) y 4 mL de una solución 0.7 M de Na_2CO_3 , la mezcla se incubó a temperatura ambiente y en oscuridad durante 2 h. Se tomaron lecturas en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 765 nm. La concentración se calculó a partir de una curva estándar preparada a base de ácido gálico. El contenido total de fenólicos en el extracto se expresó en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g^{-1} p.f.) según el método modificado de Waterman y Mole (1994).

Cuantificación de Flavonoides. A 0.5 mL del extracto metanólico preparado anteriormente, se le agregaron 1.5 mL de etanol al 95 % (v/v), 0.1 mL de solución de AlCl_3 al 10 % (p/v), 0.1 mL de solución 1 M de CH_3COOK y 2.8 mL de agua destilada. Se incubó la mezcla por 30 min. Se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda 415 nm. Para la cuantificación de los flavonoides se realizó una curva estándar a base del flavonol quercetina (Chang *et al.*, 2002). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g^{-1} p.f.).

Cuantificación de antocianinas. Se colocaron separadamente en dos tubos de ensayo 200 μ L del extracto metanólico de la muestra, al primero se le adicionaron 1.8 mL de la solución amortiguadora de pH = 1.0 (HCl/KCl), al segundo se le agregaron 1.8 mL de la solución amortiguadora de pH = 4.5 (CH₃COOH/C₂H₃O₂Na·3H₂O). Se midió la absorbancia a cada mezcla a una longitud de onda diferente (510 y 700 nm) para cada tubo en un espectrofotómetro. Se calculó la absorbancia total (A_t) de la muestra a partir de la ecuación: $A_t = [(A_{510} - A_{700})_{pH = 1.0}] - [(A_{510} - A_{700})_{pH = 4.5}]$. La concentración de antocianinas se calculó por medio de la ecuación: antocianinas (mg L⁻¹) = ($A_t * PM * FD * 1000$) / ($\epsilon * 1$), donde: A_t = absorbancia total, PM = peso molecular (449.2 g mol⁻¹) del estándar (Cianidina-3-glucósido), FD = factor de dilución (1), ϵ = absorptividad molar del estándar (26 900). La concentración se expresó en mg de cianidina-3-glucósido por 100 g de peso fresco (mg antocianinas 100 g⁻¹ p.f.), según lo descrito por Giusti y Wrolstad (2001).

Cuantificación de taninos condensados. Se pesaron 200 mg de semilla fresca, se agregaron 10 mL de solución del HCl en MeOH al 1% (v/v), se mantuvieron en agitación constante durante 20 min. Se tomó un 1 mL de la mezcla filtrada y se le agregaron 4 mL de una solución de HCl al 8 % en MeOH (v/v) y una solución de vainillina en MeOH al 4 % (v/v) en una proporción de 1:1. La mezcla resultante se mantuvo en baño maría a 30 °C durante 20 min; finalmente se midió su absorbancia 500 nm. Para la cuantificación de los taninos se realizó una curva estándar a base de catequina (Cardador-Martínez *et al.*, 2011). El

contenido total de taninos se expresó como mg de catequina en 100 g⁻¹ de peso fresco (mg EC 100 g⁻¹ p.f.).

Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres

Método ABTS. Siguiendo la metodología descrita por Re *et al.* (1999), a una solución de 10 mL de concentración 7 mM del radical ABTS^{•+} (Ácido 2,2'-azino-bis(3-etilben-zotiazolin)-6-sulfónico) se le agregaron 6.61 mg de K₂S₂O₄, la mezcla se dejó reposar a temperatura ambiente y en oscuridad durante 16 h. A 1 mL de la solución de ABTS^{•+} se le agregó el volumen necesario de etanol anhidro hasta lograr obtener en la mezcla una absorbancia de 0.7 ± 0.1 a una longitud de onda de 734 nm (máxima concentración de radical ABTS^{•+} formado). A 1 ml de la solución de ABTS^{•+} se le adicionaron 10 µL de la muestra a analizar, la mezcla se incubó a baño maría a 30 °C en oscuridad por 7 min. Finalmente, se tomó la lectura de la absorbancia en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 734 nm de la mezcla a los 7 min después de la incubación. Para la cuantificación de la actividad antioxidante se realizó una curva estándar a base de la trolox (Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de trolox por cada 100 g de peso fresco (mg ET 100 g⁻¹ p.f.). Para calcular el porcentaje de inhibición del radical libre ABTS^{•+} se empleó la fórmula: % de inhibición = $[(A_0 - A_F)/A_0]100$. Dónde: A₀ = absorbancia inicial del radical libre a 734 nm, A_F = absorbancia final de la reacción con la muestra.

Método DMPD. Se siguió la metodología descrita por Fogliano *et al.* (1999) para lo cual se preparó una solución 100 mM del radical libre DMPD^{•+} (Diclorhidrato de N,N–dimetil-p-fenilendiamina). A 1 mL de esta solución se le adicionaron 100 mL de una solución amortiguadora (CH₃COOH/C₂H₃O₂Na·3H₂O) para mantener un pH de 5.25 y 200 µL de una solución 0.5 M de FeCl₃·6H₂O, la mezcla se agitó y se dejó reposar en oscuridad. Se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 506 nm (A_i = absorbancia inicial). Se tomó 1 mL de la solución del radical libre DMPD^{•+} y se le adicionaron 50 µL de la muestra problema y se repitió el procedimiento anterior. Se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 506 nm (A_f = absorbancia final). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de ácido gálico por cada 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p.f.). El porcentaje de inhibición se calculó empleando la fórmula: % de inhibición = $[1 - (A_f / A_i)]100$.

Método DPPH. Se preparó una solución metanólica al 80 % (v/v) del radical libre DPPH^{•+} (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo) a una concentración 100 µM. Se midió su absorbancia a 515 nm (A_i = absorbancia inicial). Se tomaron 2.9 mL de esta solución y se le adicionaron 100 µL del extracto, se incubó en oscuridad a 23 °C durante 30 min. Se midió la absorbancia en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 506 nm (A_i = absorbancia inicial). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por cada 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g⁻¹ p.f.). El porcentaje de inhibición se calculó empleando la fórmula: % de inhibición = $[1 - (A_f/A_i)]100$ de acuerdo a lo reportado en la metodología de Kim *et al.* (2002).

Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA), la prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) y se calculó el coeficiente de correlación de Pearson mediante el programa Statistical Analysis System (SAS, version 9.0) de acuerdo con un diseño experimental completamente al azar, donde cada muestra seleccionada se consideró como tratamiento del cual se tuvo seis repeticiones.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Contenido de minerales

En el Cuadro 1 se muestra el contenido de 12 minerales en las semillas de las dos especies de guaje. Se observaron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) de algunos minerales entre guaje rojo y verde. Las semillas de guaje rojo superaron a las de guaje verde en los niveles de N, Mg, Mn, P y Zn, en contraste las semillas de guaje verde presentaron mayores concentraciones de Na y de Fe. El contenido de algunos minerales en guaje rojo y verde fue superior al contenido de Ca, K y Na al reportado para frijol, chícharo y haba seca. En contraste, los niveles de Fe, K y Mg reportados en haba (Gutiérrez y Matos, 2011) superaron a los encontrados para guaje rojo y verde y a los descritos para otras semillas de leguminosas (Cuadro 1). Audu y Aremu (2011) muestran el contenido de minerales en la harina de frijol rojo, los niveles de Mg en frijol rojo superaron a los contenidos en seis cultivares de frijol de Brasil y a los materiales guaje aquí reportados (Cuadro 1).

Cuadro 1. Contenido (mg 100 g⁻¹ p.f.) De minerales en las semillas de guaje rojo *L. esculenta*, guaje verde (*L. leucocephala*) y otras leguminosas.

Semillas	N	B	Ca	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Na	P	Zn	Referencias
Guaje verde	1997.3a ^z	5.7a	156.8a	0.73a	6.4a	487.9a	105.5a	0.70 ^a	25.2a	254.8a	2.1a	Presente publicación
Guaje rojo	2281.4b	4.8a	146.9a	0.91a	2.8b	501.3a	173.2b	0.90b	19.1b	345.5b	2.6b	Presente publicación
Frijol negro	-	-	134	0	7.1	146.4	18.2	0	8	415	2.55	Menchú y Méndez, 2012 (Centroamérica)
Chícharo	-	-	37	-	2.8	244	33	-	5	244	1.24	Menchú y Méndez, 2012 (Centroamérica)
Haba seca	-	-	48	0.82	8	1090	190	-	11	395	3.1	Gutiérrez y Matos, 2011
Frijol	-	-	129.4 ^y	1.7	6.7	1410.8	205.8	205.8	-	-	-	Duarte-Martino <i>et al.</i> , 2012 (Brasil)
Frijol rojo	-	-	54.9	0.7	11.5	-	820.9	-	-	-	-	Audu y Aremu, 2011 (Nigeria)

^z Medias con igual letra por columnas son estadísticamente iguales ($P \leq 0.05$). ^y Valores medios a los reportados por Duarte-Martino *et al.* (2012).

Es importante señalar que las diferencias en las concentraciones de minerales encontradas en seis cultivares de frijol de Brasil se atribuyen a factores genéticos, condiciones edafoclimáticas y al tipo de cultivo (condiciones hidropónicas) (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006; Duarte-Martino *et al.*, 2012), lo cual podría explicar algunas de las diferencias encontradas entre las semillas de guaje rojo y verde del presente estudio. Por lo tanto, el consumo de leguminosas, como el de semillas de guaje representan una alternativa de la ingesta de minerales a bajo costo para la población.

Análisis proximal

El contenido proximal de las semillas de guajes rojo y verde se muestra en el Cuadro 2. Las semillas de guaje rojo superaron a las de guaje verde en el contenido de lípidos; sin embargo, no se encontraron diferencias significativas de los niveles de proteína y fibra cruda, entre ambas especies. Sotelo (1997)

reporta en *L. leucocephala* (guaje verde) valores superiores de humedad, lípidos y fibra a los encontrados en el presente estudio, excepto los niveles de carbohidratos y de proteína cruda.

Los valores de fibra cruda encontrados en guaje rojo y verde superaron al reportado en semilla de *P. vulgaris* por Audu y Aremu (2011), así como a los contenidos en frijol rojo (3.6 %), sorgo (2.10 %) (Giami, 1993), frijol de soya (4.28 %) y haba (5.4 %) (Apata y Ologhobo, 1994). Es importante mencionar que el consumo de fibra disminuye los niveles de colesterol y de azúcar en sangre, el mecanismo de acción aún no está elucidado (Duarte-Martino *et al.*, 2012).

Cuadro 2. Análisis proximal (%) de la harina de las semillas secas de guaje rojo, verde y otras leguminosas.

Semilla	Humedad	Cenizas	Fibra cruda	Carbohidratos	Lípidos	Ácidos grasos	Proteína cruda	Referencias
Guaje verde	2.07	4.88 a ^z	10.07 a	61.31a	2.11a	8.056	31.7a	Presente publicación
Guaje Rojo	2.09	5.34b	10.55 a	57.89b	3.65b	8.44	33.12a	Presente publicación
<i>L. leucocephala</i>	3.7	4.1	13.7	50.1	5.6	-	26.6	Sotelo, 1997
Frijol negro	10.4	3.7	18.37	61.6	1.6	14.69	22.7	Menchú y Méndez, 2012
Chícharo	7.5	3	6.3	16.9	1.4	8.44	21.3	Moreiras <i>et al.</i> , 2013
Haba	11.5	3.1	6.4	55.3	2.4	5.12	25.9	Gutiérrez y Matos, 2011
Frijol soya	8.54	4.87	9.3	30.16	19.9	7.44	36.5	Menchú y Méndez, 2012
Frijol rojo	2.4	4.4	3.6	49	15.8	12.7	15.3	Audu y Aremu, 2011
Frijol	-	4.1	24.4	67.3	1.7	-	23.7	Duarte-Martino <i>et al.</i> , 2012

% carbohidratos calculado como (100 – total otros componentes); % ácidos grasos = 0.8 (fibra cruda); p.s. = peso seco. ^z Medias con igual letra por columnas son estadísticamente iguales ($P \leq 0.05$).

Las semillas de guaje verde presentaron mayores niveles de carbohidratos a los de guaje rojo, así como, a los de frijol de soya, chícharo y haba, entre otras, la

excepción fue frijol (Cuadro 2). El contenido de carbohidratos en guaje rojo y verde coincide con el intervalo (55 - 65 % p.s.) reportado para leguminosas por Reynoso-Camacho *et al.* (2006). Algunas leguminosas contienen bajos niveles de carbohidratos digestibles y alta proporción de carbohidratos no-digestibles (NDC) como almidón resistente, fibra insoluble y oligosacáridos no-digestibles (Henningson *et al.*, 2001). Los NDC se asocian con una respuesta glicémica baja, bajos niveles de colesterol y un decremento en los factores de riesgo de padecer cáncer de colon, lo que sugiere que el aumento en el consumo de leguminosas con elevados niveles de NDC podría ayudar a reducir la incidencia de esta enfermedad (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006).

El contenido de lípidos en ambas especies de guaje (Cuadro 2) fue superior al reportado para frijol, chícharo, haba, excepto a lo descrito en frijol de soya y frijol rojo (Audu y Aremu, 2011) y a guaje verde señalado por Sotelo (1997). Baltes (2007) reporta 2 % de grasa en el frijol de soya. Duarte–Martino *et al.* (2012) consideran que el contenido de lípidos en frijol es muy bajo (0.8 - 2.32 %) comparado con el de otros granos.

Las semillas de las leguminosas son ricas en proteínas y aminoácidos (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006), aunque éstas carecen o contienen muy bajas concentraciones de aminoácidos azufrados (Audu y Aremu, 2011; Duarte-Martino *et al.*, 2012) y triptófano; metionina y triptófano son aminoácidos esenciales indispensables en la dieta humana.

Los niveles de proteínas encontrados en guaje rojo y verde superan a los observados en chícharo y en haba seca (Gutiérrez y Matos, 2011; Moreiras *et al.*, 2013), pero son similares a los reportados en seis cultivares de frijol (15 - 35 %) cosechados en Brasil (Duarte-Martino *et al.*, 2012). Oakes y Skov (1967) reportan en ramas y vainas de *Leucaena* sp. un contenido inferior (14.0 - 16.2 %) usadas como forraje para vacas y cabras y a lo encontrado por Sotelo (1997) en semillas de la especie *L. leucocephala*. Debido a que se desconocen las características nutritivas de las proteínas presentes en guaje se sugiere realizar estudios posteriores de la calidad de la misma.

Las variaciones observadas de la calidad nutricional de la proteína en leguminosas, en particular en frijol, depende de factores genéticos, del perfil de aminoácidos esenciales, tiempo de almacenamiento, proceso de cocinado y de sustancias antinutricionales (Duarte-Martino *et al.*, 2012), en las especies de guaje se desconoce la alteración de la calidad nutricional de la proteína en las semillas frescas o cocinadas. Al respecto, Sotelo (1997) señala que en la mayoría de los casos el contenido de componentes nutricionales, en particular en las leguminosas silvestres, es similar al de variedades de la misma especie; la principal diferencia radica en el mayor contenido de factores antinutricionales presentes en aquellas silvestres.

La presencia de sustancias antinutricionales (taninos, lectinas, inhibidores de tripsina y ácido fítico) (Guzmán-Maldonado y Paredes-López, 1998) en leguminosas limitan la aceptabilidad de su consumo, aunque existen pocos reportes en soya y lenteja que señalan algunos de los beneficios biológicos de

estos metabolitos (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006), en guaje se desconoce la presencia y contenido de estos fitoquímicos. La presencia de sustancias antinutricionales en leguminosas reducen el valor nutricional de la proteína, digestibilidad, biodisponibilidad de minerales y la absorción de los aminoácidos (Duarte-Martino *et al.*, 2012).

Estos metabolitos son sensibles al calor y procesamiento (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006; Duarte-Martino *et al.*, 2012); sin embargo, algunos de ellos y sus productos de hidrólisis son benéficos a bajas concentraciones porque favorecen la disminución de los niveles de glucosa y lípidos en la sangre; el ácido fítico, los inhibidores de proteasas, saponinas, polifenoles y lignanos están asociados con la disminución de varios tipos de cáncer (Duarte-Martino *et al.*, 2012). Algunos beneficios biológicos se encuentran reportados en soya y lenteja (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006), en frijol existe poca información al respecto (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006). Sotelo (1997) señala en semillas de *L. leucocephala* la presencia de inhibidores de tripsina ($6.8 \text{ UIT g}^{-1} \text{ p.s.}$), lectinas (4.0 UAH g^{-1}) y ausencia de saponinas. En el follaje de *L. leucocephala* se ha descrito la presencia de un aminoácido tóxico (mimosina) para el ganado (Brewbaker, 1980; MacDicken, 1988); sin embargo, se desconoce en las semillas.

Contenido de fitoquímicos

Se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) en las concentraciones de fenoles totales, flavonoides y antocianinas entre las semillas de guaje rojo y

verde. Los niveles de compuestos fenólicos y flavonoides fueron superiores en el guaje rojo, en guaje verde se encontró mayor contenido de taninos condensados (proantocianidinas). El mayor contenido de antocianinas en las semillas de guaje rojo en comparación con guaje verde explica la pigmentación de la testa de las mismas (Figura 1).

Chanwitheesuk *et al.* (2005) reportan en semillas de guaje verde de Thailandia una concentración menor de taninos (60.6 mg equivalentes de ácido tánico en 100 g⁻¹ p.s.) como de fenoles (405.0 mg equivalentes de pirocatecol en 100 g⁻¹ p.s.) a lo encontrado en el presente trabajo, las diferencias podrían deberse a la metodología de análisis, al lugar de origen y al contenido de humedad en las muestras reportadas por el autor. En diferentes variedades de frijol cultivado en América y África (Cardador-Martínez *et al.*, 2002; Beninger y Hostfield, 2003; De Mejía *et al.*, 2003; Aparicio-Fernández *et al.*, 2005; Reynoso-Camacho *et al.*, 2006) se describe la presencia de compuestos fenólicos, flavonoides, antocianinas y taninos condensados (proantocianidinas) (Duarte-Martino *et al.*, 2012). La presencia de antocianinas solamente se reporta en la testa de frijoles negros y azul-violeta, así como, el contenido de proantocianidinas (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006). Los mecanismos de acción de cada fitoquímico en frijol se desconoce, pero el efecto sinérgico de éstos bioactivos lo convierten en un alimento con notables propiedades funcionales (Duarte-Martino *et al.*, 2012). Por lo anterior y los niveles encontrados las semillas de guaje rojo, principalmente podrían considerarse también un alimento económico funcional.

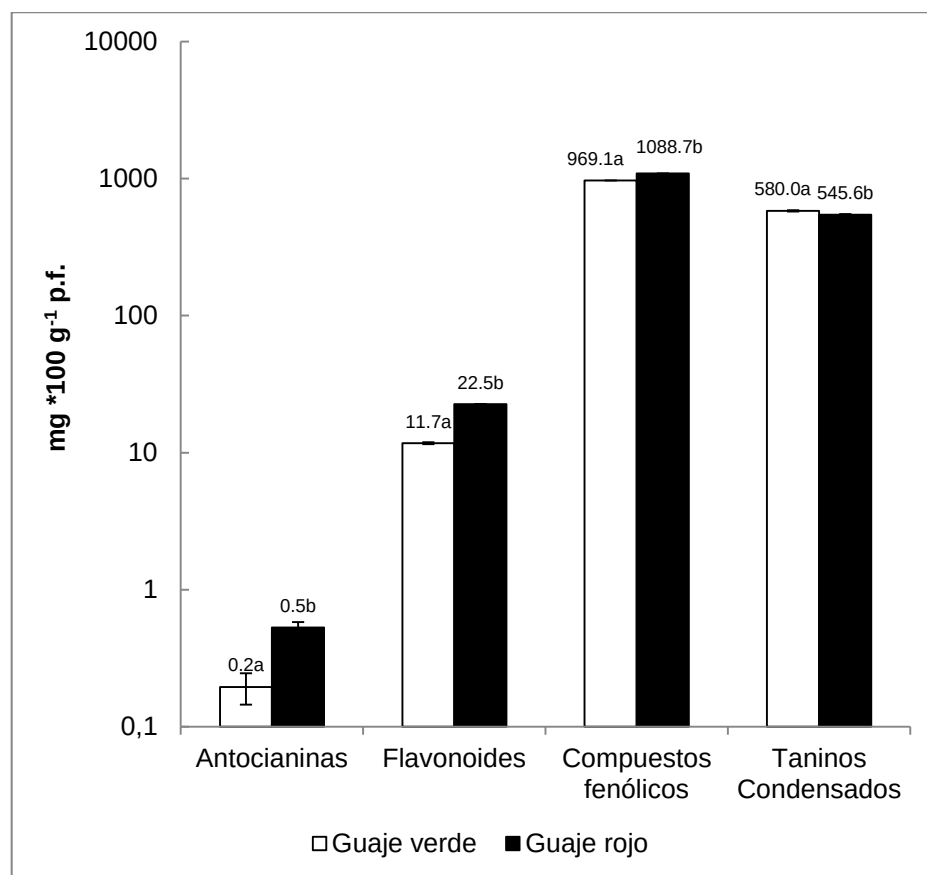


Figura 1. Componentes antioxidantes en las semillas de guaje rojo y verde. La concentración de antocianinas se expresó en: mg de antocianinas 100 g⁻¹ p.f.; flavonoides en mg EQ 100 g⁻¹ p.f.; compuestos fenólicos en mg EAG 100 g⁻¹ p.f.; taninos en mg EQ 100 g⁻¹ p.f. ^aLetras diferentes entre barras indican diferencia significativas (Tukey, $P \leq 0.05$).

Existen evidencias epidemiológicas que demuestran que la ingesta de alimentos ricos en fenólicos y flavonoides protegen al organismo de enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas (Cartea *et al.*, 2011). Las antocianinas son un tipo de flavonoides (Tsuda, 2012) presentes como pigmentos en algunos frutos, flores, hojas y en la testa de algunas semillas (Morales, 2011), numerosos estudios sugieren que estos metabolitos tienen un amplio rango de propiedades promotoras de salud como antioxidantes (secuestradores de especies reactivas del oxígeno “radicales libres” producidos

por el estrés oxidativo en el organismo afectando lipoproteínas, lípidos del plasma sanguíneo y otras biomoléculas) (Prior y Wu, 2006; Tsuda, 2012; Pojer *et al.*, 2013).

Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres

En el Cuadro 3 se presenta la actividad antioxidante determinada por tres métodos, lo cual demuestra un porcentaje elevado de inhibición de los radicales libres (ABTS*, DMPD* y DPPH*) (Cuadro 3) por los extractos de las semillas de ambas especies de guaje. En los tres métodos se observaron diferencias significativas entre los niveles de AAO entre guaje rojo y verde.

Cuadro 3. Determinación de la actividad antioxidante por los métodos ABTS, DMPD y DPPH en los extractos vegetales de las semillas de guaje rojo y verde.

Leguminosa	ABTS*		DMPD*		DPPH*	
	AAO (mg ET 100 g ⁻¹ p.f.) ^y	% de inhibición	AAO (mg EAG 100 g ⁻¹ p.f.)	% de inhibición	AAO (mg EQ 100 g ⁻¹ p.f.)	% de inhibición
Guaje verde	565.7 ± 1.3a ^z	97.2 ± 0.2a	265.4 ± 0.7a	95.9 ± 0.2a	140.4 ± 0.08a	94.3 ± 0.04a
Guaje rojo	570.7 ± 0.7b	98.1 ± 0.1b	267.5 ± 0.2b	96.6 ± 0.07b	135.2 ± 1.1b	91.7 ± 0.6b

^z Letras diferentes entre las columnas indican diferencias significativas ($P < 0.05$). ^y Los resultados se reportan media ± DE.

El coeficiente de Pearson ($r=0.5$) mostró una correlación positiva entre las antocianinas (0.82) y compuestos fenólicos (0.93) y la actividad antioxidante (método de ABTS) en las semillas de guaje rojo, en contraste la actividad antioxidante en guaje verde se correlaciona con los contenidos de flavonoides (0.86) y los compuestos fenólicos (0.59). El alto contenido de compuestos fenólicos encontrado en las semillas de guaje de ambas leguminosas podrían explicar la elevada actividad antioxidante, lo cual coincide con lo reportado en

frijol, en donde los autores señalan una elevada correlación del contenido de fenólicos con la actividad antioxidante (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006).

El presente estudio podría considerarse como una contribución preliminar al conocimiento de la calidad nutricia y antioxidante, aún no documentada en diferentes especies de guaje, recurso consumido ancestralmente por diferentes pueblos mesoamericanos y actualmente con un potencial poco reconocido y que aún forma parte de la identidad cultural y gastronómica de algunos estados de la república mexicana.

CONCLUSIONES

Las semillas de guaje rojo (*Leucaena esculenta*) presentaron mayores niveles de N, Mg, Mn, P y Zn, así como de lípidos que las de guaje verde (*Leucaena leucocephala*). Las semillas de guaje rojo y verde presentaron niveles similares de proteína y fibra cruda. Los contenidos de fibra cruda encontrados en ambas especies superaron a los reportados en frijol, sorgo, haba y frijol de soya. Las concentraciones de compuestos fenólicos, antocianinas y flavonoides fueron mayores en guaje rojo, sin embargo, guaje verde presentó mayores niveles de taninos condensados. El alto contenido de compuestos fenólicos encontrado en las semillas de guaje de ambas especies podrían explicar la elevada actividad secuestradora de radicales libres. Por lo anterior, el guaje es una especie de consumo subvalorado de alto valor nutricional y funcional, pero las semillas de guaje rojo podrían considerarse un alimento funcional por su calidad nutricional y el alto contenido de componentes antioxidantes.

LITERATURA CITADA

Alcántar, G. y M. Sandoval V. 1999. Manual de Análisis Químico de Tejido Vegetal. Publicación especial 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A. C. Chapingo, Estado de México, México. 156 p.

AOAC, Association of Official Analytical Chemists. 1998. Official Methods of Analysis, 16th ed. William, S. (ed.). Published by the Association of Official Analytical Chemist. USA. 771 p.

Aparicio-Fernández, X., G. Yousef G., G. Loarca-Piña, E. González De Mejía and M. A. Lila. 2005. Characterization of polyphenolics in the seed coat of Black Jamapa bean (*Phaseolus vulgaris* L.). Journal of Agricultural and Food Chemistry 53(11): 4615-4622.

Apata, D. F. and D. Aloghobo A. 1994. Biochemical evaluation of some Nigerian legume seeds. Food Chemistry 49: 333-338.

Audu, S. S. and M. O. Aremu. 2011. Effect of processing on chemical composition of red kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flour. Pakistán Journal of Nutrition 10(11): 1069-1075.

Baltes, W. 2007. Química de los Alimentos. Editorial Acribia Zaragoza. Mexico, D.F. 476 p.

Basurto, P. F. 2011. Los quelites de México: especies de uso actual. *In*: Especies Vegetales, Poco Valoradas: Una Alternativa para la Seguridad

Alimentaria. Mera, O. L. M.; Castro, L. D.; Bye, B. R. (eds.). UNAM. México, D. F. pp: 23-45.

Beninger, C. W. and G. L. Hostfield. 2003. Antioxidant activity of extracts, condensed tannin fractions, and pure flavonoids from *Phaseolus vulgaris* L. seed coat color genotypes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(27): 7879-7883.

Brewbaker, J. L. 1980. Giant *Leucaena* (Koahaole) Energy Tree Farm. Honolulu, HI: Hawaii Natural Energy Institute. Hawaii. 90 p.

Cardador-Martínez, A.; E. Castaño-Tostado and G. Loarca-Piña. 2002. Antimutagenic activity of natural phenolic compounds in the common bean (*Phaseolus vulgaris*) against aflatoxin B1. *Food Additives & Contaminants* 19(1): 62-69.

Cardador-Martínez, A., C. Jiménez-Martínez and G. Sandoval, G. 2011. Revalorization of cactus pear (*Opuntia* spp.) wastes as a source of antioxidants. *Ciência e Tecnologia de Alimentos* 31(3): 782-788.

Cartea, M. E., M. Francisco, P. Soengas and P. Velasco. 2011. Phenolic compounds in Brassica vegetables. *Molecules* 16: 251–280.

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(3): 176-182.

Chanwitheesuk, A., A. Teerawutgulrag and N. Rakariyatham. 2005. Screening of antioxidant activity and antioxidant compounds of some edible plants of Thailand. *Food Chemistry* 92(3): 491-497.

Chaturvedi, S., P. K. Sharma, V. K. Garg, and M. Bansal. 2011. Role of Nutraceuticals in health promotion. *International Journal of Pharm Tech Research* 3(1): 442-448.

Chew, Y. L., E. Chan W. L., P. L. Tan Y. Y. Lim, J. Stanslas and J. K. Goh. 2011. Assessment of phytochemical content, polyphenolic composition, antioxidant and antibacterial activities of Leguminosae medicinal plants in Peninsular Malaysia. *BMC Complementary and Alternative Medicine* 11(1): 12.

De Mejía, E., S. H. Gúzman-Maldonado, J. A. Acosta-Gallegos, R. Reynoso-Camacho, E. Ramírez-Rodriguez, J. L. Pons-Hernández, M. M. González-Chavira, J. Z. Castellanos, and J. D. Nelly. 2003. Effect of cultivar and growing location on the trypsin inhibitors, tannins and lectins of common beans (*Phaseolus Vulgaris* L.) grown in semiarid highlands of México. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51(20): 5962-5966.

Duarte-Martino, H. C., L. De Moraes C., S. Machado R. R., M. I. de Souza D., N. Deniz P. and E. de Mejía. 2012. Nutritional and Bioactive Compounds of soybean: Benefits to Human Health. *In: Hispanic Foods: Chemistry and Bioactive Compounds (ACS Symposium)*. Tunick, M. H.; González De Mejía, E. (eds.). American Chemical Society. USA. pp: 233-258

Espín, J. C., M. T. García-Conesa and F. A. Tomás-Barberá. 2007. Nutraceuticals; Facts and fiction. *Phytochemistry* 68(22-24): 2986-3008.

Fogliano, V., V. Verde, G. Randazzo and A. Ritieni. 1999. Method for Measuring Antioxidant Activity and its application to monitoring the antioxidant capacity of wines. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47(3): 1035-1040.

Giami, S. Y. 1993. Effect of processing on the proximate composition and functional properties of cowpea (*Vigna unguiculata*) flour. *Food Chemistry* 47(2):153-158.

Giusti, M. M., R. E. Wrolstad. 2001 Unit. F1.2.1-13, Anthocyanins. Characterization and measurement with UV-Visible spectroscopy. *In: Current Protocols in Food Anal.Chem.* Wrolstad, R.E. (ed.). John Wiley & Sons: New York. USA. 14 p.

Grether, R., A. Martínez-Bernal, M. Luckow, y S. Zárate. 2006. Mimosaceae. Tribu Mimoseae. En: *Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán*. Dávila A. P. D., J. L. Villaseñor R., R. Medina L. y O. Téllez V. (eds.). Fascículo 44. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 117 p.

Gutiérrez, H. K. T. y R. A. Matos Ch. 2011. Propiedades nutricionales y funcionales de la harina de habas. *Revista de la Universidad Peruana Unión* 1: 1-7.

Guzmán-Maldonado, S. H. and O. Paredes-López. 1998. Functional products of plants indigeneous of Latin America: amaranth, quinoa, common beans and botanicals, pp. 293-328. *In: Functional Foods. Biochemical and Processing Aspects.* Mazza, G. (ed.). Technomic Publishing Company. Pennsylvania, USA. pp: 293-328.

Henningson, A. M., M. Nyman E. and M. Bjorck I. 2001. Content of short-chain fatty acids in the hindgut of rats fed processed bean (*Phaseolus vulgaris*) flours varying in distribution and content of indigestible carbohydrates. *British Journal of Nutrition* 86(3): 379-89.

Kaisoon, O., S. Siriamornpun, N. Weerapreeyakul, and N. Meeso. 2011. Phenolic compounds and antioxidant activities of edible flowers from Thailand. *Journal of Functional Foods* 3(2): 88-99.

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.

Macdicken, K. G. 1988. Nitrogen fixing trees for wastelands. RAPA Publication 1988/9. Bangkok: Food and Agriculture Organization of the United Nations, Regional Office for Asia and the Pacific. Bangkok, Thailandia. 104 p.

Martínez, M. 1994. Catálogo de Nombres Vulgares y Científicos de Plantas Mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México. 1247 p.

Menchú, M. T. y H. Méndez. 2012. Tabla de Composición de Alimentos de Centroamérica/INCAP/ 2da. Edición. Guatemala. 128 p.

Morales, A. R. 2011. Frutoterapia: El oro de mil colores. EDAF. Madrid, España. 314 p.

Moreiras, O., A. Carbajal, L. Cabrebra y C. Cuadrado. 2013. Tablas de Composición de Alimentos. Editorial Pirámide. España. 140 p.

Oakes, A. J. and O. Skov. 1967. Yield trials of *Leucaena* in the U.S. Virgin Islands. Journal of Agriculture University of Puerto Rico 51: 176-181.

Pamplona-Roger, G. D. 2006. Encyclopedia of Foods and Their Healing Power: A Guide to Food Science and Diet Therapy. Editorial Safeliz. 447 p.

Parrota, J. A. 1992. *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, leucaena, tantan. US Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experimental Station. New Orleans, L.A. USA. 8 p.

Pierart, Z. C. and J. Rozowsky N. 2006. Papel de la nutrición en la prevención del cáncer gastrointestinal. Revista Chilena de Nutrición 33(1): 8-13.

Pojer, E., F. Mattivi, D. Johnson and C. S. Stockley. 2013. The case for anthocyanin consumption to promote human health: a review. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety 12: 483-508.

Prior, R. L. and X. Wu. 2006. Anthocyanins: structural characteristics that result in unique metabolic patterns and biological activities. *Free Radical Research*. 40: 1014–1028.

Re, R., N. Pellegrini, A. Proteggente, A. Pannala, M. Yang, and C. Rive-Evans. 1999. Antioxidant activity an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine* 26(9/10): 1231-1237.

Reynoso-Camacho, R., M. Ramos-Gómez, G. and Loarca-Pina. 2006. Bioactive Components in Common Beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *In: Advances in Agricultural and Food Biotechnology*; Guevara-González, R.; Torres-Pacheco, I. (eds.). Research Signpost, Trivandrum, India. pp: 217-236.

Salinas-Moreno, Y., J. J. Pérez-Alonso, G. Vázquez-Carrillo, F. Aragón-Cuevas y G. A. Velázquez-Cardelas. 2012. Antocianinas y actividad antioxidante en maíces (*Zea mays* L.) de las razas chalqueño, elotes cónicos y bolita. *Agrociencia* 46(7): 693-706.

Shetti, A., V. Keluskar and A. Aggarwal. 2009. Antioxidants enhancing oral and general health. *Journal of Indian Academy of Oral Medicine and Radiology* 21(1): 1-6.

Sotelo, A. 1997. Constituents of wild food plants, pp. 89-111. *In: Functionality of Food Phytochemicals*. Johns, T. and J. T. Romeo (eds.). Plenum Press, New York.USA. pp: 89-112.

Tachakittirungrod, S., S. Okonogi and S. Chowwanapoonpohn. 2007. Study on antioxidant activity of certain plants in Thailand: Mechanism of antioxidant action of guava leaf extract. *Food Chemistry* 103(2): 381-388.

Tsuda, T. 2012. Dietary anthocyanin-rich plants: biochemical basis and recent progress in health benefits studies. *Molecular Nutrition and Food Research* 56: 159–70.

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

Zárate, S. 1987. Taxonomic identity of *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, with a new combination. *Phylologia* 63(4): 304-306.

Zárate, S. 1999. Ethnobotany and domestication process of *Leucaena* in México. *Journal of Ethnobiology* 19(1): 1-23.

CAPITULO II

CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y NUTRACÉUTICAS DE HORTALIZAS DE USO ANCESTRAL DE MÉXICO

RESUMEN

En México, el consumo de hortalizas no cultivadas, como las verdolagas se mantienen desde épocas precolombinas. La población prehispánica integraba las plantas recolectadas de sus campos de cultivo como parte de su dieta; debido a que son fuente de vitaminas, minerales, fibra y proteínas. Las hortalizas ofrecen una variedad de sabores, olores y texturas a una dieta basada en frijol, maíz y chile, formando parte de las costumbres y tradiciones culinarias del país. Sin embargo, hoy en día se desconoce el contenido nutricional y antioxidante de una gran variedad de especies vegetales. El objetivo del presente trabajo fue determinar el contenido de minerales, componentes nutricionales y el potencial antioxidante en hortalizas (huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos, verdolagas) de consumo ancestral de México. Las verdolagas presentaron valores elevados en el contenido de los minerales N, Cu, Mg, Mn y Zn. Los mayores niveles de proteína lo presentaron los quintoniles (26.2 %) y las verdolagas (25.9 %); sin embargo en los huauzontles se reportó el mayor contenido de carbohidratos (56.8 %) y fibra cruda (16.9 %). En el análisis fitoquímico fueron los huauzontles los que presentaron el mayor contenido de compuestos fenólicos (433 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) y flavonoides (135.3 EQ 100 g⁻¹ p.f.). La mayor actividad antioxidante determinada por tres métodos (ABTS, DMPD y DPPH) se encontró en huauzontles (83.4, 79.06 y 79.97 %, respectivamente).

Palabras clave: antioxidantes, fenoles, carbohidratos, flavonoides, minerales.

ABSTRACT

In Mexico, consumption of vegetables uncultivated, as purslane remain from pre-Columbian times. The prehispanic population integrated plants collected from their fields as part of their diet; because they are a source of vitamins, minerals, fiber and protein. Vegetables offer a variety of tastes, smells and textures to one based on beans, corn and chili, forming part of the customs and traditions of the country culinary diet. However, today the nutritional and antioxidant content of a variety of plant species is unknown. The aim of this study was to determine the mineral content, nutritional components and antioxidant potential in vegetables (huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos, verdolagas) consumption of ancestral Mexico. Verdolagas had high values in the content of minerals N, Cu, Mg, Mn and Zn. Higher levels of protein presented it the quintoniles (26.2 %) and purslane (25.9 %); however in huauzontles the highest carbohydrate content (56.8 %) and crude fiber (16.9 %) was reported. In the phytochemical the huauzontles had the highest content of phenolic compounds (433 mg EAG 100 g⁻¹ fw) and flavonoids (135.3 EQ 100 g⁻¹ fw). The highest antioxidant activity determined by three methods (ABTS, DMPD and DPPH) was found in huauzontles (83.4, 79.06 and 79.97 % respectively).

Key words: antioxidants, phenols, carbohydrates, nutraceutical, minerals.

INTRODUCCIÓN

México es un país con gran biodiversidad y riqueza natural, alberga aproximadamente de 26 000 especies de plantas superiores (10 % de la flora mundial) (Basurto, 2011). Desde tiempos prehispánicos, algunas especies fueron un recurso importante de la alimentación de diversas comunidades indígenas; actualmente forman parte de las costumbres y tradiciones de la población de diversas regiones del país. Los huauzontles (*Chenopodium* spp.), los quelites (*Chenopodium* spp.), los quintoniles (*Amaranthus* spp.), los romeritos (*Suaeda* spp.) y las verdolagas (*Portulaca* spp.) crecen como arvenses o malezas de otros cultivos (milpas, chilares, frijolares, cafetales) aunque no representan una competencia significativa de estos cultivos (Basurto, 2011), no obstante también se cultivan en regiones templadas y tropicales para consumo como ingredientes en la preparación de platillos de importancia cultural en diversas regiones del país (Páez, *et al.*, 2007; Basurto, 2011; Mera *et al.*, 2013). De las especies mencionadas, los quelites como hortalizas ocupan un lugar destacado entre las plantas de consumo; debido a que se reportan 164 plantas reconocidas como quelites, pero su consumo se ha desplazado por otras plantas comestibles de mayor valor comercial (Rojas *et al.*, 2011) y por otros factores (ambientales, cambios en los hábitos alimentarios o transformación del hábitat) (Basurto *et al.*, 2011; Castro *et al.*, 2011; Castro-Lara *et al.*, 2014). Sin embargo, la calidad nutricional, así como, el contenido de ingredientes nutraceuticos y antioxidantes de estas hortalizas (huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas) aún se desconoce.

A pesar de la riqueza productiva y gran diversidad vegetal (Jiménez *et al.*, 2014), son pocos los trabajos que han estudiado la presencia de compuestos nutraceuticos y antioxidantes en frutos y hortalizas de uso ancestral. El presente estudio pretende contribuir con información de la calidad nutricional y nutraceutica de alimentos autóctonos, con la intención de revalorizar su identidad cultural, así como fomentar el consumo por el potencial en sus componentes nutraceuticos para mantener y prevenir enfermedades entre los consumidores (Gonzalo y Alonso, 2002; Bello, 2006).

Los compuestos nutraceuticos (vitaminas, flavonoides, isoflavonoides, tocotrienoles, compuestos orgánicos de azufre, carotenoides y polifenoles (Scarafoni *et al.*, 2007; Wildman y Kelley, 2007; Badimon *et al.*, 2010) se asocian con propiedades antioxidantes, anti-inflamatorias, anti-envejecimiento y desintoxicantes (Scarafoni *et al.*, 2007), actúan en la prevención de la arterosclerosis (Badimon *et al.*, 2010) y en patologías degenerativas de articulaciones (Googs *et al.*, 2005; Das *et al.*, 2012). Recientemente, estudios epidemiológicos han mostrado que existe una relación inversa entre la aparición de ciertos padecimientos (cáncer, diabetes, enfermedades cardiovasculares, obesidad y alteraciones del sistema nervioso) y la ingesta de alimentos nutraceuticos entre la población (Chew *et al.*, 2011; Chintale *et al.*, 2013).

Por lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue determinar el contenido de minerales, componentes nutricionales y el potencial antioxidante en hortalizas (huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos, verdolagas) de consumo ancestral de México.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal

Las muestras de huauzontles, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas se obtuvieron de la Central de Abasto de Ecatepec, ubicada en Avenida Carlos Hank González en el Municipio de Ecatepec de Morelos, Estado de México. Para el estudio, la parte comestible (hojas) de las especies se eligió libre de daños físicos visibles y de plagas y enfermedades. En el laboratorio, el material se lavó con agua corriente y después con agua destilada. El material vegetal seco (55 °C durante 48 h) se trituró en un molino Thomas-Wiley mill (Thomas Scientific, Swedesboro, NJ, USA). La harina se mantuvo en congelación a -20 °C, para su posterior análisis. Para el análisis fitoquímico se reservaron 10 g de hojas y tallo fresco.

Cuantificación de minerales

Cada muestra seca y molida (0.5 g) se procesó mediante digestión húmeda con la adición de 4 mL de una mezcla diácida ($\text{H}_2\text{SO}_4:\text{HClO}_4$, 4:1, v/v) y 2 mL de peróxido de hidrógeno. Las determinaciones de B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Na, P, N y Zn se realizaron en un Espectrofotómetro de Emisión Atómica de Plasma por Inducción Acoplada (ICP-AES) VARIAN modelo Liberty II. El contenido de N se determinó por el método micro-kjeldahl descrito por Alcántar y Sandoval (1999).

Análisis proximal

Los porcentajes de humedad, lípidos, fibra cruda y cenizas de cada muestra seca y molida se analizaron mediante los métodos correspondientes descritos por la AOAC (1998). El contenido de ácidos grasos se calculó a partir de la fórmula: $\% \text{ AG} = 0.8(\text{FC})$; donde AG = ácidos grasos y FC = fibra cruda (Audu y Aremu, 2011). El contenido de carbohidratos totales se calculó mediante la fórmula $\% \text{ CT} = 100 - (\% \text{ PC} + \% \text{ L} + \% \text{ C})$; donde CT = carbohidratos totales, PC = Proteína cruda, L = lípidos, C = cenizas (Audu y Aremu, 2011).

Cuantificación de fitoquímicos

Preparación de los extractos metanólicos. A 1 g material fresco de cada especie se le adicionaron 10 mL de MeOH acuoso al 80 % (v/v), la mezcla se homogeneizó mediante agitación en un vortex, posteriormente, se colocaron en un sonicador por 15 min a temperatura ambiente, se dejó reposar durante 24 h y se centrifugó por 10 min a $1409 \times g$ para usarse en la cuantificación de los fitoquímicos (Wojdylo *et al.*, 2007).

Cuantificación de fenoles. Se tomaron 0.5 mL del extracto metanólico, preparado previamente, se agregaron 0.5 mL del reactivo Folin-Ciocalteu (0.2 N) y 4 mL de una solución 0.7 M de Na_2CO_3 , la mezcla se incubó a temperatura ambiente y en oscuridad durante 2 h. Se tomaron lecturas en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 765 nm. La concentración se calculó a partir de una curva estándar preparada a base de ácido gálico (0 – 400 mg/L). El contenido total de

compuestos fenólicos en el extracto se expresó en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) de acuerdo al método modificado de Waterman y Mole (1994).

Cuantificación de flavonoides. A 0.5 mL del extracto metanólico preparado anteriormente, se le agregaron 1.5 mL de etanol al 95 % (v/v), 0.1 mL de solución de AlCl₃ al 10 % (p/v), 0.1 mL de solución 1 M de CH₃COOK y 2.8 mL de agua destilada. Se incubó la mezcla por 30 min. Se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda 415 nm. Para la cuantificación de los flavonoides se realizó una curva estándar con el flavonol quercetina (0 – 1 mM) (Chang *et al.*, 2002). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g⁻¹ p.f.).

Cuantificación de taninos condensados. A 200 mg de material fresco se le agregaron 10 mL de solución del HCl en MeOH al 1 % (v/v), se mantuvieron en agitación constante durante 20 min y después se filtró. Se tomó un 1 mL de la mezcla filtrada y se le agregaron 4 mL de una solución de HCl al 8 % en MeOH (v/v) y una solución de vainillina en MeOH al 4 % (v/v) en una proporción de 1:1. La mezcla resultante se mantuvo en baño maría a 30 °C durante 20 min. Posteriormente, se midió su absorbancia de la mezcla en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 500 nm. Para la cuantificación se realizó una curva estándar a base de catequina (0 – 0.0625 mg/mL) (Cardador-Martínez *et al.*, 2011). El contenido total de taninos

se expresó como mg de catequina en 100 g⁻¹ de peso fresco (mg EC 100 g⁻¹ p.f.).

Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres

Método ABTS. La actividad antioxidante se determinó de acuerdo al método descrito por Re *et al.* (1999). Para generar el radical libre ABTS^{•+} (Ácido 2,2'-azino-bis (3-etilben-zotiazolin)-6-sulfónico), a 10 mL de una solución 7 mM de ABTS, se le agregaron 6.61 mg de K₂S₂O₄, la mezcla se dejó reposar a temperatura ambiente en oscuridad durante 16 h. A 1 mL de la solución de ABTS se le agregó el volumen necesario de etanol anhidro hasta lograr obtener en la mezcla una absorbancia de 0.7 ± 0.1 (máxima concentración de radical ABTS^{•+} formado) medida en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 734 nm. A 1 mL de la solución 7 mM de ABTS^{•+} se le adicionaron 10 µL del extracto metanólico de la muestra a analizar, la mezcla se incubó en baño maría a 30 °C en oscuridad por 7 min. Posteriormente, se midió la absorbancia de la mezcla en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 734 nm. Para la cuantificación de la actividad antioxidante se realizó una curva estándar a base de la trolox (0 – 2 mM; Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de trolox por cada 100 g de peso fresco (mg ET 100 g⁻¹ p.f.). Para calcular el porcentaje de inhibición del radical libre ABTS^{•+} se empleó la fórmula: % de inhibición = $[(A_0 - A_F)/A_0]100$. Dónde: A₀ = absorbancia

inicial del radical libre a 734 nm, A_F = absorbancia final de la reacción con la muestra.

Método DMPD. Se siguió la metodología descrita por Fogliano *et al.* (1999) para lo cual se preparó una solución 100 mM del radical libre DMPD^{•+} (Diclorhidrato de N,N–dimetil-p-fenilendiamina). A 1 mL de esta solución se le adicionaron 100 mL de una solución amortiguadora (10 mL de CH₃COOH 0.2 M y 40 mL CH₃COONa·3H₂O 0.2 M; volumen de aforo final de 100 mL) para mantener un pH de 5.25 y 200 µL de una solución 0.5 M de FeCl₃·6H₂O, la mezcla se agitó y se dejó reposar en oscuridad 10 min. Se leyó la absorbancia de la mezcla en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 506 nm (A_I = absorbancia inicial). Se tomó 1 mL de la solución del radical libre DMPD^{•+}, se le adicionaron 50 µL de la muestra problema y se repitió el procedimiento anterior. Se leyó la absorbancia a la misma longitud de onda (A_F = absorbancia final). Se utilizó una curva patrón a base de ácido gálico con una concentración de 0 – 1.5 mM. Los resultados se expresaron en mg equivalentes de ácido gálico por cada 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p.f.). El porcentaje de inhibición del radical libre DMPD^{•+} se calculó empleando la fórmula: % de inhibición = $[1 - (A_F / A_I)]100$.

Método DPPH. Se preparó una solución metanólica acuosa al 80 % (v/v) del radical libre DPPH^{•+} (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo) a una concentración 100 µM. Se midió su absorbancia a 515 nm (A_I = absorbancia inicial). Se tomaron 2.9 mL de la solución del radical libre DPPH^{•+} y se le adicionaron 100 µL del extracto

metanólico de la muestra, la mezcla se incubó en oscuridad a 23 °C durante 30 min. Se midió la absorbancia en un espectrofotómetro Genesys 10s (Thermoscientific, Florida, USA) a una longitud de onda de 506 nm (A_F = absorbancia final). Se utilizó una curva patrón a base quercetina con una concentración de 0 – 0.5 mM. Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por cada 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g⁻¹ p.f.). El porcentaje de inhibición del radical libre DPPH[•] se calculó empleando la fórmula: % de inhibición = $[1 - (A_F/A_I)]100$ de acuerdo a lo reportado en la metodología de Kim *et al.* (2002).

Análisis estadístico

Los datos se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y a la prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$). También se calculó el coeficiente de correlación de Pearson mediante el programa Statistical Analysis System (SAS, versión 9.0, 2003).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Contenido de minerales

Se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) de las concentraciones nitrógeno y de todos los minerales, la excepción fue la de B en donde no se observaron diferencias entre las concentraciones de todas las especies (Cuadro 1). Las verdolagas presentaron los niveles mayores de N, Cu, Fe, Mg, Zn y Mn; los quintoniles tuvieron las mayores concentraciones de K, Fe, Cu, Ca y P. Los

romeritos destacaron por su contenido de Na y los huauzontles por el contenido elevado de K en comparación con las hortalizas restantes.

Cuadro 1. Concentración de fósforo, nitrógeno y 10 minerales en cinco especies hortalizas.

Especie	Nombre común	N	P	Mg	K	Ca	Na	Fe	Mn	Cu	B	Zn
		(mg 100 g ⁻¹ p.f.)										
<i>Chenopodium</i> spp.	Huauzontles	1322.3c ^z	240.9c	463.8d	1862.3a	504.8b	37.3d	7.1b	3.1b	0.6b	6.2a	1.5c
<i>Chenopodium</i> spp.	Quelites	1275.8d	260.3b	748.5b	1202.1b	383.4c	2760.3b	6.2b	1.5c	0.68b	6.4a	1.6c
<i>Amaranthus</i> spp.	Quintoniles	1599.3b	329.7a	1094.5a	1191.1b	951.8a	53.2d	9.3a	1.4c	0.86b	6.2a	2.2b
<i>Suaeda</i> spp.	Romeritos	1350.7c	141.8d	661.1c	279.0c	225.5d	3363.5a	3.3c	0.72d	0.42b	6.8a	0.57d
<i>Portulaca</i> spp.	Verdolagas	1651.3a	329.5a	1121.5a	1230.7b	512.7b	158.9c	9.3a	3.8a	1.2a	5.3a	3.3a
DMSH		45.7	8.2	78.3	142.9	38	97.4	1.5	0.2	0.3	1.4	0.5

^z Medias con igual letra por columnas son estadísticamente iguales (Tukey, $P \leq 0.05$). DMSH: diferencia mínima significativa honesta.

Dhellot *et al.* (2006) reportaron valores inferiores de K (48.59 y 18.52 mg 100g⁻¹), Na (11.88 y 3.75 mg 100 g⁻¹), Mg (223.45 y 970 mg 100 g⁻¹) y Ca (12.58 y 22.12 mg 100 g⁻¹) en semillas de dos variedades de quintoniles, pero en hoja no existe información. Por otro lado, Mandle *et al.* (2012) encontraron concentraciones menores de Fe en espinacas y verdolagas (4.4 y 6.75 mg 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) a los observados en las verdolagas del presente estudio. La concentración de Mg en quintoniles (1094.5 mg 100 g⁻¹ p.f.) superó a lo reportado por Mera-Ovando *et al.* (2003) en quintoniles blanco y rojo (600.3 y 589.6 mg 100 g⁻¹ p.f., respectivamente); los autores también analizaron los contenidos de K (1908.4 y 2609.1 mg 100 g⁻¹ p.f.; respectivamente) y de Ca (3120.1 y 2359 mg 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) para ambos tipos de quintoniles, los cuales resultaron ser superiores a los encontrados (1191.1 mg 100 g⁻¹ p.f.) en el presente trabajo. Cabe señalar que las diferencias

encontradas en las concentraciones de minerales entre especies se podrían atribuir a factores genéticos, condiciones edafoclimáticas, al tipo de cultivo y al método de análisis, como se ha reportado en otros tipos de hortalizas y en algunos frutos (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006). Las variaciones del contenido de minerales también podría depender del contenido de sales en el agua de riego y del suelo donde el alimento se cultivó (Ansong y Pathak, 2010).

Las concentraciones de P, Fe, Ca y Zn en todas las hortalizas del presente estudio superaron a los reportados para otras hortalizas como acelga (3.0, 3.9, 113.0, 0.02 mg 100 g⁻¹), apio (24, 0.2, 40, 0.13 mg 100 g⁻¹), espinaca (49, 2.71, 90, 0.53 mg 100 g⁻¹) y brócoli (66, 0.73, 47, 0.41 mg 100 g⁻¹, respectivamente) (Menchú y Méndez, 2012).

El contenido de minerales presente en las hojas de los vegetales verdes juegan un papel importante en el metabolismo; por ello, son constituyentes principales en la dieta humana (Rai *et al.*, 2013). Por lo tanto, los resultados obtenidos sugieren que el consumo de estos vegetales podrían ser una alternativa de ingesta de minerales económica para la población.

Análisis proximal

Se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.05$) entre las concentraciones de los metabolitos de algunas hortalizas (Cuadro 2). Las verdolagas y los quintoniles presentaron la mayor concentración de proteínas (25.9 y 26.2 %, respectivamente) en comparación con las hortalizas restantes. Dhellot *et al.* (2006) reportaron niveles menores de proteína en dos variedades híbridas de

quintoniles (17.6 y 18.99 %) a lo encontrado para quintoniles (26.2 %) en el presente trabajo. Mera-Ovando *et al.* (2003) reportaron concentraciones similares de proteína (24.2 y 24.3 %) en dos especies diferentes de quintoniles (*A. cruentus* y *A. hypocondriacus*).

Quintoniles y verdolagas presentaron concentraciones superiores de proteínas (26.2 y 25.9 %, respectivamente) a las encontradas en otras hortalizas como brócoli (2.82 %) y espinaca (2.86 %) (Menchú y Méndez, 2012); pero inferior a los reportado en haba (24.94 %) (Hernández-Bolívar *et al.*, 2015), lenteja (25.8 %) y frijol soya (46.53 %), leguminosas que se caracterizan por contenidos importantes de proteína (Menchu y Méndez, 2012). No existen estudios previos de los niveles de proteínas de las hortalizas frescas analizadas, así como la alteración de la calidad nutricional de la proteína de algunas que se consumen cocidas (romeritos, verdolagas, huauzontles).

Cuadro 2. Análisis proximal (%) de cinco especies de hortalizas.

Nombre científico	Especies vegetales	Humedad	Cenizas	Proteína cruda	Fibra cruda	Carbohidratos	Lípidos	Ácidos grasos
<i>Chenopodium</i> spp.	Huauzontles	3.8b ^z	17.3c	23.1b	16.9a	56.8a	2.8b	13.6a
<i>Amaranthus</i> spp.	Quelites	3.9b	24.5b	19.7c	14.2b	53.6b	2.2c	11.3b
<i>Chenopodium</i> spp.	Quintoniles	4.4a	17.6c	26.2a	8.5d	53.5b	2.7b	6.8d
<i>Suaeda</i> spp.	Romeritos	2.0c	27.9a	23.1b	6.9e	46.3c	2.8b	5.6e
<i>Portulaca</i> spp.	Verdolagas	1.3d	17.9c	25.9a	12.3c	52.1b	4.1a	9.9c
DMS		1.4	0.5	1.7	1.1	2.6	0.33	0.8

^z Medias con igual letra por columnas son estadísticamente iguales ($P \leq 0.05$).

Los huauzontles, los quelites, los quintoniles y las verdolagas presentaron los niveles más elevados (52 - 57 %) de carbohidratos; estos resultados mostraron

valores superiores a los reportados para otras hortalizas como acelga (4.5 %) y apio (1.3 %) (Moreiras *et al.*, 2013). En los quintoniles se encontró una concentración superior ($53.5 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) a la reportada por Mera-Ovando *et al.* (2003) para quintoniles rojos y blancos (*A. cruentus* y *A. hypocondriacus*) (34 y $27.2 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$, respectivamente).

Algunas plantas contienen niveles bajos de carbohidratos digeribles una proporción alta de carbohidratos no digeribles (CND) como almidón resistente, fibra insoluble y oligosacáridos no digeribles (Henningson *et al.*, 2001). Los CND se asocian con una respuesta glucémica baja, niveles bajos de colesterol y decremento en los factores de riesgo de padecer cáncer de colon, lo que sugiere que el aumento en el consumo de hortalizas y frutos con niveles elevados de CND podría ayudar a reducir la incidencia de dicha enfermedad (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006).

Los huauzontles tuvieron la concentración mayor de fibra cruda (16.9 %) superando a las reportadas por Menchú y Méndez (2012) y Das *et al.* (2012) en algunos alimentos con alto contenido de fibra como avena, cebada, amaranto y centeno (10.6, 15.6, 9.3, 14.5 %, respectivamente) y en algunas hortalizas como apio, espinaca, brócoli y calabaza (1.6, 2.2, 2.6, 2.0 %, respectivamente). En contraste los quelites (14.2 %) presentaron una menor concentración a los huauzontles. Gupta *et al.* (2013) señalaron niveles mayores de fibra (1.85 %) en otra especie de quelite conocido como “cenizo” (*Chenopodium álbum*). Mera-Ovando *et al.* (2003) reportaron valores mayores de fibra (11.2 y 14.1 %) en dos

especies diferentes de quintoniles (*A. cruentus* y *A. hypocondriacus*) a los encontrados en el presente estudio.

Es importante mencionar que el consumo de fibra disminuye los niveles de colesterol y de azúcar en la sangre (aunque el mecanismo de acción aún no está totalmente elucidado) (Duarte-Martino *et al.*, 2012), regula la mecánica digestiva, también se le atribuyen efectos benéficos en la prevención de algunos padecimientos degenerativos (cardiovasculares y diabetes) (Schmidl y Labuza, 2000). Algunas moléculas orgánicas como los ácidos biliares, el colesterol, las hormonas esteroides y los compuestos tóxicos son absorbidos por la fibra dietética, además se le ha relacionado nutricionalmente con la absorción de minerales y metales pesados y con la absorción de fluidos y electrolitos en el lumen del intestino por lo que su ingesta ofrece grandes beneficios a la salud (Singh *et al.*, 2015).

Las verdolagas presentaron la mayor concentración de lípidos; sin embargo, en los huauzontles se encontró el mayor nivel de ácidos grasos. Vicente-Murillo *et al.* (2014) reportaron 1.7 % y Besong *et al.* (2011) 6.9 % en verdolagas. Diversos estudios (Liu *et al.*, 2000; Besong *et al.*, 2011; Vicente-Murillo *et al.*, 2014) señalaron mayor contenido de ácidos grasos insaturados que saturados en verdolagas, el ácido linolénico fue el más abundante en la misma especie cultivada en Cuba (Vicente-Murillo *et al.*, 2014); pero en huauzontles no existen reportes al respecto. Mera *et al.* (2013) señalaron los niveles de los ácidos grasos insaturados linoleico, linolénico y araquídico en cinco variantes cultivadas y dos arvenses de verdolagas de México. El contenido de ácidos

grasos omegas 3 y 6 (Uddin *et al.*, 2014) podría explicar las propiedades (antioxidantes, antiinflamatoria, antiulcerogénica, antidiabética y neuroprotectora) que se le atribuyen a las verdolagas (Uddin *et al.*, 2014; Zhou *et al.*, 2015). Asimismo, Uddin *et al.* (2014) señalaron que las verdolagas contienen cinco veces más el contenido de ácidos grasos que la espinaca ($0.1 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$).

Contenido de antioxidantes

Se encontraron diferencias significativas entre las concentraciones de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos de las hortalizas estudiadas. En todas las hortalizas los contenidos de los compuestos fenólicos fue superior al de flavonoides, posiblemente porque algunos flavonoides se podrían encontrar como proantocianidinas (taninos condensados), como sucede en diversos frutos (Cui *et al.*, 2006; López *et al.* 2015) porque no existen estudios en hortalizas. Todas las especies estudiadas presentaron niveles superiores de taninos condensados en comparación con los compuestos fenólicos y flavonoides. Huauzontles fueron los que presentaron la mayor concentración de compuestos fenólicos y de flavonoides en comparación con las especies restantes, en contraste, los taninos estuvieron presentes en mayor concentración en los quintoniles (Figura 1). Los taninos son considerados como antinutricionales por precipitar las proteínas, factor que interviene en la reducción de la digestibilidad de las proteínas (Gupta y Verma, 2011; Soares *et al.*, 2011) y de los carbohidratos (Reed, 2010) lo que limita la aceptabilidad de consumo; sin embargo, son sensibles al calor y procesamiento y sus productos de hidrólisis

son benéficos a bajas concentraciones ya que favorecen la disminución de los niveles de glucosa y lípidos en la sangre (Duarte-Martino *et al.*, 2012) y tienen propiedades antioxidantes (Martínez *et al.*, 2013).

No existen estudios que describan los contenidos de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos en quintoniles, quelites, romeritos y huauzontles, solamente en verdolagas. Aunque, se ha reportado el contenido de flavonoides totales ($304.87 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$ en toda la planta (raíz, tallo y hoja) en verdolagas cultivadas en cinco regiones de China (Liang *et al.*, 2014). Asimismo, Zhou *et al.* (2015) identificaron la presencia de siete flavonoides (kaempferol, miricetina, luteolina, apigenina, quercetina, genisteína, y genistina) en verdolagas.

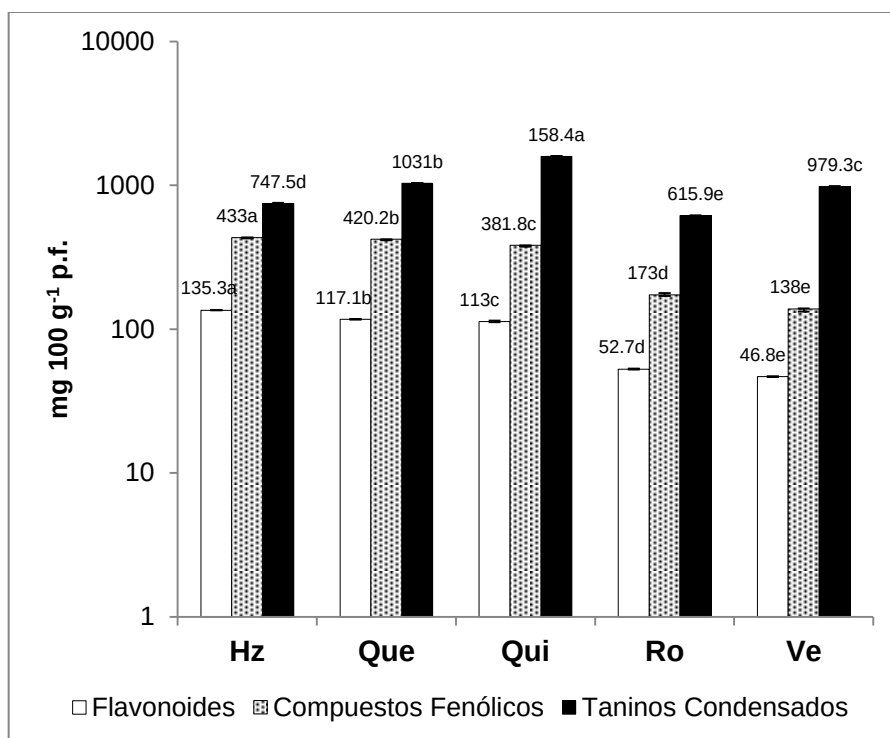


Figura 1. Concentración de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos de cinco hortalizas. Hz = huauzontles; Que = quelites; Qui = quintoniles; Ro = romeritos; Ve = verdolagas. La concentración de cada metabolitos se expresó como compuestos fenólicos en: mg EAG 100 g^{-1} p.f.; flavonoides en: mg EQ 100 g^{-1} pf; taninos en: mg EC 100 g^{-1} p.f. Letras iguales en barras iguales significa no diferencias significativas ($P \leq 0.05$). Los valores son presentados como promedio, $n=3$.

Isabelle *et al.* (2010) reportaron contenidos de compuestos fenólicos (92.0, 100.7 y 112.0 mg de ácido gálico 100 g⁻¹ p.f.) en algunas hortalizas de hoja (endivia, lechuga y espinaca, respectivamente), valores inferiores a los encontrados a las hortalizas del presente estudio. El corte y manipulación del material vegetal puede generar una situación de estrés en algunas especies lo que altera la fisiología del vegetal estimulando respuestas que provocan la acumulación de compuestos fenólicos (Pirovani *et al.*, 2009), lo que podría explicar los valores de estos antioxidantes.

Los compuestos fenólicos además de su capacidad antioxidante, poseen otros mecanismos de acción que explican sus diversos efectos benéficos en los consumidores (Mercado-Mercado *et al.*, 2013). Los flavonoides son también compuestos fenólicos con potencial antioxidante presentes en hortalizas y frutas; en las últimas dos décadas los estudios epidemiológicos han demostrado una relación entre el consumo de flavonoides y la baja incidencia de padecimientos degenerativos (Toh *et al.*, 2013).

Cuantificación de la capacidad inhibidora de radicales libres

Actividad antioxidante: El Cuadro 3 muestra la actividad antioxidante, así como el porcentaje del radical libre inhibido por el extracto de cada hortaliza por los tres métodos de análisis. La mayor actividad antioxidante y porcentaje de inhibición se encontró en huauzontles, que fue la especie que presentó las mayores concentraciones de compuestos fenólicos y flavonoides, en contraste

quelites y quintoniles tuvieron el mayor contenido de taninos, lo cual coincide con los resultados del análisis de correlación de Pearson (Cuadro 4), en donde se encontró una relación positiva de los compuestos fenólicos y los flavonoides con la actividad antioxidante medida por los tres métodos, los taninos debido a una correlación negativa no contribuyeron a la actividad antioxidante en los quelites y los quintoniles; sin embargo, la actividad antioxidante observada se podría deber a un efecto sinérgico de fenólicos, flavonoides y taninos como se ha reportado en algunos frutos (Velioglu *et al.*, 1998; Gutiérrez *et al.*, 2007).

Aunque la actividad antioxidante determinada por el método de ABTS es el menos empleado, Ramos-Gómez *et al.* (2011) reportaron la actividad antioxidante de los extractos liofilizados de quelites y verdolagas (160.81 y 89.56 mg ET g⁻¹, respectivamente) colectadas en Querétaro. En contraste. Andarwulan *et al.* (2010) reportaron en verdolagas cultivadas en Indonesia una concentración de 14.19 mg equivalentes de trolox 100 g⁻¹ p.f.; pero por el método DPPH, resultado inferior a lo reportado en el presente estudio.

Se ha reportado la actividad antioxidante de otras hortalizas de hoja por ser productos de mayor demanda por el consumidor. Palomo *et al.* (2009) reportaron porcentajes de inhibición de los extractos metanólicos en acelga (58 %), espinaca (52 %) y lechuga (55 %) superiores a lo reportado para romeritos, verdolagas y quintoniles; pero inferiores a quelites y huauzontle del presente estudio por el método de DPPH. Por otro lado, Liu *et al.* (2007) encontraron porcentajes de inhibición por el método de DPPH en 12 diferentes cultivares de

lechuga (55.5 - 82.1 %,) similares a los encontrados en las hortalizas de este trabajo.

Cuadro 3. Actividad antioxidante determinada por los métodos de ABTS, DPPH y DPMD de los extractos de cinco hortalizas.

Nombre científico	Nombre común	ABTS (7 min)		DMPD (10 min)		DPPH (30 min)	
		Actividad antioxidante (mg ET 100 g ⁻¹ p.f.)	% DE INHIBICIÓN	Actividad antioxidante (mg EAG 100 g ⁻¹ p.f.)	% DE INHIBICIÓN	Actividad antioxidante (mg EQ 100 g ⁻¹ p.f.)	% DE INHIBICIÓN
<i>Chenopodium</i> spp.	Huauzontle	487.2 ± 1.2a ^z	83.3 ± 0.07	216.0 ± 0.9a	79.06 ± 0.3	125.1 ± 0.3a	79.9 ± 0.9
<i>Chenopodium</i> spp.	Quelites	486.8 ± 2.1a	82.8 ± 0.1	211.8 ± 1.4b	79.06 ± 0.4	115.8 ± 0.6b	75.7 ± 0.3
<i>Amaranthus</i> spp.	Quintoniles	386.6 ± 1.3b	72.0 ± 0.3	162.2 ± 0.8c	66.2 ± 0.3	40.0 ± 0.3c	42.8 ± 0.2
<i>Suaeda</i> spp.	Romeritos	339.0 ± 1.9c	60.6 ± 0.4	159.5 ± 2.01c	63.4 ± 0.8	39.4 ± 1.8c	41.9 ± 0.9
<i>Portulaca</i> spp.	Verdolagas	220.6 ± 5.6d	35.4 ± 1.0	110.5 ± 1.4d	43.0 ± 0.5	34.2 ± 0.6d	38.4 ± 0.3
DMSH		6.3		3.05		2.7	

^z Medias con igual letra por columnas son estadísticamente iguales ($P \leq 0.05$). Los valores son presentados como promedio ± desviación estándar (D.E.), n=3. DMSH: diferencia mínima significativa honesta.

Cuadro 4. Coeficientes de Correlación de Pearson de los nutraceuticos y actividad antioxidante determinada por tres métodos en cinco tipos de hortalizas.

	Flavonoides	Fenoles	Taninos	ABTS	DMPD	DPPH
Flavonoides	1.0	0.99	0.30	0.90	0.85	0.77
Fenoles		1.0	0.33	0.92	0.86	0.77
Taninos			1.0	-0.004	-0.14	-0.25
ABTS				1.0	0.98	0.86
DMPD					1.0	0.90
DPPH						1.0

Con base en los resultados del análisis bromatológico y mineral y los contenidos de nutraceuticos encontrados principalmente en huauzontles y verdolagas podrían considerarse un alimento funcional económico.

CONCLUSIONES

Las hortalizas huauzontle, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas presentaron elevados valores de P, Fe, Na, Zn y N en comparación con otras hortalizas (espinaca, acelga y brócoli). Las verdolagas mostraron las mayores concentraciones de N, P, K, Cu, Fe, Mg, Zn y Mn. Así mismo, los quintoniles y las verdolagas tuvieron los mayores contenidos de proteína; sin embargo, el mayor índice de carbohidratos y fibra cruda se encontró en los huauzontles, valores superiores a los reportados para algunas verduras (apio, calabaza) o cereales (avena, cebada). Por otra parte, las concentraciones más elevadas de los compuestos fenólicos y flavonoides se encontraron en huauzontles, que fueron las hortalizas con mayor actividad antioxidante medida por los métodos ABTS, DMPD y DPPH, mientras que los quintoniles presentaron el contenido mayor de taninos condensados. El análisis de coeficientes de correlación de Pearson permitió asociar la actividad antioxidante a los compuestos fenólicos y flavonoides. Aunque las verdolagas presentaron baja actividad antioxidante se podría considerar un alimento funcional económico debido a la presencia de minerales, proteína y lípidos.

LITERATURA CITADA

Alcántar, G. y M. Sandoval V. 1999. Manual de Análisis Químico de Tejido Vegetal. Publicación especial 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A. C. Chapingo, Estado de México, México. 156 p.

Andarwulan, N., R. Batari, D. A. Sandrasari, B. Bolling and H. Wijaya. 2010. Flavonoid content and antioxidant activity of vegetables from Indonesia. Food chemistry 121(4): 1231-1235.

Ansong, M. A. and S. Y. Pathak. 2010. Nutraceuticals with Mineral Origin. *In*: Handbook of Nutraceuticals Volume I: Ingredients, Formulations, and Applications (Vol. 1). Pathak, Y. (ed.). CRC Press. Boca Raton, Florida. USA. pp: 99-124.

Association of Official Analytical Chemist (AOAC). (1998). OFFICIAL Methods of Analysis, 16th ed. Williams, S. (ed.). Published by the Association of Official Analytical Chemist USA. 771 p.

Audu, S. S. and M. O. Aremu. 2011. Effect of processing on chemical composition of red kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flour. Pakistan Journal of Nutrition 10(11): 1069-1075.

Badimon, L., Vilahur G. and Padro, T. 2010. Nutraceuticals and atherosclerosis: Human trials. Cardiovascular Therapeutics 28:202–215.

Basurto, P. F. 2011. Los quelites de México: especies de uso actual. *In*: Especies Vegetales, Poco Valoradas: Una Alternativa para la Seguridad Alimentaria. Mera, O. L. M.; Castro, L. D.; Bye, B. R. (eds.). UNAM. México, D. F. pp: 23-45.

Basurto, P. F. 2011. Los quelites de México: especies de uso actual. *In*: Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad

alimentaria. L. M. Mera, O., D. Castro L. y R. A. Bye B. (eds.). Instituto de Biología. UNAM. México, D. F. pp: 23-46.

Basurto, P. F.; V. Evangelista V., N. Molina M. y R. Alvarado F. 2011. Frecuencia del consumo de quelites en la Sierra Norte de Puebla. *In: Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria*. Mera, O. L. M., D. Castro L. y R. A. Bye B. (eds.). Instituto de Biología. UNAM. México, D. F. pp: 73-84.

Bello, J. 2006. La ciencia de los alimentos saludables: una panorámica actual. *Ars Pharmaceutica*. 47(2): 137-171.

Besong, S. A., M. O. Ezekwe and E. Ezekwe. 2011. Evaluating the effects of freeze-dried supplements of purslane (*Portulaca oleracea*) on blood lipids in hypercholesterolemic adults. *International Journal of Nutrition and Metabolism* 3(4): 43-49.

Cardador-Martínez, A., Jiménez-Martínez, C. and Sandoval, G. 2011. Revalorization of cactus pear (*Opuntia* spp.) wastes as a source of antioxidants. *Food Science and Technology (Campinas)* 31(3): 782-788.

Castro, L. D., F. Basurto P., L. M. Mera, M. y Bye. B. R. A. 2011. Los quelites, tradición milenaria en México. SINAREFI. México, D. F. 36 p.

Castro-Lara, D., R. A. Bye-Boettler, F. Basurto-Peña, L. M. Mera-Ovando, J. Rodríguez-Servín, J. Álvarez Vega, J. Morales De León y Caballero-Roque, A.

2014. Revalorización, conservación y promoción de quelites: una tarea conjunta. *Agroproductividad* 7(1): 8-12.

Chang, C.; Yang, M.; Wen, H. and Chern, J. C. 2002. Estimation of total flavonoids content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal Food and Drug Analysis* 10(3): 176-182.

Chew, Y. L., E. Chan W. L., P. L. Tan Y. Y. Lim, J. Stanslas and J. K. Goh. 2011. Assessment of phytochemical content, polyphenolic composition, antioxidant and antibacterial activities of Leguminosae medicinal plants in Peninsular Malaysia. *BMC Complementary and Alternative Medicine* 11(1): 12.

Chintale, A. G., S. Kadam V., S. Sakhare R., O. Birajdar G. and N. Nalwad D. 2013. Role of nutraceuticals in various diseases: A comprehensive review. *International Journal Research in Pharmacy Chemistry* 3(2): 290-9.

Cui, T., K. Nakamura, S. Tian, H. Kayahara and L. Tian Y. 2006. Polyphenolic content and physiological activities of Chinese hawthorn extracts. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry* 70(12): 2948-2956.

Das, L., E. Bhaumik, U. Raychaudhuri and R. Chakraborty. 2012. Role of nutraceuticals in human health. *Journal of Food Science and Technology* 49(2): 173-183.

Dhellot, J. R., E. Matouba, G. Maloumbi M., M. Nzikou J., F. G. Sagou N., M. Lider, S. Desobry and M. Parmentier. 2006. Extraction, chemical composition and nutritional characterization of vegetable oils: case of *Amatanthus hybridus*

(var 1 and 2) of Congo Brazzaville. *African Journal of Biotechnology* 5(11): 1095-1101.

Duarte-Martino, H. C., L. De Moraes C., S. Machado R. R., M. I. de Souza D., N. Deniz P. and E. de Mejía. 2012. Nutritional and Bioactive Compounds of soybean: Benefits to Human Health. *In: Hispanic Foods: Chemistry and Bioactive Compounds (ACS Symposium)*. Tunick, M. H.; González De Mejía, E. (eds.). American Chemical Society. USA. pp: 233-258

Fogliano, V., V. Verde, G. Randazzo and A. Ritieni. 1999. Method for Measuring Antioxidant Activity and its application to monitoring the antioxidant capacity of wines. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47(3): 1035-1040.

Gonzalo, J. R. y M. Alonso G. 2002. Flavonoides en alimentos vegetales: estructura y actividad antioxidante. *Alimentación Nutrición y Salud* 9(2): 31-38.

Googs, R, A. Vaughan-Thomas, P. D. Clegg, S. D. Carter, J. F. Innes, A. Mobasher, M. Shakibaei, W. Schwab and C. A. Bondy. 2005. Nutraceutical therapies for degenerative joint diseases, a critical review, *Crit. Rev. Food Sci.* 45: 145–164.

Gupta, C. and R. Verma. 2011. Visual estimation and spectrophotometric determination of tannin content and antioxidant activity of three common vegetable. *International Journal of Pharmaceutical Sciences And Research* 2(1): 175- 182.

Gupta, S., S. Gowri B., J. Lakshmi A. and J. Prakash. 2013. Retention of nutrients in green leafy vegetables on dehydration. *Journal of Food Science and Technology* 50(5): 918-925.

Gutiérrez, Z. Á.; L. Ledesma R., I. García G. and O. Grajales C. 2007. Capacidad antioxidante total en alimentos convencionales y regionales de Chiapas, México. *Revista Cubana de Salud Pública* 33(1): 1-8.

Hernández-Bolívar, G. M., I. Matute-Sapuysky, D. A. Moreno-Hernández, M. A. Araujo-Gonzalez, L. J. Ramírez-Alfonzo, H. Z. Linares-Padrón, Y. M. Arveláez, J. C. Loaiza-González, J. Monsalve y J. Palma M. 2015. Valor nutricional de la harina de haba (*Vicia faba* L.) en la alimentación de alevines de coporo (*Prochilodus mariae*). *Revista Científica* 25(3): 255-259.

Isabelle, M., B. L. Lee, M. T. Lim, W. P. Koh, D. Huang and C. N. Ong. 2010. Antioxidant activity and profiles of common vegetables in Singapore. *Food Chemistry* 120(4): 993-1003.

Jiménez, S. C. L.; J. Sosa R., P. Cortés-Calva, A. Breceda S. C., L. I. Íñiguez, D. y A. Ortega-Rubio. 2014. México país megadiverso y la relevancia de las áreas naturales protegidas. *Investigación y Ciencia* 60: 16-22.

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.

Liang, X., L. Li, J. Tian, Y. Wu, P. Gao, D. Li and S. Song. 2014. A rapid extraction and analysis method for the simultaneous determination of 26 bioflavonoids in *Portulaca oleracea* L. *Phytochemical Analysis* 25(6): 537-543.

Liu, L., P. Howe, Y. F. Zhou, Z. Q. Xu, C. Hocart and R. Zhang R. 2000. Fatty acids and β -carotene in Australian purslane (*Portulaca oleracea*) varieties. *Journal of Chromatography A*. 893: 207-13.

Liu, X., S. Ardo, M. Bunning, J. Parry, K. Zhou, C. Stushnoff, F. Stoniker, L. Yu and P. Kendall. 2007. Total phenolic content and DPPH radical scavenging activity of lettuce (*Lactuca sativa* L.) grown in Colorado. *LWT-Food Science and Technology* 40(3): 552-557.

López, M. C. R., R. García M., C. Gallegos V. and J. Sahagun C. 2015. Antioxidant components and nutritional quality of 15 genotypes of Xoconostle (*Opuntia* spp.) 2015: 33-49.

Mandle, V. S., D. Salunke S., M. Gaikwad S., G. Dande K. and M. Patil M. 2012. Study of nutritional value of some unique leafy vegetable grown in Latur district. *Journal of Animal Science Advances* 2(3): 296-298.

Martínez, L. C., M. Vargas P.; C. del Angel A., C. Bermudez F. and J. Avalos H. 2013. Total phenolic content and antioxidant capacity of germinated, popped, and cooked huauzontle (*Chenopodium berlandieri* spp. *nuttalliae*) seeds. *Cereal Chemistry* 90(3): 263-268.

Menchú, M. T. y H. Méndez. 2012. Tabla de Composición de Alimentos de Centroamérica/INCAP/ 2da. Edición. Guatemala. 128 p.

Mera, O. L. M., R. A. Bye B., C. Villanueva V., D. Castro L. y F. Basurto P. 2013. El cultivo de la verdolaga (*Portulaca oleraceae* L.) ejemplo en la promoción, producción y el comercio de alimentos sanos y de calidad. *In*: Especies Vegetales, Poco Valoradas: Una Alternativa para la Seguridad Alimentaria. Mera, O. L. M.; Castro, L. D. y Bye, B. R. (eds.). UNAM. México, D. F. pp: 127-140.

Mera-Ovando, L. M., R. Alvarado-Flores, F. Basurto-Peña, R. A. Bye-Boettler, D. Castro-Lara, V. Evangelista, C. Mapes, S., M. A. Martínez A., N. Molina y J. Saldívar. 2003. De quelites me como un taco. Experiencia en educación nutricional. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 77: 45-49.

Mercado-Mercado, G.; Rosa Carrillo, L. D. L.; Wall-Medrano, A.; López Díaz, J. A. and Álvarez-Parrilla, E. 2013. Compuestos polifenólicos y capacidad antioxidante de especias típicas consumidas en México. *Nutrición Hospitalaria* 28(1): 36-46.

Moreiras, O., A. Carbajal, L. Cabrebra y C. Cuadrado. 2013. Tablas de Composición de Alimentos. Editorial Pirámide. España. 140 p.

Páez, A., M. Páez P., E. González M., A. Vera, D. Ringelberg y J. Tschaplinski T. 2007. Crecimiento, carbohidratos solubles y ácidos graso de verdolaga

(*Portulaca oleracea* L.) sometida a tres niveles de radiación. Revista de la Facultad de Agronomía LUZ 24: 642-660.

Palomo, I., M. Gutiérrez, L. Astudillo, C. Rivera, C. Torres, L. Guzmán, R. Moore-Carrasco, G. Carrasco y M. Alarcón. 2009. Efecto antioxidante de frutas y hortalizas de la zona central de Chile. Revista Chilena de Nutrición 36(2): 152-158.

Pirovani, M.E., M. Piagentini A., R. Güemes D., C. Rodríguez M., G. Qüesta A. y M. Casóliba R. 2009. Calidad sensorial y nutricional de vegetales de hojas frescos y cortados. *In*: CIAD/UACJ. Aspectos Nutricionales y Sensoriales de Vegetales Frescos Cortados. Editorial Trillas. México. pp: 64-97.

Rai, D., R. Agrawal, R. Kumar, K. Rai A. and K. Rai G. 2013. Effect of processing on magnesium content of green leafy vegetables. Journal of Applied Spectroscopy 80(6): 878-883.

Ramos-Gómez, M.; J. Fernández C., E. Hernández R., M. G. Arvizu E., S. Mendoza-Díaz, M. G. F. Loarca-Piña y M. A. Gallegos-Corona. 2011. Efecto de plantas comestibles mexicanas sobre el desarrollo de cáncer de colon inducido con 1,2-dimetilhidrazina en ratas sprague-dawley. Ciencia@UAQ 4(2): 56-69.

Re, R., N. Pellegrini, A. Proteggente, A. Pannala, M. Yang, and C. Rive-Evans. 1999. Antioxidant activity an improved ABTS radical cation decolorization assay. Free Radical Biology and Medicine 26(9/10): 1231-1237.

Reed, J. 2010. Nutritional toxicology of tannins and related polyphenols in forage legumes. *Journal of Animal Science* 73(5): 1516-1528.

Reynoso-Camacho, R., M. Ramos-Gómez and G. Loarca-Pina. 2006. Bioactive Components in Common Beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *In: Advances in Agricultural and Food Biotechnology*. Guevara-González, R.; Torres-Pacheco, I. (eds.). Research Signpost: Trivandrum, India. pp: 217–236.

Rojas, G. J. F., N. Diego-Pérez, J. Amith D. and R. A. Bye B. 2011. Plantas comestibles hortícolas: una necesidad en la dieta de tres comunidades nahuas de la cuenca media del Río Balsas, Guerrero. *In: Especies vegetales poco valoradas: una alternativa para la seguridad alimentaria*. Mera, O. L. M, Castro, D. y Bye, R. A. (eds.). México, D.F. pp: 73-84.

Schmidl, M. K. and P. Labuza T. 2000. US legislation and functional health claims. *In: Functional foods. Concept to product*. Gibson, G.R. and Williams, C. M. (eds.). Boca Raton. Florida, USA. pp: 43-67.

Singh, G., A. Kumar, K. Kumbhar B. and N. Dar B. 2015. Optimization of processing parameters and ingredients for development of low-fat fibre-supplemented paneer. *Journal of Food Science and Technology* 52(2): 709-719.

Soares, S., R. Vitorino, H. Osório, A. Fernandes, A. Venâncio, N. Mateus, F. Amado and V. De Freitas. 2011. Reactivity of human salivary proteins families toward food polyphenols. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 10:5535-5547.

Stratil, P., B. Klejdus and V. Kubán V. 2006. Determination of total content of phenolic compounds and their antioxidant activity in vegetables –Evaluation of spectrophotometric methods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54(3): 607-616.

Toh, J. Y.; M. H. Tan V., C. Y. Lim P., T. Lim S. and F. F. Chong M. 2013. Flavonoids from fruit and vegetables: a focus a cardiovascular risk factors. *Current Atherosclerosis Reports* 15(12): 367-373.

Uddin, M. K., S. Juraimi A., S. Hossain M., A. U. Nahar M., E. Ali M. and M. Rahman M. 2014. Purslane weed (*Portulaca oleracea*): a prospective plant source of nutrition, omega-3 fatty acid, and antioxidant attributes. *The Scientific World Journal* 2014: 1-6.

Velioglu, Y. S., G. Mazza, L. Gao and D. Oomah B. 1998. Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables, and grain products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 46: 4113-4117.

Vicente-Murillo, R., D. Marrero-Delange, V. L. González-Canavaciolo, D. Tamame-Tirado y J. Gutiérrez-Amaro. 2014. Contenido de ácidos grasos de las partes aéreas de *Portulaca oleracea* L. que crecen en Cuba. *Revista CENIC. Ciencias Químicas*. 45: 37-40.

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

Wildman, R.E.C. and M. Kelley. 2007. Nutraceuticals and functional foods. *In*: Handbook of nutraceuticals and functional foods. Wildman R.E.C. (Ed.) CRC Press Second Edition. Boca Raton, Florida. pp:1-21.

Wojdylo, A., J. Oszmiański and R. Czemerys. 2007. Antioxidant activity and phenolic compounds in 32 selected herbs. Food Chemistry. 105(3): 940-949.

Zhou, Y. X., L. Xin H., K. Rahman, J. Wang S., C. Peng and H. Zhang. 2015. *Portulaca oleracea* L.: A Review of Phytochemistry and Pharmacological Effects. BioMed Research International 2015: 1-11.

CAPITULO III

EFFECTO DEL PROCESO TÉRMICO EN LAS PROPIEDADES NUTRICIAS Y ANTIOXIDANTES DE HUAUZONTLE, QUELITES, QUINTONILES, ROMERITOS Y VERDOLAGAS

RESUMEN

Los procesos de cocción a las que son sometidas algunas hortalizas inducen cambios de su contenido nutrimental, la concentración de metabolitos y su potencial antioxidante. El objetivo del estudio fue evaluar la alteración de los atributos nutricionales, nutracéuticos y antioxidantes de los huauzontles (*Chenopodium* spp.), los quelites (*Chenopodium* spp.), los quintoniles (*Amaranthus* spp.), los romeritos (*Suaeda* spp.) y las verdolagas (*Portulaca* spp.), especies vegetales nativas de México después de procesado mínimo (tratamiento térmico). Los niveles más altos de fibra cruda se reportaron en los quintoniles (18.9 %). Los huauzontles y quintoniles mostraron valores similares en el contenido de proteína (23.1, 26.2 % respectivamente) a lo reportado en las mismas hortalizas cuando fueron analizadas en fresco. Las verdolagas y huauzontles presentaron los mayores niveles de carbohidratos (68.6, 62.8 % respectivamente); sin embargo, los quelites (48.9 %), quintoniles (51.3 %) y romeritos (49.7 %) no presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$) en sus contenidos. Los quelites y quintoniles presentaron las mayores concentraciones de flavonoides (84.4 y 84.1 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente), en cambio los quintoniles después de tratamiento térmico presentaron altos niveles de compuestos fenólicos (217.1 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) y mayor capacidad secuestradora de radicales libres por los métodos ABTS (69.3 %), DMPD (58.4 %) y DPPH (62.4 %).

Palabras clave: proceso térmico, antioxidantes, nutracéutico.

ABSTRACT

Cooking processes to which they are subjected some vegetables induce changes in their nutritional content, the concentration of metabolites and their antioxidant potential. The aim of the study was to evaluate the alteration of nutritional, nutraceutical and antioxidant attributes huauzontles (*Chenopodium* spp.), quelites (*Chenopodium* spp.), the quintoniles (*Amaranthus* spp.), romeritos (*Suaeda* spp.) and purslane (*Portulaca* spp.), native plant species in Mexico after minimal processing (heat treatment). The highest levels of crude fiber were reported in the quintoniles (18.9 %). The huauzontles and quintoniles showed similar values in the protein content (23.1, 26.2 % respectively) than that reported in the same vegetables when they were analyzed fresh. Verdolagas and huauzontles showed the highest levels of carbohydrate (68.6, 62.8 % respectively); however, quelites (48.9 %), quintoniles (51.3 %) and romeritos (49.7 %) had no significant differences ($P < 0.05$) in its contents. Quelites and quintoniles the highest concentrations of flavonoids (84.4 and 84.1 mg EQ 100 g⁻¹ fw, respectively), however the quintoniles after heat treatment showed high levels of phenolics (217.1 mg EAG 100 g⁻¹ fw) and greater free radical scavenging ability by ABTS (69.3 %), DMPD (58.4 %) and DPPH (62.4 %) methods.

Keywords: thermal, antioxidants, nutraceuticals process.

INTRODUCCIÓN

Las investigaciones realizadas en la segunda mitad del siglo XX han mostrado las propiedades saludables de una serie de componentes presentes en las frutas y hortalizas, estos metabolitos reciben el nombre de sustancias o ingredientes nutraceuticos; los que se pueden definir como aquellos metabolitos que tienen la capacidad de modular diferentes funciones fisiológicas claves, por la que desempeñan un papel favorable en el estado de salud y bienestar del consumidor. Es importante señalar que en muchas publicaciones se hace referencia a los términos de sustancias nutraceuticas y de alimentos es como conceptos sinónimos. Sin embargo, la corriente europea los define como dos términos totalmente diferentes: los nutraceuticos son compuestos o ingredientes naturales con propiedades saludables (bioactivos), mientras que los funcionales son productos alimenticios que incorporan tales compuestos, generalmente en cantidades superiores al contenido por los alimentos convencionales (Bello, 2006).

Actualmente, los nutraceuticos (ingredientes bioactivos) resultan ser importantes para la industria agroindustrial y para el sector productivo por las expectativas que ofrece el cultivo de frutos y hortalizas con un valor agregado por su potencial nutraceutico. Esto debido a que el mercado de los alimentos funcionales y nutraceuticos se ve impulsado en gran medida por las exigencias de los consumidores, y por considerar en su dieta alimentos que sean benéficos para la salud (del Castillo *et al.*, 2013).

Los ingredientes bioactivos son metabolitos (carotenoides, compuestos fenólicos, flavonoides, antocianinas, vitaminas, glucosinolatos, taninos) responsables de diversas propiedades de los alimentos de origen vegetal (olor, sabor, color y consistencia) (Miglio *et al.*, 2008). El perfil y la concentración de los fitoquímicos con potencial nutracéutico de los productos hortícolas puede variar debido a diversos factores, dentro de los cuales destacan: a) edafoclimáticos, ambientales, fenológicos y genéticos; b) bióticos (plagas y enfermedades que afectan a los cultivos); c) procesamiento mínimo; d) condiciones poscosecha (envasado y almacenamiento). Desafortunadamente, la alteración de la calidad nutracéutica en la mayoría de los frutos, hortalizas y plantas alimenticias por el procesamiento mínimo y tecnológico y poscosecha se desconoce. Las distintas etapas del procesamiento mínimo de los vegetales no solo afectan la calidad sensorial, sino que también pueden producir cambios en la calidad nutracéutica de los mismos (de Ancos *et al.*, 2009).

Sin embargo, los tratamientos con calor y procesamiento mínimo de algunas hortalizas y leguminosas (Reynoso-Camacho *et al.*, 2006; Duarte-Martino *et al.*, 2012) permiten la transformación de algunos metabolitos conocidos como antinutricionales (taninos, lectinas, inhibidores de tripsina y ácido fítico) (Guzmán-Maldonado y Paredes-López, 1998), ingredientes que limitan su aceptabilidad de consumo en productos de hidrólisis benéficos, porque a bajas concentraciones favorecen la disminución de los niveles de glucosa y lípidos en la sangre; el ácido fítico, los inhibidores de proteasas, saponinas, polifenoles

(taninos) y lignanos están asociados con la disminución de varios tipos de cáncer (Duarte-Martino *et al.*, 2012).

Por lo tanto, existe un creciente interés por conocer las modificaciones de los fitoquímicos o ingredientes bioactivos de los alimentos como consecuencia de las tecnologías de procesamiento (tratamientos térmicos, aditivos, radiación) y conservación (de Ancos *et al.*, 2009), porque éstos están relacionados con la actividad antioxidante y con sus beneficios al consumidor.

En México desafortunadamente, las características nutraceuticas y nutrimentales de nuestros productos también se desconoce, a pesar de la enorme riqueza productiva y biodiversidad que existe, por lo tanto, se recomienda intensificar las investigaciones de la calidad nutricional y nutraceutica de alimentos frescos y procesados, particularmente como aquellos de consumo ancestral en México, con la intención de contribuir a la conservación de la identidad cultural del país, así como, incrementar su demanda y generar nuevos espacios para su comercialización. El objetivo del estudio fue evaluar la alteración de los atributos nutricionales, nutraceuticos y antioxidantes de los huauzontles (*Chenopodium* spp.), los quelites (*Chenopodium* spp.), los quintoniles (*Amaranthus* spp.), los romeritos (*Suaeda* spp.) y las verdolagas (*Portulaca* spp.), especies vegetales nativas de México después de procesamiento mínimo (tratamiento térmico).

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención del material vegetal

El material vegetal fresco y libre de daños se obtuvo de la Central de Abasto de Ecatepec ubicada en Avenida Carlos Hank González (Av. Central), Colonia Santa Cruz Venta de Carpio en el Municipio de Ecatepec de Morelos, Estado de México. Cada muestra se lavó y enjuagó con agua destilada.

Tratamiento térmico de las muestras

Se añadieron 200 g del material vegetal a 300 mL de agua destilada en ebullición en una cacerola durante 5 min; al finalizar el tiempo las muestras se drenaron rápidamente y se colocaron en agua con hielo para detener la cocción. El material vegetal seco (55 °C durante 48 h) se trituró en un molino Thomas-Wiley mill (Thomas Scientific, Swedesboro, NJ, USA). La harina se mantuvo en congelación a -20 °C, para su posterior análisis proximal. Para el análisis fitoquímico se reservaron 10 g de hojas y tallo después del tratamiento térmico.

Análisis proximal

Se analizaron los porcentajes de humedad, lípidos, fibra cruda y cenizas de cada muestra mediante los métodos correspondientes descritos por la AOAC (1998). El contenido de ácidos grasos se calculó a partir de la fórmula: $\% AG = 0.8(FC)$; donde AG = ácidos grasos y FC = fibra cruda. El contenido de carbohidratos totales se calculó mediante la fórmula $\% CT = 100 - (\% PC + \% L$

+ % C); donde CT = carbohidratos totales, PC = Proteína cruda, L = lípidos, C = cenizas (Audu y Aremu, 2011). Los resultados se expresaron en las hortalizas como porcentaje (%) en base a peso seco.

Cuantificación de fitoquímicos

Preparación del extracto metanólico. A 1 g de material vegetal fresco y cocido, se le adicionaron 10 mL de MeOH acuoso al 80 % (v/v), la mezcla se homogeneizó mediante agitación en un vortex, posteriormente, colocaron en un sonicador por 15 min a temperatura ambiente, se dejó reposar durante 24 h y se centrifugó por 10 min a $1409 \times g$ para usarse en la cuantificación de los fitoquímicos (Wojdylo *et al.*, 2007).

Cuantificación de fenoles: Para la cuantificación de estos metabolitos se siguió el método modificado de Waterman y Mole (1994). La concentración se calculó a partir de una curva estándar preparada a base de ácido gálico (0 – 400 mg/L). El contenido total de fenólicos en el extracto se expresó en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g^{-1} p.f.).

Contenido de flavonoides: Para la cuantificación de flavonoides se empleó la metodología descrita por Chang *et al.* (2002). La curva estándar se preparó a partir del flavonol quercetina (0 – 1 mM). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por 100 g de peso fresco (mg EQ 100 g^{-1} p.f.).

Cuantificación de taninos condensados: Para la cuantificación de estos metabolitos se siguió la metodología descrita por Cardador-Martínez *et al.*,

(2011). Se realizó una curva estándar a base de catequina (0 – 1 mg/mL). El contenido total de taninos se expresó como mg de catequina en 100 g⁻¹ de peso fresco (mg EC 100 g⁻¹ p.f.).

Cuantificación de la capacidad inhibidora de los radicales libres

Método ABTS: Siguiendo la metodología descrita por Re *et al.* (1999) se construyó una curva estándar a base de la trolox (Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico, 0 – 2 mM). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de trolox por cada 100 g de peso fresco (mg ET 100 g⁻¹ p.f.). Para calcular el porcentaje de inhibición del radical libre ABTS^{•+} se empleó la fórmula: % de inhibición = $[(A_0 - A_F)/A_0]100$. Dónde: A_0 = absorbancia inicial del radical libre a 734 nm, A_F = absorbancia final de la reacción con la muestra.

Método DMPD: Se determinó de acuerdo a la metodología propuesta por Fogliano *et al.*, (1999) para lo cual se preparó una solución 100 mM del radical libre DMPD^{•+} (Diclorhidrato de N,N-dimetil-p-fenilendiamina), se utilizó una curva patrón a base de ácido gálico con una concentración de 0 – 1.5 mM. Los resultados se expresaron en mg equivalentes de ácido gálico por cada 100 g de peso fresco (mg EAG 100 g⁻¹ p.f.). El porcentaje de inhibición se calculó empleando la fórmula: % de inhibición = $[1 - (A_F / A_i)]100$.

Método DPPH: Se preparó una solución metanólica al 80 % (v/v) del radical libre DPPH^{•+} (2,2-Difenil-1-picrilhidrazilo) a una concentración 100 µM. Se midió su absorbancia a 515 nm (A_i = absorbancia inicial). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de quercetina por cada 100 g de peso fresco

(mg EQ 100 g⁻¹ p.f.). El porcentaje de inhibición se calculó empleando la fórmula: % de inhibición = $[1 - (A_f/A_i)]100$ de acuerdo a lo reportado en la metodología de Kim *et al.* (2002).

Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA), la prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) y se calculó el coeficiente de correlación de Pearson mediante el programa Statistical Analysis System (SAS, version 9.0).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Análisis proximal

Se encontraron diferencias significativas de los contenidos de fibra cruda en todas las hortalizas analizadas (Cuadro 1). El mayor contenido de fibra se observó en los quintoniles, esta concentración supero a lo reportado por Menchú y Méndez (2012) en otras hortalizas cocidas como espinaca (2.97 %), espárrago (2.40 %) y acelga (1.88 %, respectivamente). No se encontraron cambios de los contenidos de fibra cruda en quelites (14.2 %) y en verdolagas (12.3 %) con tratamiento térmico en comparación cuando se analizaron estas en fresco (datos no publicados); sin embargo, el huauzontle presento pérdidas significativas de fibra durante la cocción.

El consumo de fibra (soluble e insoluble) mediante una dieta rica en cereales, leguminosas, frutas y verduras ofrecen efectos benéficos a la salud previniendo el estreñimiento y la diverticulitis, también disminuye los niveles de colesterol y

glucosa en la sangre; sin embargo, una dieta con altos niveles de fibra impide la absorción de algunos minerales (calcio, hierro, cobre y zinc) (Escudero y González, 2006; Fernández-Miranda, 2010; Park *et al.*, 2011; Matos-Chamorro y Chambilla-Mamani, 2015).

Los huauzontles y quintoniles (23.1, 26.2 %, respectivamente) presentaron valores similares de proteína a los encontrados en las mismas hortalizas pero sin tratamiento térmico (Cuadro 2; Capítulo II); sin embargo, se observó que los niveles de proteínas fueron superiores en las verdolagas crudas (25.9 %) debido a la temperatura y a las características de éstas.

Cuadro 1. Análisis Bromatológico de hortalizas con tratamiento térmico (95 °C y 5 min) de México (%).

Nombre científico	Nombre común	Humedad	Cenizas	Carbohidratos	Fibra cruda	Proteína cruda	Lípidos	Ácidos grasos
<i>Chenopodium</i> spp.	Huauzontles	2.7 ± 0.08c	10.3 ± 0.4c	62.8 ± 0.6b	13.1 ± 0.5c	23.5 ± 0.3d	3.3 ± 0.1a	10.5 ± 0.4c
<i>Chenopodium</i> spp.	Quelites	3.7 ± 0.02a	17.3 ± 0.7b	48.9 ± 1.4c	16.8 ± 0.7b	30.9 ± 0.8a	2.9 ± 0.08a	13.5 ± 0.5b
<i>Amaranthus</i> spp.	Quintoniles	3.3 ± 0.09b	21.9 ± 0.5a	51.3 ± 0.4c	18.9 ± 0.2a	25.6 ± 0.01c	1.3 ± 0.1c	15.2 ± 0.1a
<i>Suaeda</i> spp.	Romeritos	3.4 ± 0.1b	20.2 ± 0.01a	49.7 ± 0.2c	11.4 ± 0.4c	27.9 ± 0.03b	2.2 ± 0.2b	9.1 ± 0.3c
<i>Portulaca</i> spp.	Verdolagas	2.3 ± 0.01c	12.1 ± 0.3c	68.6 ± 0.4a	11.6 ± 0.3c	17.4 ± 0.2e	1.9 ± 0.08b	9.3 ± 0.3c
DMSH		0.3	1.8	2.9	1.7	1.6	0.5	1.4

Los valores son presentados como promedio ± desviación estándar (D.E.), n=3. DMSH: diferencia mínima significativa honesta.

Las verdolagas presentaron los mayores niveles de carbohidratos seguido de los huauzontles; en contraste los romeritos, los quelites y los quintoniles no presentaron diferencias significativas entre sus concentraciones ($P \leq 0.05$). Son pocos los trabajos que muestran el contenido de carbohidratos en la parte

comestible (hojas y tallos tiernos) de algunas especies vegetales. Ros y Periago (2010) realizaron un estudio proximal de algunas hortalizas (acelgas, espinacas y brócoli) con bajo tratamiento térmico (0 a 10 min); los autores reportaron los contenidos de carbohidratos (9.96, 3.75 y 6.64 %, respectivamente) inferiores a los encontrados en la hortaliza del menor contenido de estos metabolitos (quelites).

Los carbohidratos en las hortalizas, a diferencia de los frutos, se encuentran en menor porcentaje (3 a 20 %); con excepción de las raíces y los tubérculos con una concentración mayor (30 %) (Ros y Periago *et al.*, 2010), sin embargo, en las primeras a pesar de los tratamientos térmicos aún se conservan estos metabolitos.

También las hortalizas se caracterizan por un bajo contenido de lípidos (Brown, 2011); en las analizadas en el presente trabajo el mayor contenido de lípidos se encontró en huauzontle (3.34 %) que supero a lo reportado por Ros y Periago (2010) en coles de bruselas (0.51 %) y coliflor (0.45 %) cocidas por 5 min en agua.

Contenido de antioxidantes

Algunos estudios reportan que la cocción mediante ebullición de algunos vegetales induce la pérdida de nutrientes y compuestos bioactivos, debido a que específicamente los son inestables al calor. Se considera que las verduras cocidas tienen un efecto menor en la prevención de enfermedades que las aquellas que se consumen crudas. Los efectos del contenido de fitoquímicos en las hortalizas se vieron disminuidos por el proceso de cocción aplicado a las

hortalizas en comparación con las frescas en un estudio previo (datos no publicados); a excepción de verdolagas, que mantuvo sus contenidos de compuestos fenólicos y flavonoides.

No se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($P \leq 0.05$) en el contenido de flavonoides en los romeritos y los quintoniles. Los trabajos que han reportado los niveles de compuestos fenólicos en hortalizas verdes y con algún proceso térmico son muy limitados.

Los quelites y los quintoniles presentaron las mayores concentraciones de flavonoides (84.4 y 84.1 mg EQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) de todas las hortalizas después de tratamiento térmico mínimo (5 min) (Figura 1); sin embargo, los quintoniles mostraron la mayor concentración de compuestos fenólicos (214.1 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.). No existen concentraciones de estos metabolitos reportadas en estas hortalizas, pero Adefegha y Oboh (2011) analizaron el contenido de flavonoides y fenoles en otras hortalizas (calabaza, chaya, camote y quintoniles) de Nigeria, reportaron niveles superiores de fenoles (403.1, 531.3 , 285.1 , 198.1 mg EAG 100 g⁻¹ p.f.) para las mismas hortalizas cocidas por ebullición durante 10 min en comparación con los huauzontles, quelites, romeritos y verdolagas, en contraste en el mismo estudio los autores encontraron una concentración menor de flavonoides (39.9, 51.1, 33, 21.1 mg EAQ 100 g⁻¹ p.f., respectivamente) a lo encontrado en el presente trabajo. Otro estudio realizado por Turkmen *et al.* (2005) encontraron un contenido de compuestos fenólicos superior en espinaca y puerro (497.3 y 193 mg EAG 100 g⁻¹ p.s.) cocidos (5 min) observado en el presente trabajo.

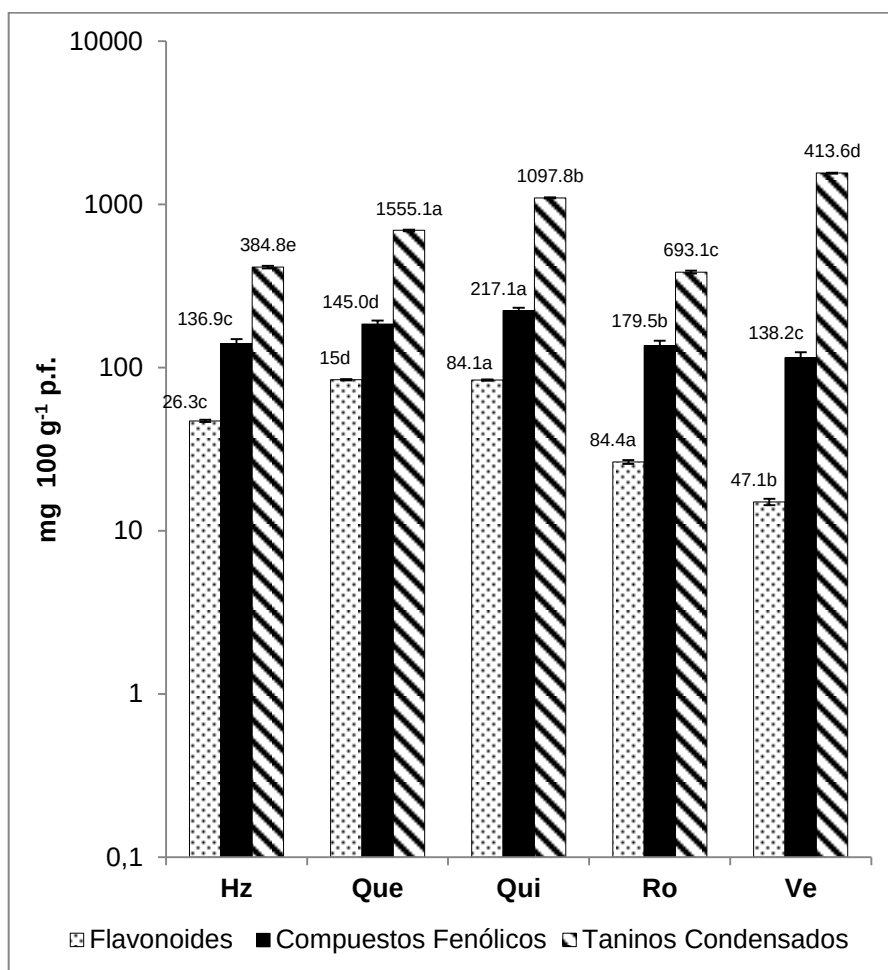


Figura 1. Componentes antioxidantes en especies vegetales huauzontle, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas después de proceso de cocción (95 °C, 5 min). La concentración de flavonoides se expresó en: mg EQ 100 g⁻¹ p.f.; compuestos fenólicos en mg EAG 100 g⁻¹ p.f.; taninos en mg EQ 100 g⁻¹ p.f. ^aLetras diferentes entre barras indican diferencia significativas (Tukey, $P \leq 0.05$).

Los cambios en los niveles de compuestos fenólicos durante la cocción en hortalizas podría ser el resultado de tres reacciones: 1) la degradación oxidativa de ácidos fenólicos (incluyendo el pardeamiento enzimático), 2) la liberación de ácidos libres de formas conjugadas y 3) la formación de estructuras complejas de sustancias fenólicas con otros compuestos como taninos y antocianinas (Palermo *et al.*, 2013). Aunque, también la pérdida o degradación de los

compuestos antioxidantes en las hortalizas puede deberse a factores como la preparación de la muestra, el tipo de procesamiento térmico (Turkmen *et al.*, 2005), troceado (Hunter y Fletcher *et al.*, 2002), el tiempo de cocción, el tamaño de los vegetales (Sikora *et al.*, 2008; Lutz *et al.*, 2011), entre otros.

Algunas investigaciones sugieren que los procesos térmicos como la cocción por ebullición, horneado y fritura disminuyen el contenido de fenoles totales y otros metabolitos en hortalizas, debido al rompimiento de las moléculas de fenoles durante los procesos de cocción (Sahlin *et al.*, 2004). Sin embargo, no todos los tratamientos térmicos ocasionan la pérdida de antioxidantes en vegetales, es decir, algunos otros procesos como la cocción al vapor (brócoli) ayuda a mantener su calidad nutraceutica ya que incrementa en un 37 % el contenido de glucosinolatos (Fabbri y Crosby, 2015).

Actividad antioxidante

La actividad antioxidante y el porcentaje de inhibición por los métodos ABTS, DMPD y DPPH de las hortalizas cocidas (5 min) en orden decreciente fueron: quintoniles > romeritos > verdolagas > huauzontle > quelites. Los tratamientos térmicos tienden a disminuir o incrementar la presencia de radicales libres en las hortalizas por lo tanto, alteran la actividad antioxidante (Murillo *et al.*, 2008).

No existen trabajos que muestren el potencial antioxidante de los romeritos, verdolagas, quelites, quintoniles y huauzontles cocidos. Sin embargo, hay muy pocos trabajos que reportan la actividad antioxidante de otras hortalizas en fresco y cocidas. Ng *et al.* (2011) no encontraron diferencias significativas de la

actividad antioxidante mediante el método de ABTS entre el brócoli liofilizado fresco y liofilizado (1276.47 y 1576.82 mg ET 100 g⁻¹ p. s.) cocido de China debido a que el proceso de liofilización no altera el contenido de nutraceuticos, ni la actividad antioxidante como se ha encontrado en algunos frutos (Román, 2015; de la Cruz, 2015).

Cuadro 2. Determinación de la actividad antioxidante de los extractos vegetales después del proceso de cocción (5 min) por los métodos ABTS, DMPD Y DPPH.

Nombre común	Nombre científico	ABTS (7 min)		DMPD (10 min)		DPPH (30 min)	
		Actividad antioxidante (mg ET 100 g ⁻¹ p.f.)	% DE INHIBICIÓN	Actividad antioxidante (mg EAG 100 g ⁻¹ p.f.)	% DE INHIBICIÓN	Actividad antioxidante (mg EQ 100 g ⁻¹ p.f.)	% DE INHIBICIÓN
Huauzontles	<i>Chenopodium</i> spp.	216.1 ± 3.0d	37.1 ± 0.6	60.5 ± 1.4d	28.3 ± 0.5	47.2 ± 0.1d	40.2 ± 0.08
Quelites	<i>Chenopodium</i> spp.	212.3 ± 3.0d	35.1 ± 0.6	41.9 ± 1.6e	21.6 ± 0.6	42.08 ± 0.2e	37.7 ± 0.2
Quintoniles	<i>Amaranthus</i> spp.	372.8 ± 1.4a	69.3 ± 0.3	144.3 ± 1.9a	58.4 ± 0.7	120.9 ± 0.6a	81.9 ± 0.3
Romeritos	<i>Suaeda</i> spp.	331.2 ± 0.5b	61.1 ± 0.1	129.6 ± 2b	53.1 ± 0.7	85.7 ± 1.2b	62.4 ± 0.7
Verdolagas	<i>Portulaca</i> spp.	321.2 ± 0.6c	51.1 ± 0.9	116.4 ± 2.6c	48.3 ± 0.9	60.6 ± 0.1c	40.7 ± 0.05
DMSH		64.574		41.057		13.721	

Los valores son presentados como promedio ± desviación estándar (D.E.), n=3. DMSH: diferencia mínima significativa honesta.

El porcentaje de inhibición por el método DPPH para brócoli cocido (90.6 %) superó a lo reportado Turkmen *et al.* (2005) en el presente estudio para quintoniles, quelites y huauzontles que fueron las hortalizas con la mayor inhibición; sin embargo, la actividad antioxidante de las hortalizas analizadas superaron los valores encontrados por Ismaili *et al.* (2004) y Turkmen *et al.* (2005) en espinaca cocida (67.4 y 66.4 %, respectivamente).

Jiménez-Monreal *et al.* (2009) reportaron el efecto del tratamiento térmico (cocido por ebullición) en la pérdida de actividad antioxidante por el método

ABTS en hortalizas. La espinaca y el ajo presentaron una pérdida de 11.1 y 59.1 % de su actividad antioxidante después de ser cocida en agua en ebullición 13 y 20 min) respectivamente; en cambio la espinaca, el brócoli y el puerro no presentaron pérdidas significativas después de la cocción. Por otro lado la cocción del apio en agua (20 min) incremento su potencial antioxidante en un 37.3 %.

Cuadro 3. Coeficientes de Correlación de Pearson de los nutraceuticos y actividad antioxidante determinada por tres métodos en cinco tipos de hortalizas sometidas a tratamiento térmico.

	Flavonoides	Fenoles	Taninos	ABTS	DMPD	DPPH
Flavonoides	1.00	0.93	-0.14	0.92	0.95	0.91
Fenoles		1.00	-0.01	0.86	0.87	0.99
Taninos			1.00	-0.14	-0.26	0.08
ABTS				1.00	0.99	0.89
DMPD					1.00	0.88
DPPH						1.00

El coeficiente de Pearson ($r=0.5$), mostró una correlación positiva entre el contenido de flavonoides y fenoles con la actividad antioxidante por los métodos ABTS (0.92, 0.86), DMDP (0.95, 0.87) y DPPH (0.91, 0.99). Estos resultados revelan una estrecha relación entre el contenido de fitoquímicos y el potencial antioxidante de las hortalizas (Murillo *et al.*, 2008; Sreeramulu *et al.*, 2013); así como a los efectos sinérgicos de los fenoles con otros compuestos presentes en los alimentos (Katerere *et al.*, 2012).

CONCLUSIONES

El mayor contenido de fibra cruda se observó en los quintoniles y supero a las concentraciones reportadas para hortalizas como la espinaca o el espárrago. Por otro lado los huauzontles y los quintoniles mostraron valores similares en el contenido de proteína a lo reportado en las mismas hortalizas cuando fueron analizadas en fresco. Los quelites, quintoniles y romeritos con tratamiento térmico mostraron valores similares en el contenido de carbohidratos.

Los quelites y quintoniles tratados con calor fueron los que presentaron las mayores concentraciones de flavonoides, sin embargo fueron las quintoniles las hortalizas con el mayor contenido de compuestos fenólicos y mayor actividad antioxidante por los métodos analizados (ABTS, DMPD y DPPH).

El tratamiento térmico afectó el contenido nutracéutico de las hortalizas, pero aún pueden considerarse alimentos funcionales de fácil acceso para los consumidores.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Adefegha, S. A. and G. Oboh. 2013. Cooking enhances the antioxidant properties of some tropical green leafy vegetables. *African Journal of Biotechnology* 10(4): 632-639.

AOAC, Association of Official Analytical Chemists. 1998. Official Methods of Analysis, 16th ed. William, S. (ed.). Published by the Association of Official Analytical Chemist. USA. 771 p.

Audu, S. S. and M. O. Aremu. 2011. Effect of processing on chemical composition of red kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flour. *Pakistan Journal of Nutrition* 10(11): 1069-1075.

Bello, J. 2006. The Science of Health-Promoting Food Products: A Current Panoramic View. *Ars. Pharm.* 47 (2): 137-171.

Brown, J. 2007. Nutrition through the life cycle. Cengage Learning. 4ta edición. Minnesota, Estados Unidos de América. 623 p.

Cardador-Martínez, A., Jiménez-Martínez, C. and Sandoval, G. 2011. Revalorization of cactus pear (*Opuntia* spp.) wastes as a source of antioxidants. *Food Science and Technology (Campinas)* 31(3): 782-788.

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(3): 176-182.

de Ancos, B., C. Moreno S. and M. Cano P. 2009. Aspectos nutricionales y saludables de vegetales frescos cortados. *In: Aspectos Nutricionales y Sensoriales de Vegetales Frescos Cortados*. Editorial Trillas. México. pp: 120-154.

de la Cruz, C. L. L. 2015. Hojuelas de nopal edulcoradas: una botana funcional. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Chapingo, México. 95 p.

del Castillo, M. D., N. Martinez-Saez, M. Amigo-Benavent and M. Silvan J. 2013. Phytochemomics and other omics for permitting health claims made on foods. *Food Research International* 54:1237–1249.

Duarte-Martino, H. C., L. De Moraes C., S. Machado R. R., M. I. de Souza D., N. Deniz P. and E. de Mejía. 2012. Nutritional and Bioactive Compounds of soybean: Benefits to Human Health. *In: Hispanic Foods: Chemistry and Bioactive Compounds (ACS Symposium)*. Tunick, M. H.; González De Mejía, E. (eds.). American Chemical Society. USA. pp: 233-258

Escudero, A. E. y P. González S. 2006. La fibra dietética. *Nutrición Hospitalaria*, 21: 61-72.

Fabbri, A. D. and A. Crosby G. 2015. A review of the impact of preparation and cooking on the nutritional quality of vegetables and legumes. *International Journal of Gastronomy and Food Science* 3: 2-11.

Fernández-Miranda, C. 2010. La fibra dietética en la prevención del riesgo cardiovascular. *Revista Nutrición Clínica y Dietética Hospitalaria* 30(2): 4-12.

Fogliano, V., V. Verde, G. Randazzo and A. Ritieni. 1999. Method for Measuring Antioxidant Activity and its application to monitoring the antioxidant capacity of wines. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47(3): 1035-1040.

Guzmán-Maldonado, S. H. and O. Paredes-López. 1998. Functional products of plants indigeneous of Latin America: amaranth, quinoa, common beans and botanicals, pp. 293-328. *In: Functional Foods. Biochemical and Processing Aspects.* Mazza, G. (ed.). Technomic Publishing Company. Pennsylvania, USA. pp: 293-328.

Hunter, K. J. and M. Fletcher J. 2002. The antioxidant activity and composition of fresh, frozen, jarred and canned vegetables. *Innovative Food Science and Emerging Technologies* 3: 399–406.

Ismaili, A., M. Marjan Z. and W. Foong C. 2004. Total antioxidant activity and phenolic content in selected vegetables. *Food Chemistry* 87(4): 581-586.

Jiménez-Monreal, A. M., L. García-Díaz, M. Martínez-Tomé, M. Mariscal and A. Murcia M. 2009. Influence of cooking methods on antioxidant activity of vegetables. *Journal of Food Science* 74(3): H97-H103.

Katerere, D. R., G. Graziani, M. Thembo K., Z. Nyazema, N. and A. Ritieni. 2014. Antioxidant activity of some African medicinal and dietary leafy African vegetables. *African Journal of Biotechnology* 11(17): 4103-4108.

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.

Lutz, M., C. Henríquez and M. Escobar. 2011. Chemical composition and antioxidant properties of mature and baby artichokes (*Cynara scolymus* L.), raw and cooked. *Journal of Food Composition and Analysis* 24(1): 49-54.

Matos-Chamorro, R. A. and E. Chambilla-Mamani. 2015. Importancia de la fibra dietética, sus propiedades funcionales en la alimentación humana y en la industria alimentaria. *Revista de Investigación en Ciencia y Tecnología de Alimentos* 1(1): 4-17.

Menchú, M. T. y H. Méndez. 2012. *Tabla de Composición de Alimentos de Centroamérica/INCAP/ 2da. Edición*. Guatemala. 128 p.

Miglio, C., E. Chiavaro, A. Visconti, V. Fogliano and N. Pellegrini. 2008. Effects of different cooking methods on nutritional and physicochemical characteristics of selected vegetables. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 56(1): 139-147.

Murillo, E. 2008. Screening de extractos vegetales para actividad antioxidante: un estudio comparativo de algunas especies medicinales de uso popular en el tolima. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas* 1(20): 20-33.

Ng, Z. X., W. Chai J. and R. Kuppusamy U. 2011. Customized cooking method improves total antioxidant activity in selected vegetables. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 62(2): 158-163.

Palermo, M., N. Pellegrini and V. Fogliano. 2014. The effect of cooking on the phytochemical content of vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 94(6): 1057-1070.

Park, Y., F. Subar A., A. Hollenbeck and A. Schatzkin. 2011. Dietary fiber intake and mortality in the NIH-AARP diet and health study. *Archives of Internal Medicine* 171(12): 1061-1068.

Re, R., N. Pellegrini, A. Proteggente, A. Pannala, M. Yang, and C. Rive-Evans. 1999. Antioxidant activity an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine* 26(9/10): 1231-1237.

Reynoso-Camacho, R., M. Ramos-Gómez and G. Loarca-Pina. 2006. Bioactive Components in Common Beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *In: Advances in Agricultural and Food Biotechnology*. Guevara-González, R.; Torres-Pacheco, I. (eds.). Research Signpost: Trivandrum, India. pp: 217–236.

Román, A. M. B. 2015. Componentes antioxidantes en frutos de *Capsicum* spp. en diferentes condiciones de almacenamiento. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Chapingo, México. 125 p.

Ros, B. G. and M. J. Periago C. 2010. Calidad y composición nutritiva de hortalizas, frutas y legumbres. *In: Tratado de Nutrición*. Gil, H. A. (ed.). 2da. Edición. Editorial Médica Panamericana. Madrid. España. Pp: 229-264.

Sahlin, E., P. Savage G. and E. Lister C. 2004. Investigation of the antioxidant properties of tomatoes after processing. *Journal of Food Composition and Analysis* 17(5): 635-647.

Sikora, E., E. Cieřlik, T. Leszczyńska, A. Filipiak-Florkiewicz and P. Pisulewski M. 2008. The antioxidant activity of selected cruciferous vegetables subjected to aquathermal processing. *Food Chemistry* 107(1): 55-59.

Sreeramulu, D., V. K. Reddy C., A. Chauhan, N. Balakrishna and M. Raghunath. 2013. Natural antioxidant activity of commonly consumed plant foods in India: effect of domestic processing. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity* 2013: 1-12.

Turkmen, N., F. Sari and S. Velioglu Y. 2005. The effect of cooking methods on total phenolics and antioxidant activity of selected green vegetables. *Food Chemistry* 93(4): 713-718.

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

Wojdylo, A., J. Oszmiański and R. Czemerys. 2007. Antioxidant activity and phenolic compounds in 32 selected herbs. *Food Chemistry*. 105(3): 940-949.

6. CONCLUSIONES GENERALES

En el análisis proximal, los contenidos de proteína y fibra cruda resultaron similares en el guaje rojo y en el verde; sin embargo, guaje verde superó a guaje rojo en el contenido de lípidos. Las semillas de guaje rojo mostraron mayores niveles de los minerales N, Mg, Mn, P y Zn; así como, mayor concentración de compuestos fenólicos, antocianinas, flavonoides y actividad antioxidante por los métodos ABTS y DMPD.

En las hortalizas que se analizaron en fresco las verdolagas fueron las que mostraron las mayores concentraciones de N, Cu, Fe, Mg, Zn y Mn en comparación con los huauzontles, los quelites, los quintoniles y los romeritos. El análisis proximal mostró las mayores concentraciones de proteína en quintoniles y en verdolagas; sin embargo, el mayor contenido de carbohidratos y fibra cruda se encontró en los quintoniles. No se registraron cambios en el contenido de fibra cruda en quelites y verdolagas con tratamiento térmico (95 °C, 5 min) en comparación con las mismas hortalizas analizadas en fresco. Sin embargo, los huauzontles presentaron pérdidas significativas de fibra después del tratamiento. Los huauzontles y quintoniles frescos y con tratamiento térmico mostraron valores similares de proteína. Por otro lado, las verdolagas exhibieron la mayor concentración de carbohidratos.

La mayor concentración de compuestos fenólicos y flavonoides se encontraron en huauzontles, así como la actividad antioxidante por los tres métodos

analizados (ABTS, DMPD y DPPH). Finalmente, el mayor contenido de taninos condensados se encontró en quintoniles.

La mayor concentración de flavonoides se observó en romeritos, en cambio, la mayor concentración de compuestos fenólicos y actividad antioxidante se encontró en quintoniles con tratamiento térmico.

El tratamiento térmico afectó el contenido nutracéutico en las cuatro hortalizas estudiadas. La concentración de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos, así como, la actividad antioxidante disminuyó después del tratamiento térmico en huauzontles, quelites, quintoniles y romeritos en comparación con sus respectivas hortalizas frescas. En contraste, en las verdolagas aumento el contenido de taninos condensados, pero no se observó variación de las concentraciones de los compuestos fenólicos, flavonoides y la actividad antioxidante antes y después del tratamiento térmico.

Con base en los resultados obtenidos (minerales, análisis proximal y nutracéuticos) las hortalizas huauzontle, quelites, quintoniles, romeritos y verdolagas se podrían considerar alimentos funcionales de acceso económico para la población.