

Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Química.

Programa de Posgrado en Alimentos del Centro de la República
(PROPAC)

“POTENCIAL NUTRACÉUTICO DE CLADODIOS DE NOPAL (*Opuntia* spp.)”

TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Maestro en Ciencia y Tecnología de Alimentos

Presenta:

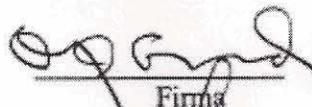
I.Q. Elvira Fabiola Celis Fabian

Dirigido por:

Dr. Octavio Paredes López

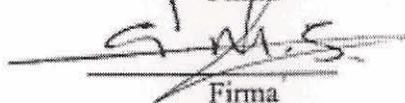
SINODALES

Dr. Octavio Paredes López
Presidente



Firma

Dr. Gerardo Martínez Soto
Secretario



Firma

Dr. José Mayolo Juárez Goíz
Vocal



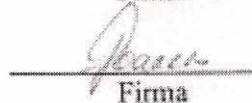
Firma

Dra. Ma. Elena Valverde González
Suplente



Firma

Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña
Suplente



Firma



Q.B. Magali E. Aguilar Ortiz
Director de la Facultad



Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval
Director de Investigación y
Posgrado

Centro Universitario
Querétaro, Qro.
Octubre, 2009
México



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO

FACULTAD DE QUÍMICA

**PROGRAMA DE POSGRADO EN ALIMENTOS DEL CENTRO DE
LA REPÚBLICA (PROPAC)**

MAESTRIA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

“POTENCIAL NUTRACÉUTICO DE CLADODIOS DE NOPAL (*Opuntia spp.*)”

TESIS

**QUE COMO PARTE DE LOS REQUISITOS PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

PRESENTA

I.Q. ELVIRA FABIOLA CELIS FABIAN

DIRECTOR DE TESIS

Dr. OCTAVIO PAREDES LÓPEZ

CO-DIRECTOR DE TESIS

Dr. GERARDO MARTÍNEZ SOTO

SANTIAGO DE QUERÉTARO, QRO., OCTUBRE 2009

Resumen

En los últimos años, ha habido una tendencia global hacia el uso de fitoquímicos naturales presentes en recursos naturales. El nopal (*Opuntia* spp.) tiene una distribución mundial y es un nutriente importante y fuente de alimento. Cerca de 1,600 especies de cactus pertenecen al género *Opuntia* y muchos de ellos producen frutos comestibles. En México, han utilizado los cladodios y sus frutos por sus beneficios medicinales, como en el tratamiento de la arteriosclerosis, la diabetes y la hiperglucemia. El objetivo de este estudio fue obtener nopal deshidratado como una importante fuente de fibra dietética y un alto potencial nutracéutico. Secado por congelación y secado con aire caliente (secado en tunel, secado en lecho fluidizado y secado por aspersión) se aplicaron en la producción de harina de tres morfoespecies de *Opuntia* (Blanco con espinas, Verde Valtierra y Hartón) para investigar su efecto sobre las propiedades fisicoquímicas y compuestos nutracéuticos de estas variedades de nopal. Entre las características fisicoquímicas evaluadas en cada proceso de secado, los mejores resultados se obtuvieron en el secado por aspersión. Secado con aire caliente de harina de *Opuntia* mostró la misma fuerte capacidad antioxidante que la harina liofilizada. La mayoría de los cladodios deshidratados pueden ser una buena fuente de β -caroteno, luteína y flavonoles. El contenido total de compuestos fenólicos en nopal secado osciló de 0.57 a 2.35 mg ac. gálico/g. La mayor concentración de compuestos fenólicos se obtuvo en el secado por aspersión, seguido de secado en lecho fluidizado y secado en túnel. Un alto contenido de fibra dietética soluble se observó en cladodios secados por aspersión (21.93-25.26%); sin embargo, hubo un aumento significativo ($p < 0.05$) en el contenido total de fibra dietética mediante secado en túnel (47.95-54.20%). La fermentación *in vitro* de nopal deshidratado se evaluó y fue comparado con rafinosa (como control prebiótico positivo). El perfil de ácidos grasos de cadena corta (63:21:16 acetato: propionato: butirato), se consideró rico en propionato, el cual reduce los niveles de colesterol sérico; sin embargo, el acetato fue producido en grandes proporciones. En resumen, el presente estudio demuestra que los materiales deshidratados de *Opuntia* pueden ser considerados un alimento con un alto potencial nutracéutico.

Palabras clave: secado, propiedades fisicoquímicas, nutracéuticos, *Opuntia* spp.

Summary

In recent years, there has been a global trend towards the use of natural phytochemicals present in natural resources. The cactus (*Opuntia* spp.) has a global distribution and is an important nutrient and food source. About 1,600 species of cactus are in the genus *Opuntia* and many of them produce edible fruits. In México *Opuntia* leaves and fruits have been used for their medicinal benefits, such as for treating arteriosclerosis, diabetes, and hyperglycemia. The aim of this study was to obtain dehydrated nopal as an important source of dietary fiber and a high potential nutraceutical. Freeze-drying and hot air-drying (drying tunnel, fluidized bed drying and spray drying) were applied in the production of flour from three *Opuntia* morphospecies (Blanco con espinas, Verde Valtierrilla and Hartón) to investigate the effects of drying methods on the physicochemical properties and nutraceutical compounds of these nopal varieties. Among the physicochemical characteristics evaluated by each drying process, the best results were obtained in the spray-dried samples. Hot air-dried *Opuntia* flour showed the same strong antioxidant capacity than freeze-dried flour. Most of the dehydrated cladodes appear to be a good source of β -carotene, lutein and flavonols. Total phenolic contents of nopal dehydrated ranged from 0.57 to 2.35 mg GAE/g. The high concentration of phenolics was obtained by spray-dried, followed by fluidized bed drying and drying tunnel samples. A high content of soluble dietary fiber was observed in spray-dried cladodes (21.93-25.26%); however, there was a significant increase ($p < 0.05$) in total dietary fiber content using drying tunnel (47.95-54.20%). *In vitro* fermentabilities of the *Opuntia* flours were evaluated and compared with fermentations of raffinose (as a positive prebiotic control). The short-chain fatty acids profile (63:21:16 acetate:propionate:butyrate) was considered rich in propionate, which is considered to reduce serum cholesterol levels; however, acetate was produced in great proportions. In brief, the present study demonstrates that dehydrated *Opuntia* materials should be considered a food with a high nutraceutical potential.

Key words: drying, physicochemical properties, nutraceuticals, *Opuntia* spp.

Dedicatorias

Dedico este proyecto a mi familia y amistades las cuales me ayudaron desde un principio con su apoyo incondicional a ampliar mis conocimientos y estar más cerca de mis metas profesionales.

En especial a mis padres:

Maricela Fabian Tlachino
Francisco Javier Celis Bandala

Y mi hermano
Eduardo Celis Fabian

¡A todos gracias!

Agradecimientos

Al Dr. Octavio Paredes López por todo el apoyo brindado en la dirección y elaboración de este proyecto, por haberme aceptado en su equipo de trabajo, por sus consejos y sobre todo por haber confiado en mí.

Al Dr. Gerardo Martínez Soto por prestarme las instalaciones de su laboratorio, por su constante apoyo, ánimo, sugerencias en la realización de este proyecto, por estar siempre dispuesto a ayudar y por ser parte de mi comité de evaluación.

A la Dra. María Elena Valverde González, por ser parte de mi comité de evaluación y por el apoyo brindado durante la realización de mi trabajo de tesis.

Al Dr. Mayolo Juárez Goíz por haberme facilitado las instalaciones de su laboratorio, por el apoyo recibido y por ser parte de mi comité de evaluación.

A la Dra. Guadalupe Loarca Piña por haberme prestado las instalaciones de su laboratorio y por ser parte de mi comité de evaluación, también a su equipo de trabajo por el apoyo recibido en la elaboración de este proyecto en especial a Rocío y Raquel.

Al M. C. Alfonso Díaz por haberme apoyado en Bioquímica.

A Talía porque siempre tuvo la amabilidad de proporcionarme el material de laboratorio.

A la Sociedad Cooperativa de “Productores Nopaleros de Valtierra, S.C. (PRONOPVAL)” del municipio de Salamanca, por proporcionarme el material vegetal y por su completa disponibilidad.

A Mar por su amistad desde que llegamos a CINVESTAV por apoyarme todo este tiempo.

A la Química Yolanda Rodríguez Aza, por su apoyo en el manejo del equipo de HPLC.

A las secretarias del DIPA: Laurita y en especial Carmelita por su valiosa ayuda.



Este trabajo fue realizado en el Laboratorio de Biotecnología de Alimentos en el Departamento de Biotecnología y Bioquímica del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, Unidad Irapuato, bajo la dirección del Dr. Octavio Paredes López.

Índice

	Página
Resumen -----	iii
Summary-----	iv
Dedicatorias-----	v
Agradecimientos-----	vi
Índice-----	ix
Índice de cuadros-----	xiv
Índice de figuras-----	xv
I. Introducción-----	16
II. Revisión de la literatura-----	18
1. Nopal verdura como modelo de estudio-----	18
A) Características morfológicas -----	18
B) Composición química-----	19
C) Aspectos agrícolas -----	19
D) Producción-----	20
E) Zonas productoras-----	21
2. Nutraceuticos-----	22
A) Definición-----	22
B) Clasificación-----	23
C) Compuestos antioxidantes-----	23
D) Compuestos fenólicos-----	23
D1. Estructura química de los flavonoides -----	26
D2. Actividad antioxidante de los flavonoides-----	27
E) Carotenoides-----	28
F) Composición nutraceutica de cladodios de nopal verdura (<i>Opuntia</i> spp.)-----	31
G) Fibra dietética-----	34

A.	Concepto de fibra dietética -----	34
B.	Componentes de la fibra dietética-----	35
a)	<i>Polisacáridos</i> -----	36
b)	<i>Oligosacáridos resistentes</i> -----	36
c)	<i>Ligninas</i> -----	36
d)	<i>Sustancias asociadas a polisacáridos</i> -----	36
e)	<i>Almidones resistentes</i> -----	37
f)	<i>Hidratos de carbono sintéticos</i> -----	37
C.	Tipos de fibra dietética-----	37
a)	<i>Fibras fermentables y no fermentables</i> -----	37
b)	<i>Fibras solubles e insolubles</i> -----	38
D.	Fermentación de la fibra dietética-----	39
E.	Fermentación <i>in vitro</i> -----	40
F.	Sistemas de fermentación <i>in vitro</i> por lotes-----	40
G.	Consideraciones para el diseño del método de fermentación-----	40
H.	Sustrato-----	41
I.	Inoculo-----	42
3.	Características del proceso de secado -----	42
A.	Secado por aspersión-----	42
B.	Secado en lecho fluidizado-----	43
C.	Secado en túnel-----	44
D.	Deshidratación por congelación (Liofilización)-----	44
III.	Justificación -----	46
IV.	Objetivos -----	47
A)	General-----	47

B) Específicos-----	47
V. Materiales y métodos-----	48
A. Materiales-----	49
a) Material vegetal-----	49
b) Reactivos-----	49
c) Preparación del material vegetal para secado en túnel y lecho fluidizado-----	49
d) Preparación del material para secado por aspersión-----	49
e) Preparación del material para secado por liofilización-----	50
B. MÉTODOS-----	50
1. Proceso de deshidratación de nopal-----	50
a) Deshidratación por secado en lecho fluidizado-----	50
b) Deshidratación por secado en túnel -----	50
c) Deshidratación en secado por aspersión-----	50
d) Deshidratación por liofilización-----	51
2. Determinación de fibra dietética y propiedades fisicoquímicas de los materiales deshidratados-----	51
a) Determinación de fibra dietética-----	51
b) Humedad-----	52
c) Color-----	52
d) Actividad de agua-----	52
e) Índice de absorción de agua (IAA) e índice de solubilidad en agua (ISA)-----	53
f) Determinación de la densidad verdadera, densidad aparente y porosidad- -----	53

3. Determinación y cuantificación de compuestos nutraceuticos de nopal deshidratado-----	53
a) Obtención de los extractos metanólicos-----	53
b) Extracción de carotenoides-----	54
c) Determinación de fenoles totales-----	54
d) Determinación de flavonoides totales -----	55
e) Determinación de carotenoides totales -----	56
f) Hidrólisis de los extractos para la determinación de flavonoides por HPLC-----	56
g) Determinación de flavonoides por HPLC-----	57
h) Determinación de carotenoides por HPLC-----	57
i) Determinación de la capacidad antioxidante por el método DPPH-----	57
j) Determinación de la capacidad antioxidante por el método ABTS-----	58
4. Fermentación <i>in vitro</i> de nopal deshidratado-----	58
a) Fermentación de nopal deshidratado-----	58
b) Cuantificación de ácidos grasos de cadena corta en los productos de la fermentación-----	59
5. ANALISIS ESTADÍSTICO-----	59
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN -----	60
A. Características fisicoquímicas-----	60
1. Humedad-----	60
2. Color-----	61
3. Actividad de agua-----	62
4. Capacidad de absorción de aceite-----	64
5. Índice de solubilidad de agua-----	65

6.	Índice de absorción de agua-----	66
7.	Densidad verdadera, densidad aparente y porosidad-----	68
B.	Características y contenido de compuestos nutraceuticos-----	70
1.	Compuestos fenólicos totales-----	70
2.	Flavonoides totales-----	71
2.1.	Contenido de flavonoles, isirhamnetina, kaempferol y quercetina -----	73
3.	Contenido de carotenoides totales-----	74
3.1.	Contenido de carotenos luteína, β -criptoxantina y β -caroteno-----	76
4.	Capacidad antioxidante-----	78
5.	Fibra dietética total-----	81
6.	Capacidad de fermentacion <i>in vitro</i> de nopal deshidratado-----	84
6.1.	Efecto de nopal deshidratado (<i>Opuntia</i> spp.) sobre el pH en el medio de incubación durante la fermentación-----	84
6.2.	Producción de ácidos grasos de cadena corta-----	88
VII.	Conclusiones-----	92
VIII.	Perspectivas -----	93
IX.	Literatura citada-----	94
X.	Apéndice-----	116

Índice de cuadros

Cuadro -----	Página
1. Clasificación taxonómica de nopal -----	18
2. Producción de nopal verdura-----	21
3. Composición química de cladodios-----	31
4. Contenido de aminoácidos libres en cladodios (L-amino ácidos) de <i>Opuntia ficus indica</i> .-----	32
5. Vitaminas y contenido de antioxidantes en cladodios y fruto de <i>Opuntia spp.</i> -----	33
6. Contenido de minerales de cladodios <i>Opuntia spp.</i> -----	33
7. Contenido de pigmentos en <i>Opuntia spp.</i> -----	34
8. Color en nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado-----	62
9. Determinación de la actividad de agua (a_w) en nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado-----	63
10. Densidad verdadera (DV), densidad global (DG) y porosidad de nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado-----	69
11. Contenido de flavonoles, isorhamnetina, kaempferol y quercetina de dos variedades de nopal deshidratadas por diferentes procesos de secado-----	74
12. Contenido de carotenos: luteína, β -criptoxantina y β -caroteno en nopal deshidratado por diferentes procesos de secado-----	77
13. Capacidad antioxidante de extractos metanólicos de nopal verdura deshidratado por diferente métodos de secado, expresado en $\mu\text{mol Eq Trolox/g}$; base seca-----	80
14. Contenido de FDI y FDS de nopal deshidratado por diferentes métodos de secado-----	84
15. Efecto de nopal deshidratado (<i>Opuntia spp.</i>) sobre el pH en el medio de incubación durante la fermentación-----	85
16. Concentración de AGCC corta (mM) a las 6, 12 y 24 h de fermentación-----	87
17. Proporción de AGCC a las 24 h de fermentación con diferentes sustratos y pH controlado a 37°C-----	89

Índice de figuras

Figura	Página
1. Estructura básica de los carotenoides-----	29
2. Clasificación de la fibra dietética-----	35
3. Estrategia general de trabajo-----	48
4. Determinación del % de humedad de nopal verdura deshidratado-----	61
5. Capacidad de absorción de aceite en nopal verdura deshidratado-----	65
6. Solubilidad de agua en nopal verdura deshidratado-----	66
7. Absorción de agua en nopal verdura de tres morfoespecies-----	68
8. Determinación del contenido de fenoles totales por método espectrofotométrico de tres morfoespecies de nopal verdura deshidratadas-----	71
9. Contenido de flavonoides totales por método espectrofotométrico para cada morfoespecie deshidratada por diferentes métodos de secado-----	72
10. Contenido de carotenos totales por método espectrofotométrico en nopal verdura deshidratado-----	76
11. Esquema de la interacción entre moléculas de radicales y grupos antioxidantes de partículas sólidas-----	78
12. Contenido de FDT de nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado-----	82

I. INTRODUCCIÓN

El nopal verdura (*Opuntia* spp.) es originario de México y tiene gran aceptación como alimento, no sólo por su bajo costo de producción, sino por sus excelentes propiedades nutritivas y nutraceuticas. Además, es una cactácea con gran adaptabilidad para crecer en condiciones adversas, presenta gran diversidad de forma, tamaño, apariencia y se reproduce en forma sexual (semillas) y asexual (vegetativa); tradicionalmente se le conoce por su efecto antidiabético, anti-hiperlipidémico y antioxidante (Yang y col., 2008; Linares y col., 2007). Estas propiedades ya han sido probadas, en el producto fresco, sin embargo, no se conocen en materiales procesados. Actualmente, al nopal también se le atribuyen efectos anti-genotóxico y anti-inflamatorio. Estos efectos son asociados a la presencia de antioxidantes como ácido ascórbico, vitamina E, carotenoides, glutatión reducido, polisacáridos, flavonoides y ácidos fenólicos detectados en frutos y cladodios de diferentes variedades de *Opuntia* (Lazhar y col., 2009; Panico y col., 2007; Hernández-Pérez y col., 2005; Park y col., 2001). Por otro lado, el desarrollo de diversos tipos de alimentos de bajo contenido energético y con alto contenido en fibra dietética ha ocupado en los últimos años un lugar preponderante en la industria alimentaria, principalmente por el interés de los consumidores por una dieta sana y nutritiva. Las fibras dietéticas alcanzan el intestino grueso y son biotransformadas por la microflora colónica, dando como productos de fermentación ácidos grasos de cadena corta (AGCC), hidrógeno, dióxido de carbono y metano entre otros. Los ácidos grasos de cadena corta representan, no sólo una forma de recuperar energía, sino que están implicados en otras funciones benéficas para el organismo humano. Estudios *in vitro* han demostrado que el ácido butírico, inhibe la proliferación, induce diferenciación y apoptosis, y modula la expresión de genes implicados en la carcinogénesis colorectal, y se sugiere que es el principal componente protector de las dietas ricas en fibra (Orchel y col., 2005). Asimismo el ácido propiónico y el ácido acético también inducen apoptosis pero en menor medida que el ácido butírico; por otra parte, se ha demostrado que el ácido propiónico tiene efecto hipocolesterolémico en serum (Chen y col., 1984). Actualmente se dispone de numerosas fuentes vegetales de las cuales se obtiene fibra dietética y se han llevado a cabo estudios que indican que la harina de cladodio (penca) de nopal (*Opuntia ficus indica*) posee un alto contenido de

fibra, por lo que puede ser una buena alternativa como fuente de fibra para el enriquecimiento de dietas deficientes en este compuesto (Sáenz y col., 1997). Se sabe que la concentración de polisacáridos o fibra insoluble fluctúa ampliamente entre las 13 variedades de *Opuntia* spp. identificadas. El contenido de pectina en las distintas variedades de nopal verdura varía entre 5.3-14.2% mientras que el mucílago se encuentra en un 3.8-8.6%, la hemicelulosa total de 5.2-13.8% y la celulosa de 3.5-13.2%. Por otro lado, la cocción modifica la proporción de polisacáridos e incrementa significativamente el contenido relativo de pectina cruda y total, hemicelulosa total y celulosa en algunas variedades. Este aparente incremento es resultado de la pérdida de algunos componentes solubles durante la cocción, de aquí que resulte más digerible el consumo de nopal cocido que crudo (Sánchez Bell, 2006).

El objetivo de este trabajo fue obtener nopal deshidratado como fuente importante de fibra dietética y con un alto potencial nutracéutico, así como identificar algunas características fisicoquímicas de interés industrial. Además, se llevó a cabo la fermentación *in vitro* de nopal deshidratado, simulando las condiciones colónicas y se cuantificó la producción de ácidos grasos de cadena corta como acético, propiónico y butírico.

II. REVISIÓN DE LA LITERATURA

1. Nopal verdura como modelo de estudio

Taxonómicamente, Cactus (Cactaceae) se refiere a un grupo de aproximadamente 1,600 especies encontradas en 130 géneros subdivididos en tres subfamilias: *Pereskioideae*, *Opuntioideae* y *Cactoideae* (Wallace y col., 2002). El género más común (Cuadro 1) y ampliamente distribuido es *Opuntia*, que agrupa a más de 300 especies, 100 se encuentran en México y de éstas 60 son endémicas (Anaya, 2001). El cultivo de esta cactácea es un elemento de desarrollo intrínseco del pueblo y cultura de México desde tiempos inmemoriales; en la cultura náhuatl estas cactáceas junto con el maíz y el maguey fueron consideradas como la base de una agricultura estable. En nuestro territorio hay evidencias de la utilización del nopal y tuna, desde hace más de 7000 años y se han encontrado semillas, cáscaras de tuna y fibras de pencas fosilizadas en excavaciones en Tehuacán y Puebla (ASERCA, 2001).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de nopal

Reino	Plantae
Subreino	Embriophyta
División	Angiospermae
Clase	Dicotyledoneae
Subclase	Dialipetalae
Orden	Opuntiales
Familia	Cactaceae
Subfamilia	Opuntioideae
Tribu	Opuntieae
Género	<i>Opuntia</i>
Subgénero	<i>Opuntia</i>

Bravo-Hollis, 197

A) Características morfológicas

El nopal crece de manera irregular con una apariencia particular, la mayor parte del tallo está modificada en segmentos planos llamados cladodios que tienen forma de

raqueta. Sobre los cladodios se localizan simétricamente las areolas y en etapas tempranas de desarrollo están cubiertas de pequeñas hojas caducas que desaparecen con el crecimiento y en cuyo lugar quedan espinas (Rodríguez y Nava, 1999). Las raíces tienen axones primarios usados para sostener firmemente la planta a la tierra y son de tamaño proporcional al tallo. En condiciones de sequedad, las raíces pierden sus vellos absorbentes que se desarrollan rápidamente cuando se encuentra agua y nutrientes disponibles (Muñoz y col., 1995). Las flores emergen de las areolas localizadas en la punta de las pencas jóvenes y los pétalos son de distintos colores dependiendo de la especie y variedad (Muñoz y col., 1995; Rodríguez y Nava, 1999).

B) Composición química

Los cladodios son ricos en pectina, mucílago y minerales. Se caracterizan por tener un alto contenido de ácido málico, debido al ciclo diurno basado en el metabolismo CAM (metabolismo ácido de las *crassulaceae*), éste metabolismo se descubrió en la familia de las *Crassulaceae*, de ahí su nombre. Este metabolismo se caracteriza por la acumulación de ácidos orgánicos durante la noche por las plantas que poseen este mecanismo de fijación de carbono, donde la absorción de CO₂ y la expulsión de O₂ se producen durante la noche (Stintzing y col., 2005). Los mejores cladodios para uso vegetal son ricos en azúcares, pro-vitamina A y vitamina C, pero pobres en nitrógeno (Houérou, 1996); además, son fuente importante de fibra dietética. El mucílago presente en los cladodios del nopal (*Opuntia ficus indica*) tiene una alta concentración de polisacáridos que se comportan como un polielectrolito, y contienen 30,000 diferentes azúcares, como residuos de arabinosa, galactosa, ácido galacturónico, ramnosa y xilosa en diferentes proporciones; además, es un complejo de sustancias poliméricas de carbohidratos naturales de gran estructura (Matsuhira y col., 2006). En *Opuntia ficus indica* la fracción de agua/polisacárido soluble con propiedades viscosas es menos del 10% de la fracción agua/material soluble (Majdoub y col., 2001).

C) Aspectos agrícolas

El nopal es una cactácea que muestra gran adaptabilidad a condiciones adversas debido a que crece en suelos pobres con baja humedad, a temperaturas altas y tiene

tolerancia a un amplio intervalo de pH. Su destacable adaptabilidad junto con su diversidad de formas, tamaños y apariencia, ha provocado su distribución alrededor del mundo (Mizrahi y col., 1997). En la mayoría de las regiones del territorio nacional están presentes las poblaciones silvestres de nopal. La temperatura óptima para un buen desarrollo oscila en un rango de 16 a 28 °C centígrados, soportando una máxima de 35 °C sin sufrir afecciones graves. Las temperaturas mínimas van de 10 a 0 °C y afectan fuertemente al cultivo, pudiendo incluso causar la muerte. El tipo de suelo en que se desarrolla es el volcánico y calcáreo de textura franca en los franco-arenosos, franco arenoso-arcillosos y arenas francas con un pH de 6.5 a 8.5. La plantación se hace de abril a mayo, o posterior a las lluvias en un terreno limpio, preparado y en surcos de 40x40x40 cm. La penca se entierra hasta la mitad de su largo y se apisona levemente la tierra. La plantación se realiza de 40,000 a 55,000 plantas por hectárea, dependiendo de la variedad, condiciones, características del suelo y del clima del lugar. Para nopal forrajero y cercas vivas de nopal, las líneas de plantación se hacen con arado de subsuelo, acomodándolas manualmente en el terreno (Claridades Agropecuarias, 2001).

D) Producción

En México, los nopales se cultivan principalmente en las zonas áridas del altiplano, donde la economía de muchos pobladores depende en gran medida de la cosecha de nopal (Cuadro 2). En teoría, la cantidad de alimentos que se producen en todo el mundo es suficiente para alimentar a la población humana, la igualdad en la distribución por desgracia no es una realidad. Para aumentar los niveles de rendimiento, es necesario desarrollar nueva tecnología para la producción de material vegetal con la capacidad de crecer en condiciones ambientales adversas. La aplicación de cultivos *in vitro* de especies de cactus es una técnica que se pueden adoptar en circunstancias especiales. La regeneración de plantas a partir de los meristemas existentes es un método conservador que genéticamente se ha utilizado ampliamente con plantas raras y en peligro de extinción. Esto es aceptable para las especies de plantas con poblaciones severamente dañadas en la que ningún otro método de propagación es exitoso. La producción a gran escala de los cactus para el consumo de alimentos utilizando las técnicas de cultivo *in vitro* podría

ofrecer incentivos comerciales y sociales en las zonas geográficas donde no pueden crecer otros vegetales (García-Saucedo y col., 2005).

Cuadro 2. Producción de nopal verdura.

	Cultivo	Superficie sembrada (Ha)	Rendimiento (Ton/Ha)	Valor producción (miles de pesos)
1	Caña de azúcar	716,863.47	75.52	18,621,684.64
2	Pastos	2,200,078.06	20.09	13,026,454.01
3	Aguacate	114,841.79	10.75	9,122,963.60
4	Alfalfa verde	379,103.09	75.24	8,733,481.75
5	Café, cereza	797,874.98	1.99	4,053,015.85
6	Mango	181,525.00	10.08	3,969,090.18
7	Naranja	334,327.90	12.93	3,876,166.26
8	Plátano	76,313.49	29.54	3,798,361.54
9	Limón	146,004.20	13.39	3,300,822.40
10	Manzana	59,825.62	10.42	2,842,112.12
11	Uva	30,641.95	8.32	2,647,986.55
12	Papaya	21,456.69	41.18	2,243,041.09
13	Nuez	74,211.64	1.23	2,210,528.85
14	Piña	27,916.00	42.87	1,953,978.33
15	Esparrago	14,836.50	4.18	1,651,483.80
16	Agave	178,625.17	99.41	1,518,893.04
17	Nopalitos	11,175.56	61.06	1,483,316.26

Anuario Estadístico de la Producción Agrícola (SIAP, 2008).

E) Zonas productoras

Durante 2006, México obtuvo una producción de 546, 476 ton de nopales comestibles, 117, 812 ton de nopal forrajero y 366, 527 ton de tuna, y se registró una superficie sembrada de 8, 523 has para consumo humano, 4, 735 has para forraje y 49, 954 has para tuna. De acuerdo con el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera de

SAGARPA, en 2007 el Distrito Federal fue el principal productor de nopales, con 283, 881 ton; seguido por Morelos (237, 531), Puebla (7, 565), San Luis Potosí (1, 102), Hidalgo (326) y Michoacán (290), entre otros.

2. Nutraceuticos

A) Definición

Tradicionalmente los alimentos son estimados por su valor nutricional, el cual está asociado con componentes esenciales para mantener la vida de un organismo. Así los componentes de los alimentos están clasificados en micro y macronutrientes. Los macronutrientes constituyen alrededor del 99% de la dieta total y el otro 1% corresponde a los micronutrientes. Vitaminas y compuestos complejos orgánicos presentes naturalmente en plantas y tejido animal son cofactores en la regulación de muchos procesos metabólicos. Las plantas producen compuestos con propiedades benéficas para la salud como la vitamina C, la cual inhibe la formación de nitrosaminas, la vitamina A que está implicada en los procesos de visión y un largo número de procesos metabólicos, el selenio que es un importante elemento que bloquea la promoción y progresión del cáncer.

El escenario antes descrito da nuevas condiciones que muestran una nueva definición de la relación entre alimento y medicina:

- Nutraceutico. Substancia que puede ser considerada un alimento o parte de un alimento y provee beneficios médicos en la salud humana incluyendo la prevención y tratamiento de enfermedades.
- Alimento funcional. Alimento modificado o ingrediente alimentario que provee un beneficio nutrimental más allá del contenido tradicional de nutrientes.
- Medicina alimentaria. Alimento o nutriente con beneficios médicos o medicinales, incluyendo la prevención y tratamiento de enfermedades.

Desafortunadamente estas definiciones no son universalmente aceptadas y la definición varía de un país a otro. Por otro lado y de acuerdo con el Instituto de Medicina de los Estados Unidos y la Academia Nacional de Ciencias, los alimentos funcionales son aquéllos en los que las concentraciones de uno o más ingredientes han sido manipulados para aumentar su contribución a una dieta saludable. Es evidente que estas definiciones no

son sinónimos aunque varios autores lo utilizan indistintamente (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2000).

B) Clasificación

Los compuestos nutracéuticos se clasifican de acuerdo con las propiedades de actividad biológica que presentan, lo cual está directamente relacionado con la estructura química siendo el grupo de los antioxidantes los que encabezan la clasificación.

C) Compuestos antioxidantes

La capacidad antioxidante es uno de los principales mecanismos por los cuales los vegetales y frutos proporcionan efectos benéficos en la salud (Tesoriere y col., 2004), dicha capacidad consiste en inhibir la oxidación excesiva causada por los radicales libres que se encuentran en forma de especies reactivas de oxígeno (ROS), las cuales son inestables y altamente reactivas, constituyendo aproximadamente un 2 % del oxígeno consumido por un organismo normal. Cuando la generación de ROS sobrepasa las numerosas barreras de defensa antioxidantes del organismo se produce daño por lesión química en las estructuras biológicas de la célula. Las consecuencias son críticas, ya que reaccionan con lípidos, proteínas, carbohidratos y ADN en el interior de las células y con componentes de la matriz extracelular, por lo que pueden desencadenar un daño irreversible que puede llevar a la muerte celular (Tolonen y col., 1988).

D) Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos o polifenoles constituyen un amplio grupo de sustancias químicas. Son metabolitos secundarios de las plantas con diferentes estructuras químicas y actividad, clasificados en más de 8.000 compuestos distintos. Su forma más frecuente es la de polímeros o lignina insoluble, mientras que su presencia en los tejidos animales está relacionada con el consumo e ingestión de alimentos vegetales (Vasco y col., 2008) La distribución de los compuestos fenólicos en los tejidos y células vegetales varía considerablemente de acuerdo al tipo de compuesto químico, situándose en el interior de las células o en la pared celular. Sus principales funciones en las células vegetales son las

de actuar como metabolitos secundarios para el crecimiento y reproducción de las plantas y como agentes protectores frente a la acción de patógenos, siendo secretados como mecanismo de defensa. En la actualidad este grupo de compuestos fitoquímicos presenta un gran interés nutricional por su contribución al mantenimiento de la salud humana. Así, muchas de las propiedades benéficas descritas en los alimentos de origen vegetal, asociadas principalmente a la actividad antioxidante de estos compuestos, están relacionadas con la presencia y contenido de compuestos fenólicos. (Andary y Mondolot, 1997).

Químicamente, los compuestos fenólicos son sustancias que poseen un anillo aromático, un anillo benceno con uno o más grupos hidróxidos incluyendo derivados funcionales (ésteres, metil ésteres, glicósidos, etc.) (Tsimidou, 1998). La naturaleza de los polifenoles varía, desde moléculas simples como los ácidos fenólicos hasta compuestos altamente polimerizados como los taninos. Se encuentran en las plantas en forma conjugada con uno o más residuos de azúcar unidos a los grupos hidroxilos, aunque en algunos casos se pueden producir uniones directas entre una molécula de azúcar y un carbono aromático. Por ello la forma más común de encontrarlos en la naturaleza es en forma de glicósidos, siendo solubles en agua y solventes orgánicos. Los azúcares asociados a los polifenoles pueden ser monosacáridos, disacáridos o incluso oligosacáridos. Los compuestos a los que se encuentran unidos con más frecuencia son: glucosa, galactosa, arabinosa, ramnosa, xilosa, y ácidos glucurónico y galacturónico. También pueden encontrarse unidos a ácidos carboxílicos, ácidos orgánicos, aminas, lípidos y a otros compuestos fenólicos (Bravo, 1998).

De acuerdo a Ross y Kasum (2002), los compuestos fenólicos se pueden agrupar en diferentes clases dependiendo de su estructura química básica, describiéndose a continuación aquellas con un mayor interés nutricional:

Fenoles y ácidos fenólicos. Dentro de este grupo los fenoles simples como el fenol, cresol, timol y resorcinol están ampliamente distribuidos entre todas las especies vegetales. Igualmente los ácidos fenólicos tales como el gálico, vainillínico, p-hidroxibenzoico y los aldehídos como la vainillina también son abundantes en plantas superiores y helechos. Ácidos cinámicos, cumarinas, isocumarinas y cromonoles. Los ácidos cinámicos (cafeico, ferúlico, p-cumárico y sináptico) se encuentran raramente libres, ya que por regla general

aparecen en forma de derivados. Así por ejemplo, el ácido cafeíco se encuentra esterificado con el ácido quínico como ácidos clorogénico, isoclorogénico, neoclorogénico y criptoclorogénico. Las cumarinas e isocumarinas se encuentran generalmente en forma de glicósido, mientras que los cromonoles son menos conocidos y se forman a partir de las antocianidinas ante incrementos del pH del medio.

Flavonoides. Son sustancias polifenólicas de bajo peso molecular que comparten el esqueleto común de difenilpiranos, dos anillos benceno unidos a través de un anillo pirona o pirán heterocíclico. Esta estructura básica presenta o permite una multitud de sustituciones y variaciones en el anillo pirona dando lugar a flavonoles, flavonas, flavanonas, flavanololes, isoflavonoides, catequinas, calconas, dihidrocalconas, antocianidinas, leucoantocianidinas o flavandiols y proantocianidinas. Dentro de todos estos grupos, las flavonas (apigenina, luteolina y diosmetina), los flavonoles (quercitina, mirecitina y kampferol) y sus glicósidos son los compuestos más abundantes en vegetales (Ross y Kasum, 2002).

Taninos. Los taninos son compuestos fenólicos hidrosolubles con un peso molecular comprendido entre 500 y 3000 Da. Estos compuestos contienen un gran número de grupos hidroxilo, entre otros grupos funcionales (1 a 2 por 100 Dalton), siendo así capaces de unirse a proteínas y a otras macromoléculas.

Los taninos pueden clasificarse en dos grupos: taninos hidrolizables y no hidrolizables o taninos condensados. Los taninos condensados tienen como núcleo central un alcohol polihídrico como la glucosa, y grupos hidroxilo que se encuentran esterificados parcial o completamente con el ácido gálico o con ácido hexahidróxidifénico, formando los galotaninos y elagitaninos, respectivamente. Tras la hidrólisis con ácidos, bases o ciertas enzimas, los galotaninos forman glucosa y ácido gálico (Chung y col; 1998).

Compuestos fenólicos y actividad antioxidante. El comportamiento antioxidante de los compuestos fenólicos parece estar relacionado con su capacidad para quelar metales, inhibir la lipoxigenasa y captar radicales libres, aunque en ocasiones también pueden promover reacciones de oxidación "*in vitro*" (Aytaç y col., 2007).

Para que un compuesto fenólico sea clasificado como antioxidante debe cumplir dos condiciones básicas. La primera es que cuando se encuentre en una concentración baja en relación al sustrato que va a ser oxidado pueda retrasar o prevenir la auto-oxidación o la

oxidación mediada por un radical libre. La segunda es que el radical formado tras el secuestro sea estable y no pueda actuar en oxidaciones posteriores. Entre los compuestos fenólicos con una reconocida actividad antioxidante destacan los flavonoides, los ácidos fenólicos (hidroxicinámico, hidroxibenzóico, caféico, clorogénico), taninos (elligataninos), calconas y cumarinas, los cuales constituyen la fracción polifenólica de una gran diversidad de alimentos. Dentro de los flavonoides la quercetina es el antioxidante más potente. Como anticarcinogénico se ha informado que inhibe la proliferación y el crecimiento de las células tumorales, además aumenta los niveles de AMPc e inhibe la actividad enzimática de la proteinquinasa C, protein-tirosin-quinasa y GMPc fosfodiesterasas (Dwyer, 1996). La quercetina es un componente común de la dieta humana, se encuentra principalmente en cebolla, manzana, té verde y té negro y en cantidades más pequeñas en hortalizas de hoja y frijoles (King y Young, 1999). Los polifenoles pueden interferir en las distintas etapas que conducen al desarrollo de tumores malignos al proteger al ADN del daño oxidativo, inactivando de este modo los carcinógenos, inhibiendo la expresión de los genes mutagénicos y de la actividad de las enzimas encargadas de la activación de procarcinógenos y activando los sistemas enzimáticos responsables de la detoxificación de xenobióticos (Shanmugavelu y col., 2008). Numerosos estudios *in vivo* con modelos animales se han desarrollado para establecer los efectos anticarcinogénicos de los polifenoles mediante aplicaciones típicas, o bien tras la administración de dietas enriquecidas con polifenoles y/o con alto contenido en estos compuestos siendo necesarias altas concentraciones para poder observar este tipo de respuesta (Harwood y col., 2007).

D1. Estructura química de los flavonoides

Los flavonoides son un grupo de moléculas orgánicas ubicuamente distribuidas en las plantas. Se han descrito aproximadamente 2, 000 estructuras. Los flavonoides ($C_6-C_3-C_6$) se clasifican en varias familias según los cambios en su estructura básica. Poseen varios grupos hidroxilo (-OH) unidos a su estructura de anillo y se encuentran normalmente como glicósidos. Las posiciones de glicosilación son 7- hidroxilo en flavonas, isoflavonas y dihidroflavonas; 3- y 7- hidroxilo en flavonoles y dihidroflavonoles, y 3- y 5- hidroxilo en antocianidinas. La glucosa es el residuo de glicosilación mas frecuente (Dwyer, 1996).

D2. Actividad antioxidante de los flavonoides

La capacidad de los polifenoles vegetales para actuar como antioxidantes en los sistemas biológicos fue reconocida en los años treinta; sin embargo, el mecanismo antioxidante fue ignorado en gran medida hasta hace poco tiempo. El creciente interés en los flavonoides se debe a la apreciación de su amplia actividad farmacológica. Pueden unirse a los polímeros biológicos, tales como enzimas, transportadores de hormonas, y ADN; quelar iones metálicos transitorios, tales como Fe^{2+} , Cu^{2+} , Zn^{2+} , catalizar el transporte de electrones, y depurar radicales libres (Saskia y col., 1998). Debido a este hecho se han descrito efectos protectores en patologías tales como diabetes mellitus, cáncer, cardiopatías, infecciones virales, úlcera estomacal y duodenal, e inflamaciones. Otras características que merecen ser destacadas son sus acciones antivirales y antialérgicas, así como su propiedad antitrombótica y antiinflamatoria.

Los criterios químicos para establecer la capacidad antioxidante de los flavonoides (Bors y col; 1990), son:

- Presencia de estructura O-dihidroxi en el anillo B; que confiere una mayor estabilidad a la forma radical y participa en la deslocalización de los electrones.
- Doble ligadura, en conjunción con la función 4-oxo del anillo C.
- Grupos 3- y 5-OH con función 4-oxo en los anillos A y C necesarios para ejercer el máximo potencial antioxidante. Siguiendo estos criterios, el flavonoide quercetina es el que mejor reúne los requisitos para ejercer una efectiva función antioxidante. Su capacidad antioxidante es de 4.7 mM equivalentes de Trolox, lo que resulta cinco veces mayor al demostrado por las vitaminas E y C, y tiene una hidrosolubilidad similar a la de la vitamina E.

La función antioxidante de la quercetina muestra efectos sinérgicos con la vitamina C. El ácido ascórbico reduce la oxidación de la quercetina, de manera tal que combinado con ella permite al flavonoide mantener sus funciones antioxidantes durante más tiempo. Por otra parte, la quercetina protege de la oxidación a la vitamina E, con la cual también presenta efectos sinergizantes. Así, se ha demostrado que el flavonoide inhibe la fotooxidación de la vitamina E en la membrana celular de las células sanguíneas en presencia de hematoporfirina como fotosensibilizador. Los flavonoides retiran oxígeno reactivo especialmente en forma de aniones superóxidos, radicales hidroxilos, peróxidos lipídicos o

hidroperóxidos. De esta manera bloquean la acción deletérea de dichas sustancias sobre las células. Diversos flavonoides han mostrado su eficiencia para eliminar los procesos de peroxidación lipídica del ácido linoleico o de los fosfolípidos de las membranas y la peroxidación de glóbulos rojos (Hirano y col., 2001). Asimismo, se ha comprobado su potente capacidad de inhibir *in vitro* la oxidación de las lipoproteínas de baja densidad (LDL) por los macrófagos y reducir la citotoxicidad de las LDL oxidadas (Terao y col., 2001). De hecho, las poblaciones que consumen productos ricos en flavonoides estadísticamente presentan menores riesgos de afecciones cardiovasculares (Geleijnse y col., 2002).

E. Carotenoides

El nombre genérico de los carotenoides deriva de la zanahoria, *Daucus carota*, ya que fue de esta hortaliza donde aislaron por primera vez. En general, los carotenoides son compuestos cuya estructura química básica es poliénica de 40 átomos de carbono, formada por 8 unidades de isopreno, cuyo arreglo se hace inverso como se puede observar en la Figura 1. Estos átomos de carbono se encuentran ordenados formando cadenas poliénicas conjugadas en ocasiones terminadas en anillos de carbono. A los carotenoides que contienen átomos de oxígeno se les conoce más específicamente como xantofilas. Su color, que varía desde amarillo pálido, pasando por anaranjado hasta rojo oscuro, se encuentra directamente relacionado con su estructura; los enlaces dobles carbono-carbono interactúan entre sí en un proceso llamado conjugación. Mientras el número de enlaces dobles conjugados aumenta, la longitud de onda de la luz absorbida también lo hace, dando al compuesto una apariencia más rojiza. Por ejemplo, el fitoeno que posee únicamente tres enlaces dobles conjugados absorbe luz en el rango ultravioleta y apareciendo por tanto incoloro a la vista, el licopeno, compuesto que confiere su color rojo al tomate contiene 11 enlaces dobles conjugados. Existen también carotenoides de color verde (ζ -caroteno), amarillo (β -caroteno) y anaranjado (neurosporaxantina), (Delgado-Vargas y Paredes-López 2000).

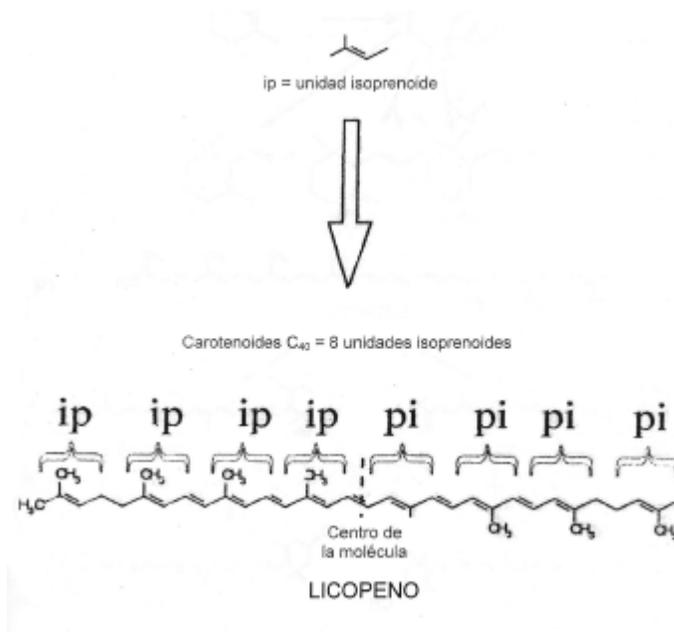


Figura 1. Estructura básica de los carotenoides. Estructuras de la unidad Isoprenoide y del licopeno, precursores de los carotenoides (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2000).

Clasificación: Los carotenoides son clasificados por su estructura química como: (1) carotenos, constituidos por carbono e hidrógeno; (2) oxicarotenoides o xantofilas que tienen carbono, hidrógeno, oxígeno. También han sido clasificados como primarios o secundarios en las funciones fotosintéticas de las plantas (β -caroteno, violaxantin y neoxantina), mientras que los secundarios son los que se presentan en frutos y flores (α -caroteno, β -criptoxantina, zexantina, anteraxantina, capsantina, capsorubina). En organismos fotosintéticos los carotenoides desempeñan un papel vital en los centros de reacción, ya sea participando en el proceso de transferencia de energía, o protegiendo el centro de reacción contra la autooxidación. En los organismos no fotosintéticos, los carotenoides han sido vinculados a los mecanismos de prevención de la oxidación.

Los animales son incapaces de sintetizar carotenoides y deben obtenerlos a través de su dieta, siendo estos compuestos importantes por su función biológica como pro-vitamina A. Todos los carotenoides pueden ser considerados derivados del licopeno ($C_{40}H_{56}$) por reacciones que incluyen: 1) hidrogenación, 2) des hidrogenación, 3) ciclación, 4) inserción de oxígeno, 5) migración del doble enlace, 6) migración metil, 7) elongación de la cadena y 8) acortación de la cadena. (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2000).

Funciones: en plantas superiores los carotenoides proveen coloración a flores y frutos. El color tiene un papel importante en la reproducción, ya que sirve como atrayente de animales que se encargan de dispersar el polen, semillas o esporas (Bartley y Scolnik, 1995; Delgado-Vargas y Paredes-López, 2000); Por otra parte, los principales pigmentos involucrados en la fotosíntesis son clorofilas y carotenoides. Los carotenoides tienen dos funciones plenamente reconocidas en el proceso fotosintético (Taylor, 1996): (1) como pigmentos accesorios en la captura de luz, y (2) como agentes protectores contra el efecto de la luz, previniendo daños por estrés oxidativo. Más recientemente los carotenoides se han relacionado con muchas patologías como las enfermedades crónico-degenerativas y las condiciones precancerosas, las cuales están frecuentemente asociadas a una condición de estrés oxidativo y se ha comprobado que los compuestos antioxidantes, como los carotenoides, son agentes benéficos en la prevención o el tratamiento de éstas. Los carotenoides también se utilizan en el tratamiento de enfermedades relacionadas a la fotosensibilidad debido a su papel foto protector (Bramley, 2000; Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003.)

Beta caroteno y vitamina A. La vitamina A es el término genérico que se utiliza para describir a todos los retinoides que tienen la actividad biológica de todos los *trans*-retinoles. El término retinoide se refiere a la clase de compuestos que incluye el alcohol retinol y sus derivados químicos, los cuales son las formas metabólicamente activas de la vitamina A e incluyen la forma aldehído (retinal) y la forma ácido (ácido retinoico). Algunos carotenoides que se encuentran en plantas, bacterias, algas y ciertos hongos pueden ser convertidos *in vivo* en retinol, y por consiguiente pueden ser considerados provitaminas. El carotenoide que tiene la actividad vitamínica A más elevada es el β -caroteno; otros tienen una actividad más débil como la criptoxantina, el α -caroteno y el γ -caroteno (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003).

Luteína. Las xantofilas de interés actual incluyen a la luteína, la zeaxantina y la cantaxantina (Zaripheh y Erdman, 2003). Químicamente, la luteína y su isómero estructural, la zeaxantina, son los dihidroxi-derivados del α -caroteno y β -caroteno, respectivamente, y presentan dos grupos hidroxilo en los anillos terminales de la molécula, característica de las xantofilas. La presencia de anillos β sustituidos en la molécula también le confieren una mayor polaridad, la cual determina en parte características distintivas

durante su absorción, transporte, metabolismo y acumulación en los tejidos (Granado y col., 2003).

La luteína es junto con el β -caroteno uno de los carotenoides más ampliamente distribuido en vegetales de hoja verde y frutas de consumo común. Su presencia en el organismo humano se debe enteramente a la ingesta dietética dado que ninguna especie animal tiene la capacidad de producirlos de *novo* y junto con la zeaxantina, se encuentran selectivamente en el centro de la retina por lo que ambos oxicarotenoides se les conoce como pigmentos maculares (Granado y col., 2003; Mares-Perlman y col., 2003).

F. Composición nutracéutica de cladodios de nopal verdura (*Opuntia* spp.)

Los cladodios de *Opuntia*, son una fuente de gran variedad de compuestos nutricionales como se observa en la Cuadro 3.

Cuadro 3. Composición química de cladodios

Compuesto	Base: Peso seco Cladodios (g/100g)	Base: Peso fresco Cladodios (g/100g)
Agua	-	88-95
Carbohidratos	64-71	3-7
Ceniza	19-23	1-2
Fibra	18	1-2
Proteínas	4-10	0.5-1
Lípidos	1-4	0.2
Ácido ascórbico	-	7 – 22 g

Stintzing y col., 2005

Su concentración depende tanto del sitio de cultivo, el clima y la variedad de los frutos. Los frutos tienen un contenido de ácido ascórbico de 20 a 40 mg/100 g peso fresco y una acidez titulable de 0,03 a 0,12% con valores de pH de 5,0 a 6,6. Su contenido de sólidos solubles es de 12-17%, este parámetro es mayor que en otras frutas como ciruela, albaricoque y melocoton. En general, los cladodios son ricos en pectina, mucílago y sales

minerales, mientras que los frutos son fuente importante de vitaminas, aminoácidos y betalaínas. Las semillas del endospermo son ricas en arabinosa, siendo el principal componente D-xilano. Además de lípidos, las semillas acumulan proantocianidinas, mientras que las flores acumulan betalaínas y fenoles incoloros.

Aminoácidos, vitaminas, carotenos y compuestos fenólicos. Los cladodios frescos son una fuente de proteína, incluyendo aminoácidos y vitaminas (Cuadro 4). Algunos aminoácidos presentan variaciones de 1.5 a 3 dependiendo del cultivar.

Cuadro 4. Contenido de aminoácidos libres en cladodios (L-amino ácidos) de *Opuntia ficus indica*.

Aminoácidos	Base: peso fresco Cladodios (g/100g)
Alanina	0.6
Arginina	2.4
Asparagina	1.5
Glutamina	17.3
Glicina	0.5
Histidina	2.0
Isoleucina	1.9
Leucina	1.3
Lisina	2.5
Metionina	1.4
Fenilalanina	1.7
Serina	3.2
Treonina	2.0
Tirosina	0.7
Triptofano	0.5
Valina	3.7

Tesoriere y col., 2005

Las vitaminas son un componente nutricional importante cuyo contenido se encuentra tanto en la penca, como en el fruto (Cuadro 5).

Cuadro 5. Vitaminas y contenido de antioxidantes en cladodios y fruto de *Opuntia* spp.

Base. Peso fresco (por cada 100g) Componente	Cladodios	Pulpa del fruto
Acido ascórbico	7-22 mg	12-81 mg
Niacina	0.46 mg	Trazas
Riboflavina	0.60 mg	Trazas
Tiamina	0.14 mg	Trazas
Carotenoides totales	11.3 – 53.5 µg	0.29-2.37 g
Beta-caroteno	-	1.2-3.0 µg
Total vitamina E	-	111-115 µg
Vitamina K	-	53 µg
Flavonoles :		
Kaempferol	-	0.11-0.38 g
Quercetina	-	0.98-9 g
Isorhamnetina	-	0.19 – 2.41 g

Piga, 2004

Los cladodios se caracterizan por tener un alto nivel de ácido málico y minerales (Cuadro 6).

Cuadro 6. Contenido de minerales de cladodios *Opuntia* spp.

Componente	Peso seco en cladodio (g/100g)
Calcio (Ca)	5.6
Magnesio (Mg)	0.2
Potasio (K)	2.3
Fósforo (PO₄)	0.1
Sodio (Na)	0.4
Hierro(Fe)	0.14 µg (trazas)

Kader, 2002

Las variedades silvestres de cladodios *Opuntia* spp. muestran resultados interesantes en cuanto a características fisicoquímicas (color, textura, pH), así como en contenido de carotenos y xantofilas (Cuadro 7).

Cuadro 7. Contenido de pigmentos en *Opuntia* spp.

Compuestos	mg /g peso en fresco
	Cladodios
Carotenos	0.33 – 0.38 mg
Xantófilas	0.33 – 0.39 mg

Compuestos	µg /g peso en fresco
	Cladodios
β-caroteno	14.5 - 39.5 µg
Luteína	6.8 – 27.0 µg

Betancourt-Domínguez y col., 2006

La presencia de compuestos fenólicos ha sido detectada en la pulpa del fruto de nopal y se ha reportado el efecto antioxidante de los flavonoides encontrados en los frutos (quercetina, kaempferol, e Isorhamnetina); esta es una evidencia clara de que estos compuestos son más eficientes que las vitaminas. Así, los compuestos fenólicos han mostrado un efecto pro-oxidativo sobre proteínas, ADN y lípidos debido a la generación de radicales estables. También se ha mostrado que los compuestos fenólicos de *Opuntia ficus indica* inducen hiperpolarización del plasma de la membrana celular.

En conclusión, las particularidades del nopal pueden ser útiles en diferentes áreas como la nutrición, medicina tradicional y otras aplicaciones industriales.

G. FIBRA DIETÉTICA

A. Concepto de fibra dietética

La fibra dietética se reconoce hoy como un elemento importante en la salud humana. No existe una definición universal ni tampoco un método analítico que mida

todos los componentes alimentarios que ejercen los efectos fisiológicos de la fibra. Rojas-Hidalgo en 1994, declaró que “la fibra no es una sustancia, sino un concepto, más aún, una serie de conceptos diferentes en la mente del botánico, químico, fisiólogo, nutriólogo o gastroenterólogo”. Por otro lado, tras la definición de Trowel en 1976 se han considerado fibras dietéticas a los polisacáridos vegetales y la lignina, que son resistentes a la hidrólisis por los enzimas digestivos del ser humano. A medida que han ido aumentando los conocimientos sobre la fibra tanto a nivel estructural como en sus efectos fisiológicos, se han dado otras definiciones que amplían el concepto de fibra. La Asociación Americana de la Química de Cereales (2001) define a la fibra dietética como “la parte comestible de las plantas o hidratos de carbono análogos que son resistentes a la digestión y absorción en el intestino delgado, con fermentación completa o parcial en el intestino grueso”. La fibra dietética incluye polisacáridos, oligosacáridos, lignina y sustancias asociadas de la planta. Las fibras dietéticas promueven efectos benéficos fisiológicos como laxante, controla los niveles de colesterol y glucosa en sangre (AACC dietary fiber Technical Committee, 2001).

B. Componentes de la fibra dietética

La clasificación propuesta por Ha-MA en el 2000; recopila de forma global los conocimientos actuales que permiten una ordenación conceptual (Figura 2).



Figura 2. Clasificación de la fibra dietética (Ha-MA, 2000).

Los principales componentes de la fibra dietética son (Escudero-Álvarez y González-Sánchez, 2006):

a) Polisacáridos

Los polisacáridos son todos los polímeros de carbohidratos que contienen al menos 20 residuos de monosacáridos. El almidón digerido y absorbido en el intestino delgado es un polisacárido, por ello se utiliza el término polisacáridos no almidón para aquellos que llegan al colon y poseen los efectos fisiológicos de la fibra. Se clasifican en celulosa, β -glucanos, hemicelulosas, pectinas y análogos, gomas y mucílagos.

b) Oligosacáridos resistentes

Son hidratos de carbono con un nivel de polimerización menor, tienen de tres a 10 moléculas de monosacáridos. Se dividen en fructooligosacáridos (FOS) e inulina, galactooligosacáridos (GOS), xilooligosacáridos (XOS) e isomaltooligosacáridos (IMOS).

c) Ligninas

Son polímeros que resultan de la unión de varios alcoholes fenilpropílicos que contribuyen a la rigidez de la pared celular haciéndola resistente a impactos y flexiones. La lignificación de los tejidos permite mayor resistencia al ataque de los microorganismos. La lignina no se digiere ni se absorbe ni tampoco es atacada por la microflora bacteriana del colon. Una de sus propiedades más interesantes es su capacidad de unirse a los ácidos biliares y al colesterol, retrasando o disminuyendo su absorción en el intestino delgado. La lignina es un componente alimentario menor. Muchas verduras, hortalizas y frutas contienen un 0.3% de lignina, en especial en estado de maduración. El salvado de cereales puede llegar a un 3% de contenido en lignina.

d) Sustancias asociadas a polisacáridos

Son poliésteres de ácidos grasos e hidroxiácidos de cadena larga y fenoles. Los más importantes son la suberina y la cutina y se encuentran en la parte externa de los vegetales, junto con las ceras, como cubierta hidrófoba.

e) *Almidones resistentes*

Son la suma del almidón y de sus productos de degradación que no son absorbidos en el intestino delgado de los individuos sanos. Se dividen en cuatro tipos:

- *Tipo 1 ó AR1* (atrapado): se encuentran en los granos de cereales y en las legumbres.
- *Tipo 2 ó AR2* (cristalizado): no pueden ser atacados enzimáticamente sin antes ser gelatinizados. Se encuentran en patatas crudas, plátano verde y harina de maíz.
- *Tipo 3 ó AR3* (retrogradado) es un almidón que cambia su conformación ante el calor o el frío.
- *Tipo 4 ó AR4* (modificado) es un almidón modificado químicamente de forma industrial. Se encuentra en alimentos procesados como pasteles, aliños industriales y alimentos infantiles. Estudios recientes señalan que la cantidad de almidón que alcanza el intestino grueso puede ser de 4 a 5 g/día. Este almidón se comporta en el colon como un sustrato importante para la fermentación bacteriana colónica.

f) *Hidratos de carbono sintéticos*

Son hidratos de carbono sintetizados artificialmente pero que tienen características de fibra dietética.

- Polidextrosa.
- Metilcelulosa, carboximetilcelulosa, hidroximetilpropilcelulosa y otros derivados de la celulosa.
- Curdlan, escleroglucano y análogos.
- Oligosacáridos sintéticos.

C. Tipos de fibra dietética

Las fibras se clasifican en función de dos de sus propiedades que son responsables de la mayoría de sus beneficios fisiológicos: capacidad de fermentabilidad y comportamiento en contacto con el agua.

a) *Fibras fermentables y no fermentables*

Todos los tipos de fibras a excepción de la lignina pueden ser fermentadas por las bacterias intestinales, aunque en general las solubles son más fermentables que las

insolubles. Así, las pectinas, gomas o mucílagos tiene un grado de fermentabilidad del 80-95%, mientras que la celulosa presenta un 15-50% (Redondo, 2002).

En función de la fermentación bacteriana, la fibra puede dividirse en:

- Fibra no fermentable (<10%). Destacan fibras insolubles como lignina y algunas fibras solubles como la carragenina, la metilcelulosa y la carboximetilcelulosa.
- Fibras parcialmente fermentables (10-70). Son fibras insolubles ricas en celulosa y también las solubles como el agar y otras parcialmente solubles como las semillas de plántago o el salvado de arroz.
- Fibras fermentables (>70%). Están constituidas por fibras solubles ricas en hemicelulosa (goma guar, glucomanano) o ricas en ácidos glucurónicos (pectinas o algunas gomas). En este grupo también se consideran los fructanos (García, 2002).

Los principales productos de la fermentación de la fibra son: ácidos grasos de cadena corta (AGCC), gases (hidrógeno, anhídrido carbónico y metano). Los polímeros de glucosa son hidrolizados a monómeros por acción de las enzimas extracelulares de las bacterias del colon. El metabolismo continúa en la bacteria hasta la obtención de piruvato, a partir de la glucosa, en la vía metabólica de Embden-Meyerhoff. Este piruvato es convertido en ácidos grasos de cadena corta (AGCC): acetato, propionato y butirato, en una proporción molar casi constante de 60:25:15. En menor proporción también se produce valerato, hexanoato, isobutirato e isovalerato (García, 2002).

a) Fibras solubles e insolubles

El comportamiento de las fibras en relación con el agua es muy diverso y depende de muchos factores entre los que se pueden señalar la prevalencia de grupos hidroxilo y carboxilo, y la estructura tridimensional (Mateu, 2004). Los grupos hidroxilo presentes en la fibra establecen puentes de hidrógeno con las moléculas del agua; los grupos carboxílicos, a través de interacciones iónicas más fuertes, se unen con iones metálicos y éstos a su vez con el agua. Esta unión además favorecerá la orientación de las moléculas del agua. En tercer lugar, la presencia de la estructura tridimensional de los polímeros, lineal o ramificada, permite la acumulación de agua en la matriz de la fibra.

Debido a su comportamiento en relación con el agua, hay fibras solubles e insolubles, condicionando de esta manera sus efectos fisiológicos (Southgate y col., 1978). Las fibras

solubles en contacto con el agua forman un retículo donde ésta queda atrapada, originando soluciones de gran viscosidad. Son fibras con gran capacidad para retener agua, entre ellas podemos destacar las pectinas, algunas hemicelulosas, las gomas, los mucílagos y los polisacáridos procedentes de algas.

Las características físicas pueden influir también en la capacidad de captar agua, así como el tamaño de partícula ingerida. El salvado de trigo finamente molido capta un 26% menos de agua que el no molido (Redondo, 2002).

Es interesante resaltar que los procesos de fermentación en el intestino grueso pueden afectar a la capacidad de retención hídrica de los diferentes tipos de fibra. De manera que los componentes insolubles tales como la celulosa y la hemicelulosa, con menor grado de retención acuosa inicial, tienden a presentar un mayor efecto sobre la retención final de agua y por tanto, un mayor peso fecal que las solubles.

D. Fermentación de la fibra dietética

La fibra es un nutriente esencial en una dieta saludable, contribuyendo al mantenimiento de la salud y previniendo la aparición de distintas enfermedades. La clasificación de la fibra en base a su grado de fermentación en el colon, la divide en dos tipos diferenciados, fibra totalmente fermentable y fibra parcialmente fermentable. El grado de fermentabilidad de cada fibra le va a conferir propiedades y características particulares. Además de los efectos conocidos de la fibra en la regulación del tránsito y ritmo intestinal, el avance durante los últimos años en el conocimiento del metabolismo de algunas fibras fermentables, como la inulina, los fructooligosacáridos y los galactooligosacáridos, ha puesto de manifiesto su efecto prebiótico. Como resultado de esta fermentación, se producen ácidos grasos de cadena corta con funciones importantes en el colon y a nivel sistémico. La microflora intestinal humana se ve afectada por muchos factores como la edad, la terapia con medicamentos, dieta, la fisiología, el peristaltismo, la inmunidad local y el metabolismo bacteriano *in situ* (Masteau, 2001). Sin embargo, la dieta es probablemente el factor más importante que determina el tipo de flora intestinal que se desarrolla desde los alimentos, proporciona las principales fuentes de nutrientes para las bacterias del colon. Esto ha llevado al concepto de los prebióticos (Gibson y Roberfroid, 1995), donde los hidratos de carbono fermentados selectivamente, resultado de niveles

elevados de bifidobacteria y lacto bacilos en el colon. Estos generan puntos de vista positivos en la salud y el bienestar de las personas.

E. Fermentación *in vitro*

La digestión *in vitro* del intestino grueso y los métodos de fermentación para los seres humanos se han desarrollado principalmente para estudios fisiopatológicos y, específicamente, como una herramienta para una mayor comprensión del desarrollo del cáncer de colon, la dieta de sus causas y posible prevención.

Como las dietas ricas en fibra dietética cada vez son más comunes, un medio apropiado para estudiar y describir su proceso en el sistema digestivo es necesario. Es complicado y costoso estudiar la digestión de nutrientes y la fermentación en el intestino grueso humano directamente, y también hay importantes diferencias en la función del intestino grueso entre las diferentes especies de animales de estómago simple, esto hace difícil la elección de un modelo *in vivo*. Por lo tanto, existe un importante papel potencial de las técnicas *in vitro*.

F. Sistemas de fermentación *in vitro* por lotes

Lote sistemas por lotes son más simples, considerablemente más fáciles de ejecutar y el método de elección para estudiar sistemáticamente los productos de la fermentación en el intestino grueso de los alimentos y evaluación de sus efectos. El típico tiempo de incubación para los sistemas de lotes *in vitro* es de 24 h. Para este método se suele utilizar una papilla de heces fecales de muestras, una solución amortiguadora y a veces, una solución nutritiva y/o un agente redox. El sustrato es inoculado con la papilla fecal e incubado. El grado de fermentación suele medirse en términos de degradación de polisacáridos no almidón, la producción de ácidos grasos de cadena corta (AGCC), la producción de gas, o desaparición de materia seca, o materia orgánica, o la pérdida de componentes específicos, tales como almidón resistente, proteínas, hidratos de carbono u otros sustratos fermentables.

G. Consideraciones para el diseño del método de fermentación

Cuando se desarrolla un método de digestión *in vitro* junto con el costo y viabilidad, el objetivo también es disponer de un método que sea representativo de los

eventos en vivo. Por esta razón es importante tener de referencia a la especie en cuestión a fin de que se simulen las condiciones fisiológicas tales como el pH, temperatura, anaerobiosis y tiempo de incubación. Los métodos de fermentación *in vitro* del intestino grueso necesitan ser proporcionados de un entorno adecuado para el funcionamiento de las especies bacterianas presentes en el inóculo.

Los componentes de los sistemas de fermentación *in vitro* por lotes hasta la fecha son esencialmente los mismos, pero la forma en que se aplican es diferente. De todos los posibles factores que difieren, los más importantes a considerar son la concentración del inóculo, el tiempo de incubación, la presencia y el tipo de solución amortiguadora, el área de superficie/volumen del fluido en el tubo de incubación, la forma del sustrato y las mediciones al final del periodo de incubación o en las fases durante la incubación para el estudio de la cinética de fermentación. Ello requiere de múltiples muestras, ya que hay varios puntos finales para cada sustrato de la prueba.

H. Sustrato

Especies mono gástricas fermentan los alimentos después de la digestión del tracto superior, lo que significa que el sustrato que está disponible para la fermentación no es el alimento ingerido tal cual. Por lo tanto, no es apto para probar la comida que comen directamente, ya que podría exponer al inóculo a componentes de los alimentos que normalmente no son disponibles para la fermentación. Reconociendo esto, es común para los investigadores de comprobar la validez de digerir la comida, o sólo los componentes de la prueba de interés específico, por ejemplo mediante el uso de fibra dietética y almidón resistente aislados como el sustrato. Aunque el uso de digesta ileal aumenta la complejidad de la prueba, el sustrato en este caso es la forma en que realmente llegue al cruce de la válvula Íleocecal de un sistema en vivo (Monsma y Marlett, 1996).

Si bien las fibras de la dieta pueden ser resistentes a la degradación enzimática, siguen sometidos a los cambios físicos en la parte superior del tracto intestinal.

I. Inóculo

Es esencial el uso de heces frescas que han sido recogidos y tratados en condiciones anaeróbicas para preservar la viabilidad de la población microbiana. El Inóculo de los donantes debe ser de sujetos adultos sanos, que no han tomado antibióticos durante al menos 3 meses antes, y están consumiendo sus dietas normales. La mayoría de métodos usan por lo menos tres donantes a que proporcionen la materia fecal de los inoculos en común, aunque cinco o más se recomiendan para ayudar a reducir el efecto de variación biológica entre los individuos (Edwards y col., 1996). La proporción del inóculo en el sustrato se ha considerado un factor importante y proporcionalmente más ácidos grasos de cadena corta se producen después de 24 h cuando menos polisacárido se ha añadido al sistema de fermentación (Stevenson y col., 1997).

3. CARACTERÍSTICAS DEL PROCESO DE SECADO

El proceso de secado consiste en la remoción de un líquido de un material por la aplicación de calor, este se logra por la transferencia de un líquido de una superficie y el interior del material orgánico a un de un material a un gas no saturado. El proceso de secado se diferencia del proceso de evaporación en que en este último la cantidad de líquido removido del sólido es mayor que el secado (Robert, 1998).

A. Secado por aspersión

En el secado por aspersión una solución líquida es dispersa dentro de una cámara de secado, entrando en contacto con aire caliente, tal que el líquido se evapora dejando pequeños gránulos esféricos como producto. El sistema de aspersión puede usar energía de presión con boquillas de presión, energía cinética con boquillas de dos fluidos o atomización neumática o energía centrífuga utilizando discos rotativos. En cualquier caso, el objetivo principal busca crear la máxima superficie posible para la evaporación con un tamaño de gota lo más homogéneo posible. El atomizador de rueda giratoria, es una caja parcialmente cerrada, rotatoria en un eje de simetría, la alimentación entra cerca del centro y es acelerada por una fuerza centrífuga que la hace pasar por aletas hacia la periferia. Los atomizadores de ruedas industriales se manejan por motores eléctricos usando un cinturón

o caja de cambios, teniendo un diámetro de 150-400 mm y una velocidad de rotación de 7,000-15,000 rpm. Estos sistemas arrojan gotas con un diámetro promedio de 180 μm . Los tiempos de residencia en un secador contracorriente varían de 30 a 60 s (McCabe, 1998).

En un secador por transporte neumático, un sólido húmedo pulverizado es transportado durante algunos segundos en una corriente de gas caliente. El secado ocurre durante la transportación. La tasa de transferencia de calor del gas transmitido hacia las partículas sólidas es alta y el secado muy rápido, por lo que se requiere no más de 3 ó 4 s para evaporar completamente toda la humedad contenida en el sólido. La temperatura del gas es alta, alrededor de 650 °C a la entrada; sin embargo el tiempo de contacto es tan corto que la temperatura del sólido raramente alcanza los 50 °C, dentro de las ventajas del equipo tenemos (McCabe, 1998):

- Cambia la apariencia física del material (forma y tamaño de partícula, densidad aparente) según la forma farmacéutica (tableta o cápsula a utilizar).

- Es perfecto para el secado de materiales sensibles al calor y oxidación sin degradarlos (por la evaporación y recolección rápida).

- Produce partículas esféricas de excelente flujo y mínima área superficial.

- Se puede utilizar en operaciones de recubrimiento de sólidos y líquidos porque a medida que se evapora el material de recubrimiento envuelve la partícula que enmascara el olor y sabor mejorando la estabilidad, recubrimiento entérico y la liberación sostenida.

Los líquidos oleosos para recubrimiento se obtienen emulsificándolos en agua con ayuda de goma acacia o almidón y luego sometiéndolo al proceso de secado (evaporando el agua y cubriéndose por el aceite).

B. Secado en lecho fluidizado

Lecho fluidizado vertical. Se caracteriza porque las partículas sólidas se suspenden parcialmente en una corriente de aire vertical, éstas se elevan y luego caen al azar de manera que la mezcla sólido-gas actúa como un líquido en ebullición. Aquí el contacto sólido-gas es excelente y resulta en un mejor calentamiento y transferencia de masa que los secadores de lecho estático y móvil. El equipo consiste de un cilindro vertical, la aplicación de aire se hace a altas velocidades desde el fondo a la parte superior. Este aire en su recorrido suspende el material sólido y se mezcla con él formando el fluidizado asumiendo

la forma del recipiente que los contiene. Las partículas sólidas se arremolinan y caen al fondo, posteriormente vuelven a elevarse y a caer, este ciclo se repite cientos de veces. Este tipo de secado es muy eficiente porque cada partícula es rodeada por una columna de aire, produciendo uniformidad de la temperatura, composición y distribución del tamaño de partícula. La única condición es que el material a secar no esté muy húmedo, porque puede hacer que se pegue aún más, ni tampoco ser demasiado friable (porque generaría muchas partículas finas). Estos secadores son muy rápidos y para disminuir los peligros de explosión y la acumulación de cargas estáticas se les conecta un polo a tierra (Geankoplis, 1993).

C. Secado en túnel

Consiste de vagones en los que se coloca la muestra y el vagón hace un recorrido por un pequeño túnel con flujo constante de aire caliente y seco; este equipo se recomienda para procesos de secado continuos. Los vagones se mueven progresivamente a través del túnel impulsados por una cadena móvil. El calor se suministra por convección directa o haciendo uso de energía radiante. Actualmente existen algunos modelos que reemplazan a los vagones por una banda transportadora sin fin que hace el mismo recorrido del material a través del túnel de secado. En este tipo de secadores la humedad y temperatura cambian continuamente como consecuencia, el periodo de velocidad constante del secado de los materiales no aparece como constante porque decrece a medida que la temperatura disminuye, por tal razón las curvas de velocidad de secado no se aplican a los procesos de secado continuos (Cook and DuMont, 1991).

D. Deshidratación por congelación (Liofilización)

Los productos termolábiles deben secarse primero por congelación y luego someterlos a muy bajas presiones para sublimarlos (por conducción o radiación) de manera que el solvente se pueda recuperar, Ejemplo: Suero sanguíneo, plasma, antibióticos, hormonas, cultivos bacterianos, vacunas y alimentos. A este proceso de secado se le llama también liofilización, gelificación o secado por sublimación. El producto liofilizado se redisuelve o resuspende por adición de agua antes de utilizar (proceso llamado reconstitución). En general, la sublimación ocurre a presiones y temperaturas por debajo del punto triple . Cuando el agua en los productos destinados para el secado por

congelación contiene sólidos disueltos se producen diferentes relaciones entre temperatura y presión para cada soluto. En estos casos el punto en que la presión y temperatura en que el sólido se vaporiza sin convertirse a la fase líquida se conoce como punto eutéctico. La liofilización se lleva a cabo entre -10 y -40 °C, a presiones entre 2000 y 100 bar.

Los tres requisitos básicos para llevar a cabo el proceso de liofilización son:

- La presión de vapor del agua en la superficie del material debe ser más alta que la presión parcial de la atmósfera circulante.
- El calor latente de evaporación debe introducirse en el sólido a una velocidad que mantenga los niveles de temperatura deseables entre la superficie y el interior.
- Eliminación del solvente evaporado.

Es una técnica bastante costosa y lenta si se le compara con los métodos tradicionales de secado, pero se obtienen en productos de mayor calidad, ya que al no emplear calor, evita en gran medida las pérdidas nutricionales y organolépticas (McCabe, 1998).

III. JUSTIFICACIÓN

En México se han desarrollado algunos productos de nopal deshidratado que se venden sin control y aseguran que tienen las propiedades del nopal en fresco; sin embargo, en la práctica no hay estudios científicos que los avalen.

IV. OBJETIVOS

A) GENERAL

- Obtener nopal deshidratado de dos morfoespecies cultivadas y una silvestre por diferentes métodos de secado y determinar su potencial nutracéutico.

B) ESPECÍFICOS

- Deshidratar nopal mediante tres procesos térmicos y por liofilización
- Analizar las características fisicoquímicas y compuestos nutracéuticos de los materiales obtenidos
- Evaluar la capacidad antioxidante de extractos metanólicos
- Determinar la capacidad de fermentación *in vitro* y cuantificar ácidos grasos de cadena corta

V. MATERIALES Y MÉTODOS

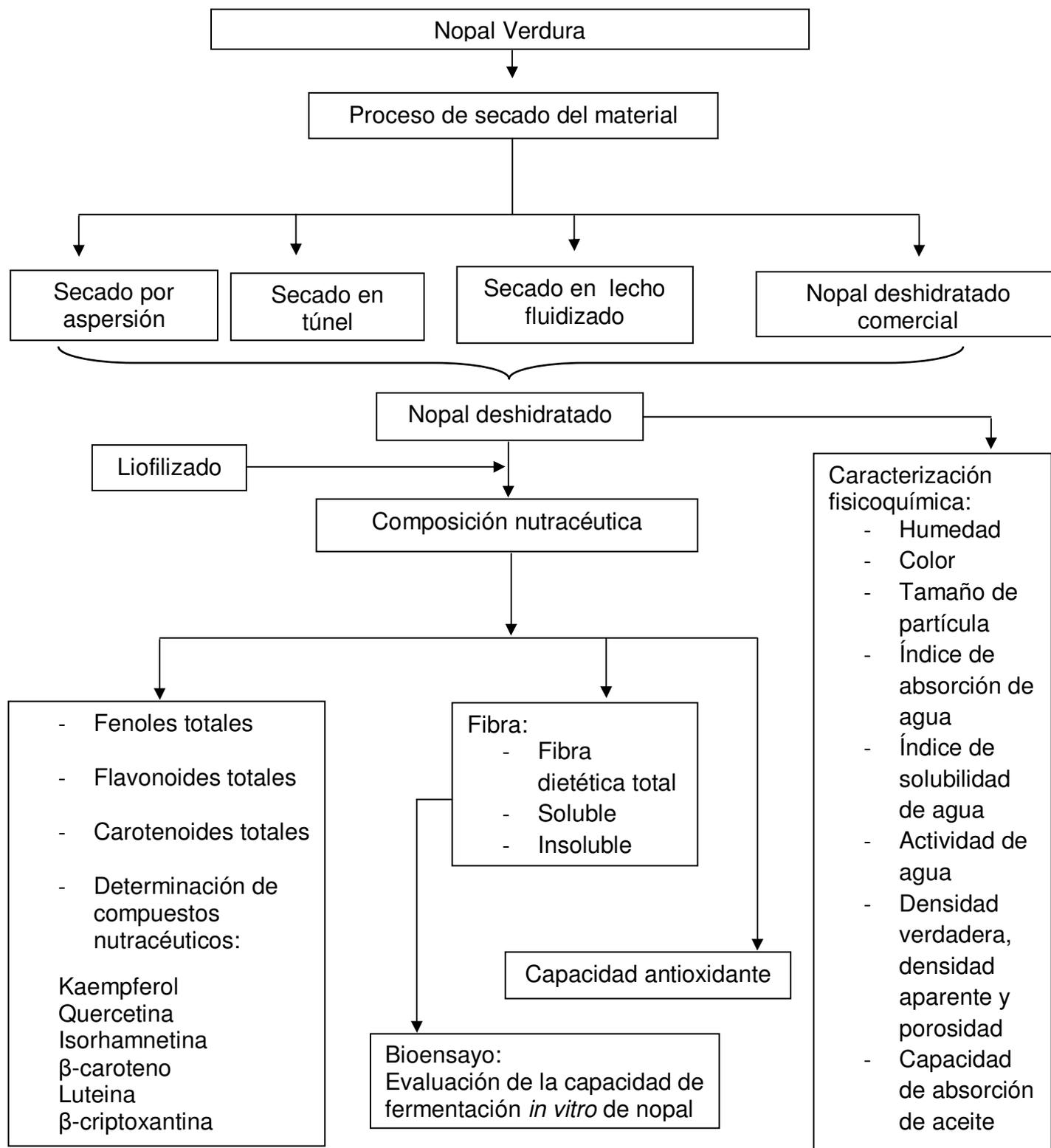


Figura 3. Estrategia general de trabajo

A. MATERIALES

a) Material vegetal

El material vegetal utilizado fue nopal verdura de dos morfoespecies cultivadas (Verde Valtierra y Blanco con espinas) y una silvestre (Hartón), en etapa de desarrollo mediano de 15 días de desarrollo a partir de la brotación con tamaño promedio de 15 ± 1 cm y peso promedio de 42 ± 2 g, los cuales son comercializados por la Sociedad Cooperativa de “Productores Nopales de Valtierra” (PRONOPVAL) del municipio de Salamanca, Gto. La colecta de nopal verdura se realizó en las primeras horas del día.

b) Reactivos

Acido acético, ácido propiónico, ácido butírico, isorhamnetina, quercetina, kaempferol, β -caroteno y luteína fueron adquiridos en Fluka (Sigma-Aldrich Canada Ltd., Oakville, ON, Canada) ácido gálico, Trolox y BHT fue obtenido de Sigma Chemical Co. (St. Louis, Mo., U.S.A.).

c) Preparación del material vegetal para secado en túnel y lecho fluidizado

El material en fresco (pencas de nopal) se lavo y cortó en cuadros de 1 X 1 cm, posteriormente se congeló con nitrógeno líquido y se almacenó a -80 °C hasta su uso. Para cada tratamiento se pesaron muestras de 200 ± 1 g por triplicado.

Pre-tratamiento. Escaldado. Porciones de 200 g fueron sumergidos en agua destilada a 70 °C durante 3 min e inmediatamente enfriadas y puestas a deshidratar. Para realizar esta operación se emplearon recipientes de 2 litros con una relación de peso de nopal-volumen de solución (agua) de 1:2 (200 g de nopal/litro de agua).

d) Preparación del material para secado por aspersión

Muestras de 200 g de nopal fueron licuadas en 400 ml de agua destilada en una licuadora convencional. Posteriormente el material fue filtrado con un paño y recolectado en vasos de precipitado de 500 ml.

e) Preparación del material para secado por liofilización

Porciones de 200 g de nopal congelado se colocaron en vasos de precipitado sellados con parafilme inmediatamente fueron puestos a liofilizar.

B. MÉTODOS

1. Proceso de deshidratación de nopal

a) Deshidratación por secado en lecho fluidizado

El nopal se secó de manera convencional mediante un flujo de corriente constante de aire caliente en un equipo de lecho fluidizado a temperatura de aire de secado de 70 °C a una velocidad de flujo de 13.58 m/s. Una vez obtenido el nopal deshidratado, se procedió a la trituración en un molino RETSH utilizando una maya de 20 mm de diámetro y posteriormente se usó una maya de 0.25 mm para obtener un polvo de partícula fina. El material en polvo fue depositado en frascos herméticos, protegidos de la luz y almacenados a -20 °C hasta su uso.

b) Deshidratación por secado en túnel

Se realizó en un secador de túnel experimental que utiliza como medio de calentamiento un par de resistencias eléctricas y un ventilador centrífugo que proporciona una velocidad de aire de 1.5 m/s (Martínez y col., 1993) y se manejó una temperatura de aire de secado de 80 °C. Se determinó el peso de las muestras cada 10 min durante toda la operación hasta alcanzar la humedad de equilibrio. La trituración del material se hizo en un molino RETSH utilizando una maya de 20 mm de diámetro y posteriormente una de 0.25 mm para obtener un polvo de partícula fina. El material en polvo se depositó en frascos herméticos, protegidos de la luz y almacenados a -20 °C hasta su uso.

c) Deshidratación en secado por aspersión

Se trabajó con volúmenes de 500 ml de muestra, cada una de las cuales se sometió al proceso de secado con el equipo Apex Atomizer laboratory spray drying (modelo SSE68), con las siguientes condiciones de operación: el compresor de aire se fijó una

presión de 4 kg/m^2 , el disco centrífugo localizado en la parte superior del secador giró con una velocidad de 35,000 rpm con una alimentación de 250 ml h^{-1} y una velocidad de flujo de aire de 125 m/h^{-1} , y la temperatura interior de la cámara fue de $100 \text{ }^\circ\text{C}$. Las muestras se recolectaron en frascos herméticamente cerrados, protegidos de la luz y almacenados a $-20 \text{ }^\circ\text{C}$. Para determinar el tamaño de partícula de la muestra, el material deshidratado se hizo pasar por un tamiz de pruebas físicas con abertura de 595 micrones (0.595 mm).

d) Deshidratación por liofilización

Para liofilizar el material, se utilizó el equipo de liofilización Virtis modelo 15 SRC-X, bajo las siguientes condiciones: temperatura del condensador, $-55 \text{ }^\circ\text{C}$; temperatura de la placa de calentamiento $0 \text{ }^\circ\text{C}$, y presión de vacío, 7 Pa.

2. Determinación de fibra dietética y características fisicoquímicas de los materiales deshidratados

a) Determinación de fibra dietética

La fibra dietética se realizó por el método de la AOAC, 2002. Se colocó 1 g de nopal deshidratado en un vaso de precipitado y se adicionaron 25 ml de solución amortiguadora de fosfatos pH 6, enseguida se llevó a cabo una digestión enzimática utilizando α -amilasa termoestable, proteasa y amilogucosidasa en forma secuencial. La fibra insoluble se separó por filtración con papel Whatman No. 41 (90 mm de diámetro) y se colocó en un crisol de porcelana de 30 ml que posteriormente fue secado y pesado. Para obtener la fibra soluble, el filtrado se precipitó en cuatro volúmenes de etanol al 95% previamente calentado a $60 \text{ }^\circ\text{C}$. Esta mezcla se filtró a través de crisoles Gooch de 30 ml y $40 \text{ }\mu\text{m}$ de tamaño de poro, a los que se colocó celita para favorecer la retención del filtrado. Los residuos de ambos filtrados (crisol de porcelana y crisol Gooch) se secaron en una estufa a 120°C por una noche. Después se registró el peso de los residuos. Una muestra se empleó para la determinación de proteína total y otra para cenizas. La fibra dietética, soluble e insoluble se determinó con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Fibra soluble} = (R_s - P - C - B)/M \times 100$$

Donde:

R_s = Peso promedio del residuo soluble (mg)

P = Peso promedio de las proteínas (mg)

C = Peso promedio de las cenizas (mg)

B = Peso del blanco (mg)

M = Peso inicial de la muestra (mg)

$$\% \text{ Fibra insoluble} = (R_i - P - C - B)/M \times 100$$

Donde:

R_i = Peso promedio del residuo insoluble (mg)

P = Peso promedio de las proteínas (mg)

C = Peso promedio de las cenizas (mg)

B = Peso del blanco (mg)

M = Peso inicial de la muestra (mg)

$$\% \text{ Fibra total} = \% \text{ fibra soluble} + \% \text{ fibra insoluble}$$

b) Humedad

Se determinó por el método oficial de análisis de AOAC Internacional, 935.29, método gravimétrico.

c) Color

La prueba se realizó mediante un espectrofotómetro Minolta Modelo 508-d, utilizando el modo de lectura en valores absolutos, ángulo de visión de 10°, iluminante D65 y espacio de color $L^*a^*b^*$.

d) Actividad de agua

El índice de actividad de agua (a_w) se midió en un equipo sensor de humedad AquaLab.

e) Índice de absorción de agua (IAA) e índice de solubilidad en agua (ISA)

Se utilizó la metodología descrita por Anderson y col. (1969). Una porción de 5 g de cada muestra se suspendió en 30 ml de agua destilada en un tubo de centrifuga de 60 ml. La suspensión se homogenizó con una varilla de vidrio durante 1 min a 25 °C, y se centrifugó a 3000 r/m a 25 °C por 10 min. El sobrenadante se separó y se colocó en un disco para evaporación a 105 °C. El IAA se calculó a partir del peso del precipitado y se expresó como g de H₂O/g sólido (MS). El ISA es expresado como g sólidos/g sólidos originales y se calculó a partir del peso de los sólidos secos recobrados al evaporar el sobrenadante a 110° C durante 12 h.

f) Determinación de la densidad verdadera, densidad aparente y porosidad

El método de volumen de desplazamiento descrito por Samejima y col. (1982) se usó para determinar la densidad verdadera y porosidad de nopal deshidratado. Una porción de muestra de volumen (V₁) se adiciono a un cilindro volumétrico obteniéndose un peso (W₂), el peso del cilindro es W₁; posteriormente el mismo volumen V₁ de un fluido de desplazamiento (alcohol isobutílico, ácido ftálico dietil ester = 1:1) es adicionado al cilindro. El volumen total comprendido por el volumen de la muestra más el volumen del fluido de desplazamiento en el cilindro se denomina V₂. DV, DA y la porosidad, se calculó a partir de las siguientes ecuaciones:

$$DV \text{ (g ml}^{-1}\text{)} = W_2 - W_1 / V_2 - V_1$$

$$DA \text{ (g ml}^{-1}\text{)} = W_2 - W_1 / V_1$$

$$\text{Porosidad} = 1 - DB/DT$$

3. Determinación y cuantificación de compuestos nutraceuticos de nopal deshidratado

a) Obtención de los extractos metanólicos

Los extractos se obtuvieron a partir de 1 g de nopal verdura deshidratada y cada una de las muestras se mezclaron con 20 ml de solvente, se agito a 200 rpm durante 24 horas a 20°C en condiciones de oscuridad. Posteriormente, se centrifugó a 13, 000 rpm

durante 10 min; el residuo sólido fue nuevamente re suspendido en 20 ml de solvente el cual se mantuvo en agitación durante 24 h y posteriormente se centrifugó. Los dos extractos fueron combinados, protegidos de la luz y almacenados a -20 °C hasta su utilización.

b) Extracción de carotenoides

El material deshidratado para la extracción de carotenoides se realizó por el método de Kurilich (1999). En tubos eppendorf de 2 ml, se pesaron 0.05 g de nopal deshidratado y se adicionaron 500 µl de etanol-hidroxitoluenobutilado (BHT) 0.1%. Las muestras se colocaron a 80 °C por 5 min y se adicionaron 10 µl de KOH al 80%, se mantuvieron a 80 °C por 10 min y se enfriaron en hielo por 5 min. A cada muestra se adicionaron 250 µl de hexano y 500 µl de agua des ionizada fría (tubo 1) y se agitaron en vortex. Se centrifugaron a 12, 000 rpm por 10 min a 4 °C, se tomó el sobrenadante y se colocó en un tubo nuevo (tubo 2). El tubo se envolvió en papel aluminio para evitar la oxidación de los carotenos, nuevamente se adicionó 250 µl de hexano (tubo 1), se agitó y se centrifugó a 12,000 rpm por 10 min a 4 °C, recuperando el sobrenadante y colocándolo en otro tubo (tubo 2). Se hizo una tercera extracción adicionando 250 µl de hexano (tubo 1), se agitó y se centrifugó a 12, 000 rpm por 10 min a 4 °C, recuperando el sobrenadante y colocándolo en el tubo 2. Al tubo 2 se adicionaron 250 µl de agua desionizada estéril fría y se centrifugó a 12,000 rpm por 10 min a 4 °C. Se recuperó todo el sobrenadante en un tubo nuevo para análisis de HPLC. Se repitió toda la operación y el sobrenadante se utilizó para cuantificación de carotenoides totales por espectrofotometría.

c) Determinación de fenoles totales

Los compuestos fenólicos de nopal verdura se cuantificaron mediante el índice de Folin-Ciocalteu, que se basa en reacciones de óxido-reducción que origina el reactivo de Folin, el cual está formado por la mezcla de ácido fosfotúngstico y ácido fosfomolibdico que se reduce por acción de fenoles en una mezcla de óxidos azules de tungsteno y de molibdeno que se produce a una absorbancia máxima de 760 nm. El método de Folin-Ciocalteu descrito por Singleton y Rossi (1965) se realizó con 50 µl del extracto metanólico de nopal verdura al que se le adicionó 200 µl de agua y 250 µl de reactivo de

Folin-Ciocalteu (50% v/v), mezclando vigorosamente. Después de 3 min, se adicionaron 500 µl de Na₂CO₃ (7.5% w/v), enseguida las muestras se incubaron a 45 °C por 15 min. La absorbancia se leyó a 760 nm, usando un espectrofotómetro Beckman DU 640.

Para realizar los cálculos, se preparó una curva estándar de calibración con ácido gálico y los resultados fueron expresados en mg Eq de ác. gálico/g peso seco.

d) Determinación de flavonoides totales

A 1 g de nopal deshidratado colocado en tubos falcon, se agregaron 20 ml de etanol al 80%, los tubos se llevaron a ultrasonido durante 30 min a una temperatura de 60 °C y se centrifugaron a 13, 000 rpm durante 10 mi. El sobrenadante se colectó en tubos falcon que se dejaron reposar por 40 min y se procedió a leer a 415 nm (Park y col., 1997).

Preparación de la curva estándar para flavonoides totales. Se pesaron 0.0027 g de quercetina y se aforó a 10 ml con etanol al 80% (solución stock). Posteriormente, se hizo una solución de acetato de potasio 1 M y una de nitrato de aluminio al 10 %. Se hicieron las diluciones, tomando las siguientes alícuotas:

- 0.7 ml de solución stock, 0.2 ml de acetato de potasio y 0.2 ml de nitrato de aluminio al 10%
- 0.350 ml de solución stock, 0.2 ml de acetato de potasio y 0.2 ml de nitrato de aluminio al 10%
- 0.175 ml de solución stock, 0.2 ml de acetato de potasio y 0.2 ml de nitrato de aluminio al 10%
- 0.1 ml de solución stock, 0.2 ml de acetato de potasio y 0.2 ml de nitrato de aluminio al 10%
- 0 ml de solución stock, 0.2 ml de acetato de potasio y 0.2 ml de nitrato de aluminio al 10%

Se aforó a 10 ml con etanol al 80%, se dejó reposar 40 min en condiciones de oscuridad y por último se leyó la absorbancia a 415 nm.

Usando la curva estándar se calculó la concentración de flavonoides totales expresados como mg Eq quercetina/g peso seco.

e) Determinación de carotenoides totales

La determinación de carotenoides se realizó por método espectrofotométrico (AOAC, 2002), a partir de 1 ml del extracto de carotenoides. Se utilizó un espectrofotómetro BECKMAN modelo DU-640 (Beckman Instruments, Inc., Fullerton, CA, USA), utilizando una celdilla de cuarzo y como blanco de lecturas hexano grado analítico. La fracción de carotenos totales (Ct) se cuantificó mediante los valores de absorbancia de las extracciones a 436 nm (A₄₃₆), mientras que la fracción de las xantófilas totales (Xt) se determinó a una absorbancia de 474 nm (A₄₇₄) utilizando las siguientes fórmulas:

$$Ct = (A_{436} \times 454 \times f) / (196 \times b \times d)$$

$$Xt = (A_{474} \times 454 \times f) / (236 \times b \times d)$$

Donde:

f es el factor de desviación del instrumento (0.46/ A₄₃₆)

b es la longitud de onda de la celda en centímetros

d es el factor de dilución que es igual a (g muestra x ml extracto)/(50 ml de la fase orgánica x ml de la dilución final)

Los valores de 196 y 236 provienen de coeficientes de absorción específica y el contenido de carotenoides está dado en mg/g peso seco.

f) Hidrólisis de los extractos para la determinación de flavonoides por HPLC

Los flavonoides fueron analizados a partir de extractos metanólicos hidrolizados por el método propuesto por Graham (1991). A 1 ml del extracto previamente descrito (inciso a), se evaporó en rotavapor a 40 °C el residuo se diluyó con 3 ml de HCL 2N y se calentó a 95 °C por 2h y se dejó enfriar a temperatura ambiente. Los compuestos orgánicos fueron extraídos a partir de la solución acidificada con 4 ml de acetato de etilo, separando la fase orgánica del resto de la mezcla. El acetato de etilo fue removido utilizando rotavapor a 40 °C. Finalmente, el residuo fue re suspendido en 1 ml de metanol grado HPLC y centrifugado a 13, 000 rpm durante 10 min e inmediatamente se utilizó para el análisis por HPLC.

g) Determinación de flavonoides por HPLC

La determinación y cuantificación de quercetina, kaempferol e isorhamnetina de nopal verdura deshidratado se realizó mediante cromatografía líquida de alta resolución (HPLC), utilizando una columna EPS C₁₈ (7X53mm). La detección de los flavonoides se realizó en base a los tiempos de retención y al espectro UV de absorbancia a una longitud de onda de 280 nm, los cuales se representan en el cromatograma, además se ocuparon estándares cromatográficos (1mg/ml) como controles. Se utilizaron dos solventes A y B (grado cromatográfico) que corresponden a la fase móvil y estacionaria respectivamente; el solvente A fue agua acidificada a pH 2.8 con ácido acético y el solvente B fue acetonitrilo; el volumen de inyección fue de 30 µl de extracto metanólico de nopal verdura con un flujo de 2.5 ml/min. Todas las corridas se realizaron a una temperatura máxima de 30 °C en un tiempo máximo de 30 min.

h) Determinación de carotenoides por HPLC

Las muestras que se hicieron de la extracción previa de carotenoides que contenían 1 ml (inciso b) se evaporaron durante 30 min en un desecador y se re-suspendieron con 200 µl de metanol absoluto grado HPLC. Posteriormente, se tomaron 100 µl de la mezcla y se colocaron en un vial para determinar el contenido de luteína, β-criptoxantina y β-caroteno por HPLC. Los pigmentos se identificaron en base a sus características de absorción y tiempo de retención en comparación con estándares de referencia: luteína, β-criptoxantina y β-caroteno (Sigma Chemical Co., St. Louis, MO, USA).

Se utilizó un equipo Agilent serie 1200 con detector de arreglo de diodos (Agilent, Waldbronn, Germany), un flujo de 1.5 ml/min y una columna Symmetry C18 4.6X75 mm. Los pigmentos fueron detectados a 450 nm. La fase móvil consistió de acetonitrilo:metanol:cloruro de metilo (40:55:5 v/v/v), 0.05% de trietilamina (TEA) y 0.1% de butilhidroxitolueno (Hart y Scott, 1995).

i) Determinación de la capacidad antioxidante por el método DPPH

La determinación de la capacidad antioxidante del nopal verdura se realizó mediante el método de DPPH descrito por Fukumuto y col. (2000). Se preparó una curva estándar a partir de una solución madre de trolox 800 mM (Sigma), en cinco

concentraciones diferentes de 100 a 700 mM. Como control positivo se empleó ácido gálico y BHT, y como control negativo metanol al 80%. Posteriormente, se tomaron 20 μ l de cada muestra y se adicionaron 200 μ l del reactivo de DPPH, finalmente se midió la absorbancia a los 30, 60, 75, 90, y 120 min, a una longitud de onda de 515 nm.

j) Determinación de la capacidad antioxidante por el método ABTS

La capacidad antioxidante de extractos metanólicos de nopal deshidratado también fue realizada por el ensayo de decoloración del radical catión ABTS descrita por Re y col. (1999), el cual se basa en la reducción del radical $ABTS^{+\bullet}$ por antioxidantes de los extractos probados. Se preparó una curva estándar de trolox 1 mM; a partir de esta solución se probaron nueve concentraciones de 0.5 a 0.8 mM. Como control se emplearon 230 μ l de $ABTS^{+\bullet}$ más 20 μ l de metanol y como blanco se ocupó una solución de 230 μ l de etanol más 20 μ l de metanol. El ABTS radical catión ($ABTS^{+\bullet}$) se disuelve en agua desionizada a una concentración de 7mM. El $ABTS^{+\bullet}$ se produjo por reacción de la solución acuosa de ABTS con 2.45 mM de persulfato de potasio, la mezcla se dejó reposar a temperatura ambiente por 12 a 16 h antes de su uso. Posteriormente la solución de $ABTS^{+\bullet}$ fue diluida en etanol absoluto hasta dar una absorbancia de 0.7 ± 0.02 a 734 nm y como blanco de lecturas se utilizó metanol. Se tomaron 20 μ l de cada extracto metanólico y se adicionaron 250 μ l de la solución de $ABTS^{+\bullet}$ las lecturas de absorbancia fueron tomadas 20 segundos después de la mezcla inicial.

4. Fermentación *in vitro* de nopal deshidratado

a) Fermentación de nopal deshidratado

El método de fermentación se basó en el protocolo adaptado de: Olano-Martín y col., 2000; Ferguson y Jones 2000. Brevemente, se colocó el sustrato en medio nutritivo con un inóculo fecal humano bajo condiciones anaerobias durante 24 horas en baño de agua a 37°C, empleando rafinosa como control. Se tomaron muestras de los productos de la fermentación a las 6, 12 y 24 h de incubación, y el pH fue determinado en cada una de ellas. La fermentación fue detenida congelando las muestras y almacenadas a -70 °C hasta su análisis.

b) Cuantificación de ácidos grasos de cadena corta en los productos de la fermentación

Se realizó por cromatografía de gases empleando una columna HP-INNOWAX 30 m x 0.25 mm x 0.25 μ m, con un flujo de 1.8 ml/min, temperatura del horno: 120-250 °C rampa de 10 °C/min, seguida de una elevación de temperatura cada 5mín hasta alcanzar los 250°C. El volumen de inyección fue de 1 μ l. Se emplearon estándares externos puros para la cuantificación de los ácidos acético, propiónico y butírico.

5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El análisis de resultados se realizó mediante el análisis de varianza (ANOVA) y la comparación de medias de Tukey. Los análisis estadísticos de cada experimento son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar, utilizando el programa Statgraphics Plus 2.1

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. Características fisicoquímicas

1. Humedad

El porcentaje de humedad evaluado en los cladodios deshidratados por diferentes métodos de secado se muestra en la Figura 4. Se observó el mayor porcentaje de humedad en los materiales deshidratados por secado en lecho fluidizado en las variedades Hartón= 13.33%, Blanco con espinas= 13.33% y Verde Valtierra= 11.67% ($T^{\circ}_{\text{secado}} = 70^{\circ}\text{C}$), seguido del proceso de secado en túnel en Hartón= 10%, Blanco con espinas= 10% y Verde Valtierra= 10% ($T^{\circ}_{\text{secado}} = 80^{\circ}\text{C}$). La menor humedad se obtuvo en el secado por aspersión y fue la misma para Hartón, Blanco con espinas y Verde Valtierra (6.67%), ($T^{\circ}_{\text{secado}} = 100^{\circ}\text{C}$). El menor % de humedad obtenido se encuentra dentro del rango 1-6%, valor presentado por la mayoría de los materiales deshidratados por aspersión. Las diferencias de humedad en cada proceso fueron debido a las diferentes condiciones de operación utilizadas en cada secador (temperatura, flujo de alimentación y flujo de aire de secado). Según lo dicho por Huntington (2004), la temperatura de secado controla el contenido de humedad final del polvo; esto se puede observar en las diferencias de temperatura en cada secador y los valores de humedad reportados. En general, cuanto mayor sea la diferencia de temperatura entre el aire de secado y las partículas, mayor será la velocidad de transferencia de calor a las partículas la cual proporciona la fuerza motriz para la eliminación de la humedad. En el análisis de varianza (ANOVA) no se encontraron diferencias significativas en la humedad con respecto a la variedad, pero sí con respecto al método de secado. De acuerdo a esto, los tres métodos de secado son estadísticamente diferentes ($p < 0.05$). Los resultados obtenidos en nopal deshidratado están cercanos a los valores reportados por Goula y col. (2004) para tomate deshidratado por aspersión (4.16 – 11.27 %). Cabe resaltar que no se tiene datos reportados de humedad para estas variedades de nopal con estos métodos de secado.

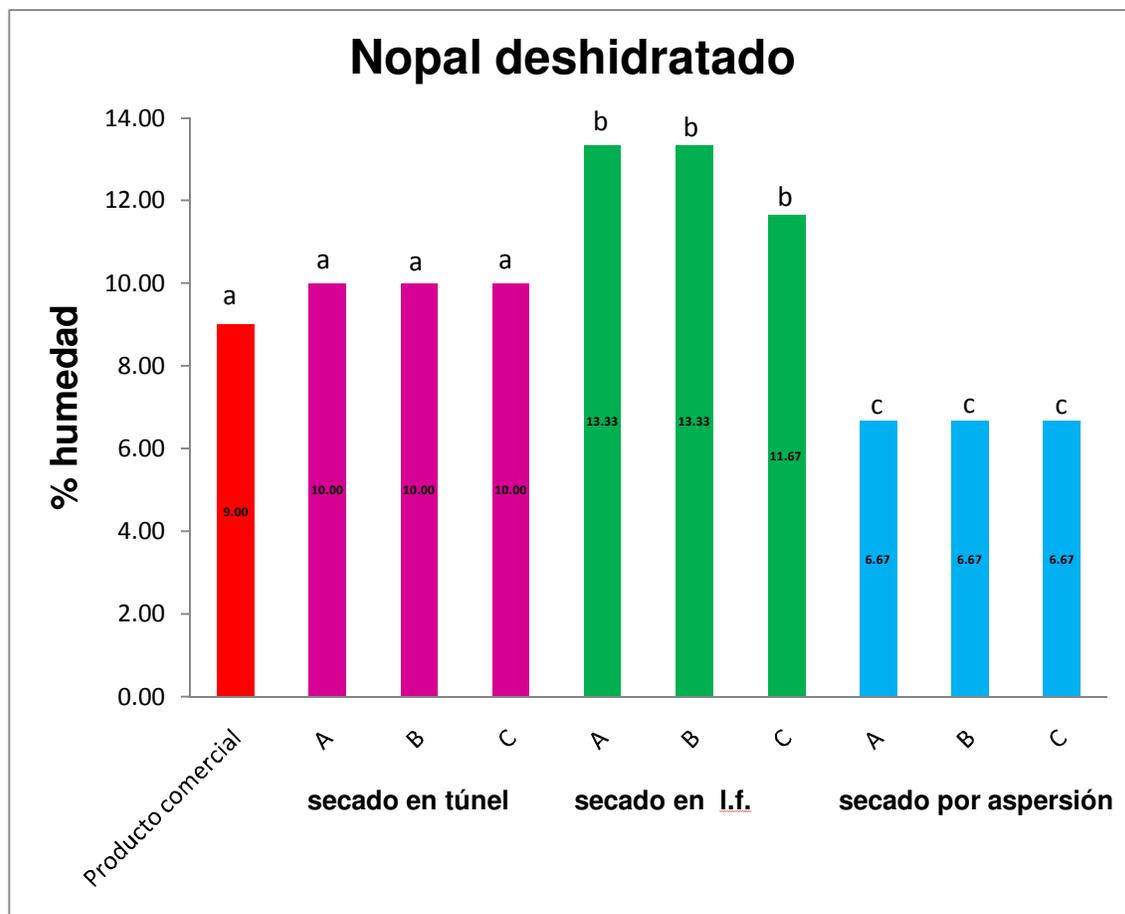


Figura 4. Determinación del % de humedad de nopal verdura deshidratado de tres morfoespecies (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras minúsculas distintas indican que son diferentes estadísticamente ($p < 0.05$).

2. Color

El Cuadro 8 muestra los valores de los parámetros L^* , a^* , b^* , evaluados en la determinación del color medido en las muestras de nopal deshidratadas por diferentes métodos de secado. Se tomó como blanco de pruebas los materiales liofilizados, debido a que este proceso no afecta las propiedades de color en alimentos deshidratados. De acuerdo a las determinaciones de color el valor más alto del componente monocromático a^* fue de -2 a -4, lo cual corresponde a un material de color verde más denso deshidratado por aspersion a 100°C , el cual presento los valores más bajos de humedad (6.67%). Por lo que se sugiere que a un mayor contenido de humedad, los materiales deshidratados por secado en túnel (80°C) y lecho fluidizado (70°C) presentan una coloración verde más

claro ($a^* = -1.74$ a -1.97), en comparación con las muestras con un contenido menor de humedad. Los materiales deshidratados por aspersion obtuvieron un color más cercano al de los materiales obtenidos por liofilización ($a^* = -2.22$ a -4.26); lo que indica que preservaron mejor el color, su valor de L^* tiende más hacia el cero que el del resto de las morfoespecies deshidratadas. Por lo tanto, se comprueba que estos materiales cumplen con la premisa de tener un color verde brillante para ser considerados de buena calidad (Sáenz, 2000).

Whistler y Daniel (1998) consideran que los cambios indeseables en el color de productos alimenticios son debidos a reacciones de oscurecimiento no enzimáticas, es decir, variaciones en el contenido de humedad, temperatura, pH y composición química.

Cuadro 8. Color en nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado.

Método de secado	L^*	a^*	b^*
Producto comercial	54.94 ± 0.9 Aa	-3.47 ± 0.35 A	23.86 ± 1.08 Ba
A liofilizado	38.01 ± 0.21 Ba	-13.1 ± 0.76 Aa	15.02 ± 1.02 Aa
B	58.03 ± 0.8 Aa	-14.12 ± 0.56 Aa	23.02 ± 0.34 Ba
C	50.3 ± 0.66 Ba	-12.1 ± 0.41 Ba	20.1 ± 1.12 Aa
A secado en túnel	41.48 ± 0.11 Bab	-1.82 ± 0.29 Acd	21.42 ± 0.45 Aa
B	42.58 ± 0.89 Aab	-1.84 ± 0.78 Acd	21.9 ± 0.01 Ba
C	39.01 ± 0.16 Bab	-1.74 ± 0.37 Bcd	19.09 ± 0.12 Aa
A secado en lecho fluidizado	40.21 ± 0.41 Bba	-2.27 ± 0.89 Acd	20.24 ± 0.03 Aa
B	49.43 ± 0.56 Aab	-1.91 ± 0.14 Acd	23.71 ± 0.32 Ba
C	38.43 ± 0.05 Bba	-1.74 ± 0.9 Bdc	19.61 ± 0.29 Aa
A secado por aspersion	31.71 ± 0.67 Bc	-4.26 ± 1.00 Ab	17.81 ± 1.3 Aa
B	38.2 ± 1.1 Ac	-3.95 ± 0.6 Ab	22.04 ± 0.4 Ba
C	32.09 ± 0.81 Bc	-2.22 ± 0.73 Bb	19.13 ± 0.21 Aa

Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Letras mayúsculas diferentes por columna muestran diferencias significativas con respecto a la variedad, letras minúsculas diferentes por columna muestran diferencias significativas con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

3. Actividad de agua

La a_w es un factor crítico que determina la vida útil de los productos alimenticios. Este parámetro establece el límite para el desarrollo de muchos microorganismos, mientras

que otros parámetros como temperatura, pH o contenido de azúcares, generalmente influyen en la velocidad de crecimiento de los mismos.

La a_w más baja para el crecimiento de la mayoría de las bacterias que producen deterioro en alimentos es alrededor de 0.90. La a_w para el crecimiento de hongos y levaduras es próxima a 0.61. El crecimiento de hongos micotoxigénicos se produce con valores de a_w cercanos a 0.78. En el Cuadro 9 se muestra que los materiales deshidratados por los diferentes métodos de secado presentaron valores menores a los citados para el desarrollo de bacterias, hongos y levaduras, siendo los materiales deshidratados en secado por aspersion los de más baja a_w , resultados que sugieren que los productos obtenidos son estables y de fácil manejo, ya que solo requieren condiciones especiales de almacenamiento a T° ambiente. No se encontraron diferencias significativas con respecto a la variedad, pero sí con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

Cuadro 9. Determinación de la actividad de agua (a_w) en nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado.

Método de secado	Actividad de agua
Producto comercial	0.263 ± 0.001a
A secado en túnel	0.454 ± 0.002b
B	0.412 ± 0.002b
C	0.434 ± 0.009b
A secado en lecho fluidizado	0.424 ± 0.0006c
B	0.408 ± 0.006c
C	0.409 ± 0.001c
A secado por aspersion	0.166 ± 0.002d
B	0.173 ± 0.002d
C	0.184 ± 0.019d

Los valores son medias de dos réplicas por triplicado ± desviación estándar. (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Letras distintas por columna indican que son diferentes estadísticamente ($p < 0.05$).

4. Capacidad de absorción de aceite

Como se muestra en la Figura 5, los materiales deshidratados en secado por aspersion presentaron mayor capacidad de absorción de aceite con valores que van de 5.90 para Hartón 5.80 para BCE y 5.85 para V.V. No hubo diferencias significativas con respecto a la variedad pero sí con el método de secado ($p < 0.05$). En comparación a otras fibras dietéticas, los valores de absorción de aceite de estas harinas de nopal son mayores a los reportados para otro tipo de fibra por ejemplo Ramírez y Pacheco, (2009) reportaron 1.56 para piña, 1.95 para guayaba y 1.81 para guanábana. Fei y col. (2008) reportaron 1.8 para calabaza. Mientras que para fibra de mango de 0.92 .1.38 (Vergara y col., 2006); para manzana, chicharo y zanahoria fue de 1.30, 1.0, 1.3 respectivamente (Raghavendra y col., 2006); Sin embargo son similares a los de la fibra de cáscara de naranja (2.35-5.09) (Chau y Huang, 2003), a las fibras de semillas de parchita (2.21-3.56) (Chau y Huang, 2004) y a las fibras de remolacha (5.10) y coco (4.80) (Raghavendra y col., 2006). De acuerdo a Villarroel y col. (2003), la capacidad de absorción de aceite en la fibra dietética está relacionada con la composición química, así como al tamaño y área superficial de las partículas de fibra. La absorción de aceite es importante en la tecnología de alimentos, en productos congelados pre-cocidos listos para freír, en galletas y en algunos platos a base de cereal, por lo cual se puede sugerir el uso de nopal deshidratado en este tipo de productos.

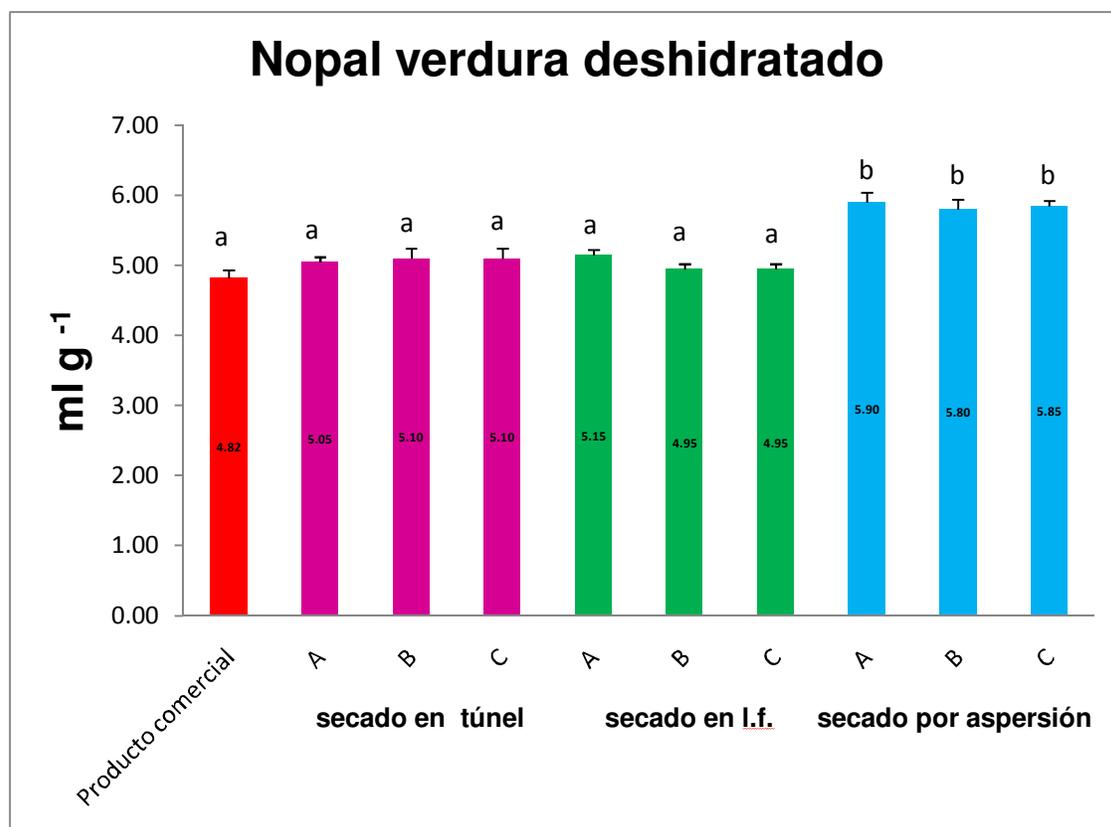


Figura 5. Capacidad de absorción de aceite en nopal verdura deshidratado (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierra) por diferentes métodos de secado. Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras minúsculas distintas indican que son diferentes estadísticamente ($p < 0.05$).

5. Índice de solubilidad de agua

El índice de solubilidad de agua está relacionado con la presencia de moléculas solubles en agua como mucílagos, inulina, pectinas, gomas y fructooligosacáridos presentes en los componentes de las variedades procesadas. El efecto del caudal de aire de secado en la solubilidad de los materiales depende del contenido de humedad, ya que un bajo contenido de humedad parece estar asociado con una rápida disolución. Según lo informado por Goula y col. (2004), la solubilidad aumenta al disminuir el flujo de aire de secado, ya que el tamaño de las partículas disminuye con el aumento del flujo de aire de secado y las partículas más pequeñas son más polvorizas y se disuelven más lentamente (presentan menor índice de solubilidad). En la Figura 6 se observa un mayor porcentaje de solubilidad en los materiales deshidratados por aspersión en comparación con los otros métodos de secado; siendo la variedad Hartón la que presentó un mayor porcentaje de

ISA en comparación con las otras morfoespecies deshidratadas por aspersión (62.5%). En Blanco con espinas (50.5%) y Verde Valtierra (47.5%) Característica que podría ser debido a un mayor contenido de compuestos solubles y al efecto del tratamiento térmico aplicado. No se encontraron diferencias significativas con respecto a la variedad deshidratada, pero sí con respecto al método de secado ($p < 0.05$). De acuerdo a los resultados obtenidos de este trabajo se recomienda utilizar el proceso de secado por aspersión para obtener un mayor índice de solubilidad del producto deshidratado.

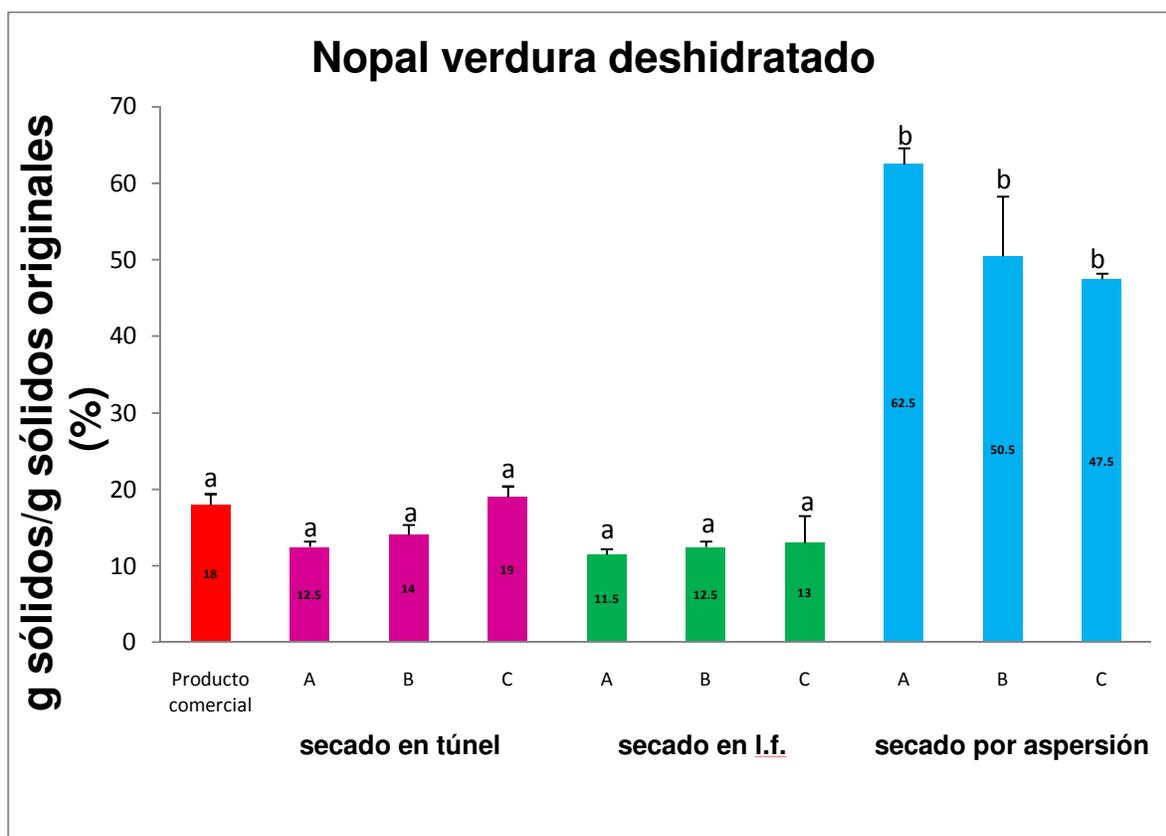


Figura 6. Solubilidad de agua en nopal verdura deshidratado (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierra) por tres diferentes métodos de secado. Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras minúsculas distintas indican diferencia estadística ($p < 0.05$).

6. Índice de absorción de agua

El índice de absorción de agua nos indica el volumen en mililitros que se obtiene cuando un producto sólido es reconstituido con agua. En la Figura 7 se puede observar que los materiales con mayor absorción de agua fueron los deshidratados por secado en túnel

(10.87 a 16.00) y lecho fluidizado (11.42 a 14.69). No hubo diferencias significativas con respecto a la variedad, pero si con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

Los valores de absorción de agua de nopal deshidratado son superiores a los encontrados por Abdul-Hamid (2000) en fibra extraída del salvado de arroz (0.48) y en fibra comercial Fibrex (0.45), así como los de las harinas de plátano verde (1.25), pintón (0.85) y maduro (0.67) (Giami y Alu, 1994), harina de pulpa (0.80) y semilla (1.35) de Aki (*Bilphia sapida*) (Akintayo y col., 2002), a las cascarillas de maíz (3.17), trigo (2.91), soya (1.42) y la harina de col (3.18) (Zaragoza y col., 2001). Sin embargo, los materiales deshidratados evaluados en este trabajo mostraron valores de absorción de agua bajos en comparación a otras fuentes de fibra dietética tales como las fibras de cáscara de naranja (15.50-16.70) (Chau y Huang, 2003), de mango (10.11) (Vergara y col., 2006), remolacha (10.10) y coco (7.11) (Raghavendra y col., 2006). Una adecuada absorción de agua, mayor a 3.0, favorece la textura de los productos de panadería (Pacheco y Rivas, 1992), por lo cual la harina de nopal deshidratado puede sugerirse su utilización para enriquecer mezclas de harinas para elaborar galletas, tortillas y panes, en sustitución de otra fibra comercial.

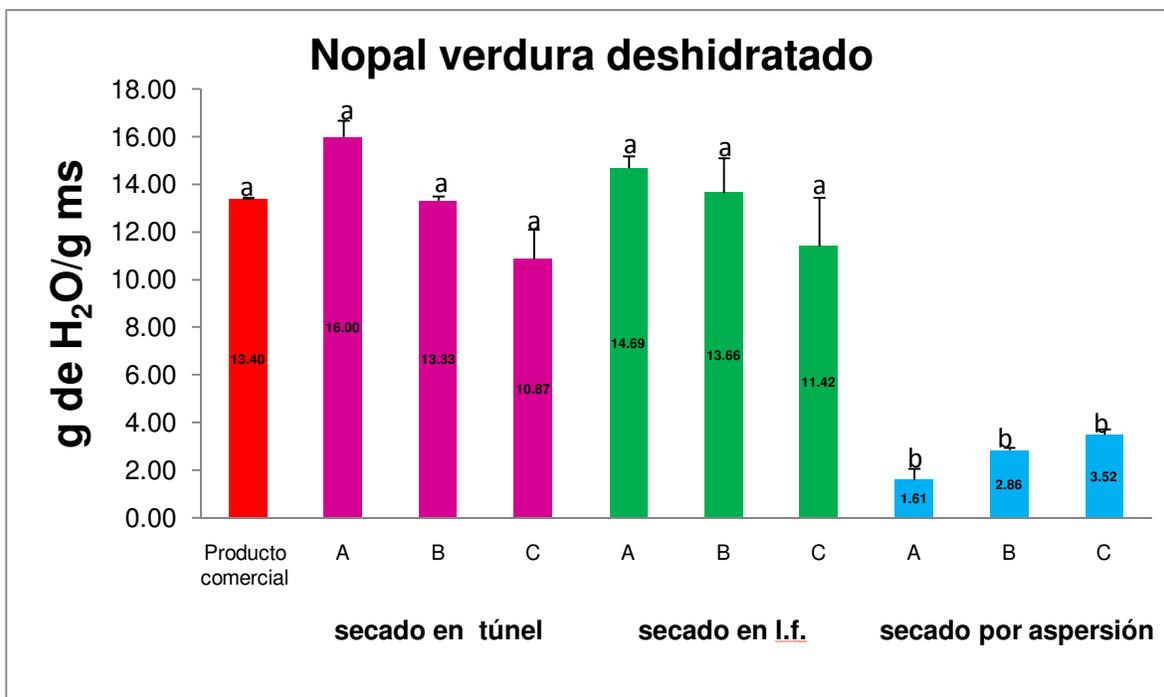


Figura 7. Absorción de agua en nopal verdura de tres morfoespecies (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierilla) deshidratadas por diferentes métodos de secado. Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras minúsculas distintas muestran diferencia significativa ($p < 0.05$).

7. Densidad verdadera, densidad aparente y porosidad

La densidad verdadera mide realmente la cantidad de material ocupado por todas las partículas sin tener en cuenta los espacios vacíos (volumen aparente) aún en las partículas más porosas. La densidad aparente depende fuertemente de las características de empaquetamiento y depende de la densidad verdadera, elasticidad, propiedades de superficie, método de medida, tamaño, distribución y forma de la partícula. La porosidad es una propiedad de los alimentos para poder utilizar su estructura como vehículo de componentes que regularmente no contienen o están en baja concentración. En el Cuadro 10 se muestran los valores de densidad verdadera, aparente y porosidad de cada variedad deshidratada por diferentes métodos de secado. Se puede observar que los valores de densidad son similares, excepto para los materiales deshidratados por aspersion que presentaron menor densidad y mayor porosidad. Altas temperaturas de aire de secado están asociadas con una menor densidad debido a que el aumento de la temperatura del

aire de secado produce generalmente un aumento de tamaño de partícula y una mayor tendencia de las partículas a ser más porosas. (Walton, 2000).

Cuadro 10. Densidad verdadera (DV), densidad global (DG) y porosidad de nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado.

Método de secado	DV g ml ⁻¹	DG g ml ⁻¹	Porosidad
Producto comercial	1.21±0.093 Aa	0.65±0.082 Ab	0.47±0.026 Ac
A secado en túnel	1.24±0.066 Aa	0.67±0.021 Ab	0.46±0.045 Ac
B	1.2 ± 0.028 Aa	0.65 ± 0.074 Ab	0.49 ± 0.049 Ac
C	1.2 ± 0.001 Aa	0.61 ± 0.028 Ab	0.48 ± 0.024 Ac
A secado en lecho fluidizado	1.26 ± 0.118 Aa	0.67 ± 0.024 Ab	0.5 ± 0.070 Acd
B	1.23 ± 0.039 Aa	0.64 ± 0.026 Ab	0.48 ± 0.004 Acd
C	1.26 ± 0.159 Aa	0.66 ± 0.084 Ab	0.47 ± 0.000 Acd
A secado por aspersión	1.03 ± 0.005 Ab	0.56 ± 0.001 Ac	0.51 ± 0.001 Ad
B	1.07 ± 0.021 Ab	0.54 ± 0.018 Ac	0.51 ± 0.007 Ad
C	1.0 ± 0.12 Ab	0.58 ± 0.067 Ac	0.50 ± 0.002 Ad

Los valores son medias de dos réplicas por triplicado ± desviación estándar. (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierra). Letras mayúsculas distintas dentro de la columna son diferentes estadísticamente con respecto a la variedad. Letras minúsculas distintas en cada columna indican diferencia estadística con respecto al método de secado (p<0.05).

En resumen se puede observar que los materiales deshidratados por aspersión presentaron mejores características fisicoquímicas en color, humedad, actividad de agua, capacidad de absorción de aceite, solubilidad, densidad y porosidad, lo que sugiere que este podría ser el mejor método de secado, en cambio si se quisiera obtener nopal deshidratado con un alto porcentaje de hidratación se ocuparían los procesos de secado en túnel y lecho fluidizado.

B. Características y contenido de compuestos nutraceuticos

1. Compuestos fenolicos totales

El contenido de compuestos fenolicos totales disminuyó significativamente en cada proceso de secado y para cada morfoespecie, la disminuci3n en el contenido de fenoles pudo ser debido a la reducci3n de compuestos fenolicos ligados a compuestos de la pared celular, compuestos fenolicos libres y gluc3sidos conjugados de fenoles solubles susceptibles a la degradaci3n por aplicaci3n de temperaturas elevadas (Jaramillo-Flores y col., 2003) o a la destrucci3n de los mismos causada por el tiempo de cocci3n, temperatura interna del alimento, o por el tipo de calor aplicado (calor seco) o bien a una fuerte degradaci3n de las sustancias que tienen lugar en condiciones de bases d3biles y oxidaci3n. En la Figura 8, se observa que la morfoespecie Hart3n mostr3 un contenido de fenoles totales elevado con respecto a las otras morfoespecies, siendo de 2.08, 2.35 y 2.30 mg Eq de 3c. g3lico/g en cada proceso de secado, respectivamente. Siendo que para las otras morfoespecies se obtuvieron mejores resultados en el secado por aspersi3n. Por otro lado Fei y col. (2008) reportaron para secado de harina de calabaza un aumento en el contenido de compuestos fenolicos 4.6 veces m3s alto que en harina de calabaza liofilizada, durante el secado a 70 3C. La s3ntesis de compuestos fenolicos pudo ser debida a la disponibilidad de precursores de mol3culas de compuestos fenolicos por interconversion no enzim3tica entre mol3culas de compuestos fenolicos. Soong y Barlow (2004) reportaron que el contenido de compuestos fenolicos aument3 de 50 a 160 mg g⁻¹ en extractos de harina de semilla de mango al incrementar la temperatura de calentamiento a 160 3C, probablemente debido a la inactivaci3n de las enzimas oxidativas; pero a temperaturas m3s elevadas se redujo considerablemente. Larrauri y col. (1997), estudiaron el efecto del secado en el contenido de compuestos fenolicos y actividad antioxidante de uva roja, y observaron una reducci3n significativa en el contenido total de fenoles y actividad antioxidante a 100 y 140 3C pero no a 60 3C.

Cabe resaltar que los valores obtenidos fueron mucho mayores a lo reportado por Yuarn y Ching (2007) para diversos vegetales como: cebolla roja (0.31), espinaca (0.27) y remolacha (0.25) mg Eq de 3c. g3lico/g; base fresca.

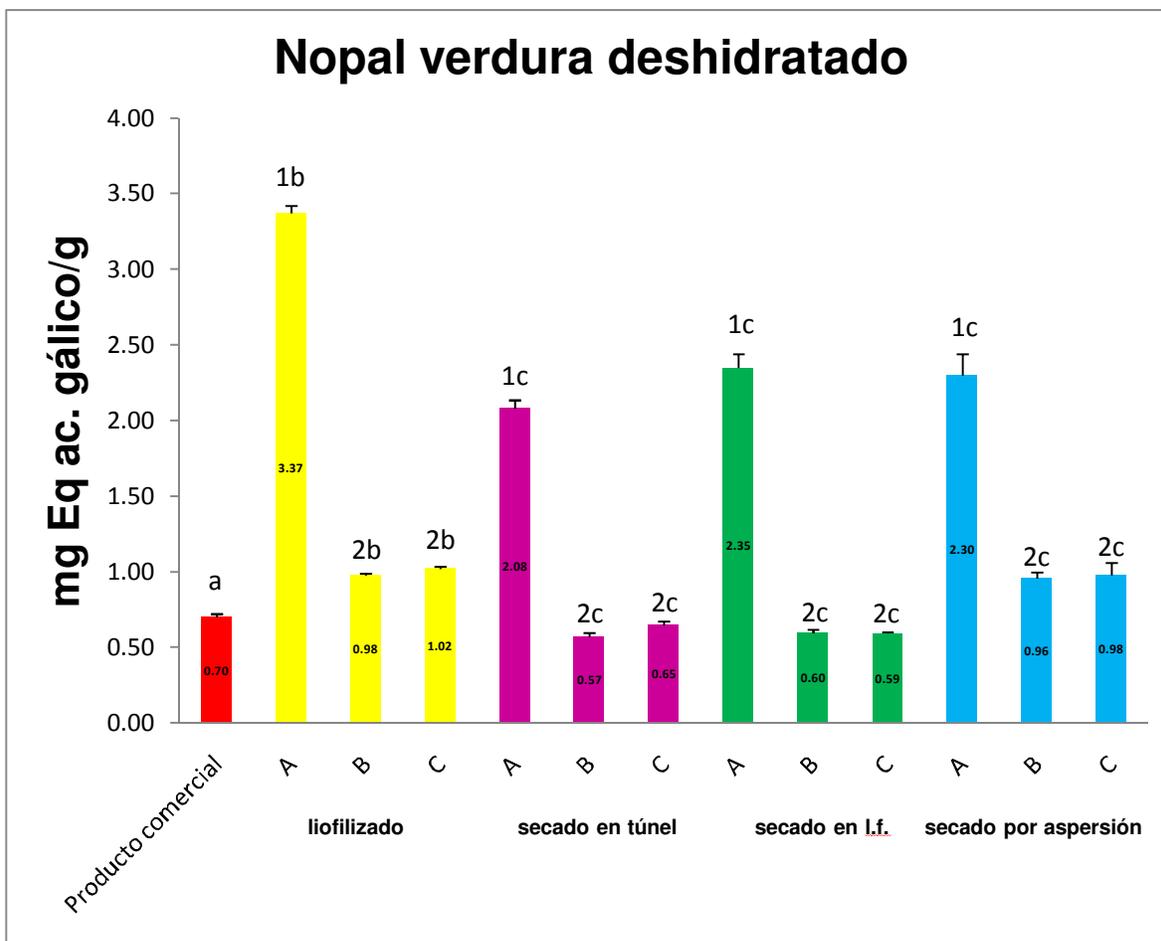


Figura 8. Determinación del contenido de fenoles totales por método espectrofotométrico de tres morfoespecies de nopal verdura deshidratadas (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Números distintos indican diferencia estadística con respecto a la variedad, letras minúsculas diferentes presentan diferencia estadística con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

2. Flavonoides totales

El contenido de flavonoides totales en los materiales deshidratados no muestra diferencias estadísticamente significativas en cada proceso de secado, teniendo valores de 0.17 a 0.26 mg Eq de quercetina/g; base seca. En comparación con los materiales liofilizados hubo una disminución de estos compuestos en todos los procesos de secado (Figura 9). En diversos estudios se ha observado una disminución en el contenido de flavonoles como quercetina y kaempferol en frutas cocidas por la generación de reacciones de oxidación (Hakkinen y col., 2000). Cabe mencionar que los valores de flavonoides totales obtenidos en nopal deshidratado fueron elevados en comparación a lo reportado por

Chávez-Santoscoy y col. (2009) para jugo de nueve variedades de tuna (95.8–374 μg Eq quercetina/g; base húmeda). Azizah y col. (1999) estudiaron las propiedades antioxidantes de seis extractos de cocoa y encontraron que los flavonoides fueron los principales compuestos responsables de esta actividad, la cual es estable sólo a temperaturas por debajo de 50 °C. Además ellos encontraron que el mejor solvente de extracción de antioxidantes fue metanol, seguido por mezclas de cloroformo, éter-dicloroetano y mezclas de cloroformo, metanol- dicloroetano.

Lo anterior sugiere que el incremento en la temperatura es un factor determinante en el aumento o disminución de compuestos fenólicos y flavonoides en materiales procesados térmicamente, resaltando que estas propiedades dependen del tipo de tratamiento, temperatura, materiales utilizados, método de extracción y análisis.

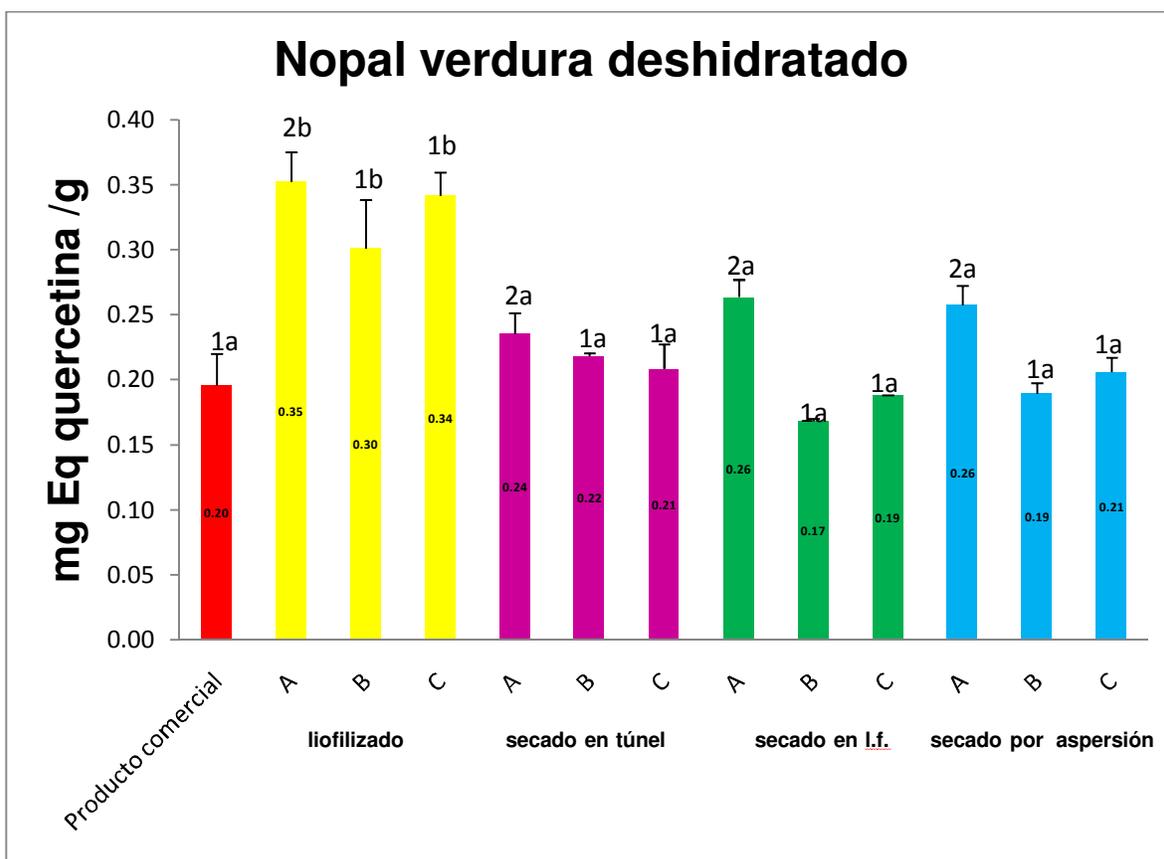


Figura 9. Contenido de flavonoides totales por método espectrofotométrico para cada morfoespecie deshidratada por diferentes métodos de secado. (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Números distintos muestran

diferencia significativa con respecto a la variedad, letras minúsculas diferentes muestran significancia estadística con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

2.1 Contenido de flavonoles isorhamnetina, kaempferol y quercetina

El contenido de flavonoles de las morfoespecies deshidratadas se muestra en el Cuadro 11. Se observó que la isorhamnetina sólo se encontró en la variedad silvestre Hartón liofilizado ($0.72 \mu\text{g/g}$) y su contenido fue disminuyendo ligeramente en cada proceso de secado: secado en túnel ($0.24 \mu\text{g/g}$), secado en lecho fluidizado ($0.27 \mu\text{g/g}$) y secado por aspersión ($0.28 \mu\text{g/g}$). Otros flavonoles, como el kaempferol, se encontraron en materiales liofilizados en valores de 0.17 a $0.53 \mu\text{g/g}$; en los materiales secados, estos valores fueron en detrimento obteniéndose de 0.11 - $0.37 \mu\text{g/g}$. Sin embargo, no hubo diferencias significativas de la concentración de cada flavonol isorhamnetina, kaempferol y quercetina de los materiales deshidratados por método de secado y los deshidratados por liofilización ($p > 0.05$). El compuesto más abundante fue la quercetina, la cual se cuantificó en los materiales liofilizados con valores de 2.62 - $3.61 \mu\text{g/g}$ y fue disminuyendo en los procesos de secado con valores de 1.29 - $3.27 \mu\text{g/g}$. Dentro de los polifenoles, la quercetina es uno de los flavonoles más abundantes y se presentan naturalmente como *O*- β -glucósido en la dieta (Day y Williamson, 1999).

Durante el procesamiento comercial tanto industrial como casero, los frutos y vegetales son sometidos a tratamiento térmico. El grado en el cual estos compuestos son transformados durante el proceso depende de su sensibilidad a la modificación o degradación y a la duración de la exposición de la técnica de procesamiento (Breene, 1994).

Lombard y col. (2005) evaluaron el efecto del tratamiento térmico sobre el contenido de quercetina en cebollas y observaron una disminución neta en la concentración de este flavonol como resultado de la lixiviación en el agua de cocción, un efecto de dilución de la ganancia de humedad en los tejidos hervidos, y pérdida de otros compuestos solubles posiblemente por degradación térmica. La lixiviación de la forma diglucósido fue mayor que en la forma monoglucósido. Los dos principales glucósidos de quercetina, 3,4'-Quercetina diglucósido y 4'-Quercetina monoglucósido, representaron entre el 88 y 89 % del contenido total de flavonoles a pesar del tratamiento de cocción, indicando que ambos glucósidos son relativamente más estables al calor.

Cuadro 11. Contenido de flavonoles, isorhamnetina, kaempferol y quercetina de dos variedades de nopal deshidratadas por diferentes procesos de secado.

Método de secado	Flavonoles		
	µg/g		
	Isorhamnetina	Kaempferol	Quercetina
A liofilizado	0.72 ± 0.220a	0.48 ± 0.051b	2.75 ± 0.849c
B	n.d.	0.53 ± 0.082b	2.26 ± 0.712c
C	n.d.	0.17 ± 0.016b	3.61 ± 0.756c
A secado en túnel	0.24 ± 0.045a	0.36 ± 0.056b	1.29 ± 0.343c
B	n.d.	0.27 ± 0.042b	1.44 ± 0.100c
A secado en lecho fluidizado	0.27 ± 0.084a	0.37 ± 0.045b	1.47 ± 0.030c
C	n.d.	0.15 ± 0.034b	1.57 ± 0.188c
A secado por aspersión	0.28 ± 0.027a	0.11 ± 0.004b	2.61 ± 0.305c
C	n.d.	0.15 ± 0.020b	3.27 ± 0.125c

Contenido de flavonoles en cada morfoespecie deshidratada por diferentes métodos de secado. (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Los valores son medias de dos réplicas por triplicado ± desviación estándar. Letras iguales por columna no son diferentes estadísticamente ($p > 0.05$).

n.d.= no detectado.

3. Contenido de carotenoides totales

El contenido de carotenos totales de las tres morfoespecies de nopal verdura deshidratadas por diferentes métodos de secado se muestra en la Figura 10. La concentración de carotenos totales disminuyó en gran medida en cada uno de los procesos de secado. No hay diferencias estadísticamente significativas de las variedades deshidratadas por los métodos de secado con respecto al contenido de carotenoides totales ($p > 0.05$), obteniéndose en los materiales liofilizados valores de 0.720 a 0.770 mg/g y para los materiales secados fue de 0.3 a 0.320 mg/g. El contenido de carotenos encontrado fue mucho mayor al reportado por Tesoriere y col. (2005) en jugo de pulpa de tuna procesada de tres cultivares (*Opuntia ficus indica*), amarilla, 1.48 µg/100 g; roja, 3.47 µg/100 g y blanca, 1.45 µg/100 g. Ellos además informaron una pérdida total de glutatión (GSH) y β-

caroteno, así como la disminución neta de la cantidad de vitamina C y cisteína después de la pasteurización.

Para procesos de secado con corriente de flujo de aire caliente de materiales vegetales cortados o enteros, expuestos a temperaturas no superiores a 80°C, generalmente no hay pérdidas significativas en el contenido de carotenoides o la generación de (Z)-isómeros. Sin embargo, las pérdidas oxidativas pueden ocurrir durante largos tiempos de secado a temperaturas más altas. Temperaturas de entrada mucho más altas utilizadas en los secadores por aspersión incrementan la probabilidad de generación de (Z)-isómeros. Goula y Adamopoulos (2005) informaron pérdidas de licopeno por oxidación hasta en un 32% durante el secado por aspersión (temperatura del aire de entrada de 110-140°C), en pasta de tomate. Mientras que (Jaramillo-Flores y col., 2003) reportó el incremento en la tasa de extracción de compuestos: β -caroteno, 45%; α -criptoxantina, 60% y luteína 83%. Granado y col. (1992) informaron un contenido de β -criptoxantina, 107-326%; β -caroteno, 129-313% y α -caroteno 107-326%; base seca. En el caso de los cladodios (pencas de nopal) el contenido de mucílago ejerce un detrimento sobre la extractabilidad, probablemente por la formación de complejos entre polisacáridos y carotenoides durante el tratamiento térmico (Jaramillo-Flores y col., 2003). Quizá la pérdida en el contenido de carotenoides en nopal deshidratado se debe a prolongados tiempos de secado, altas temperaturas y una baja extractabilidad.

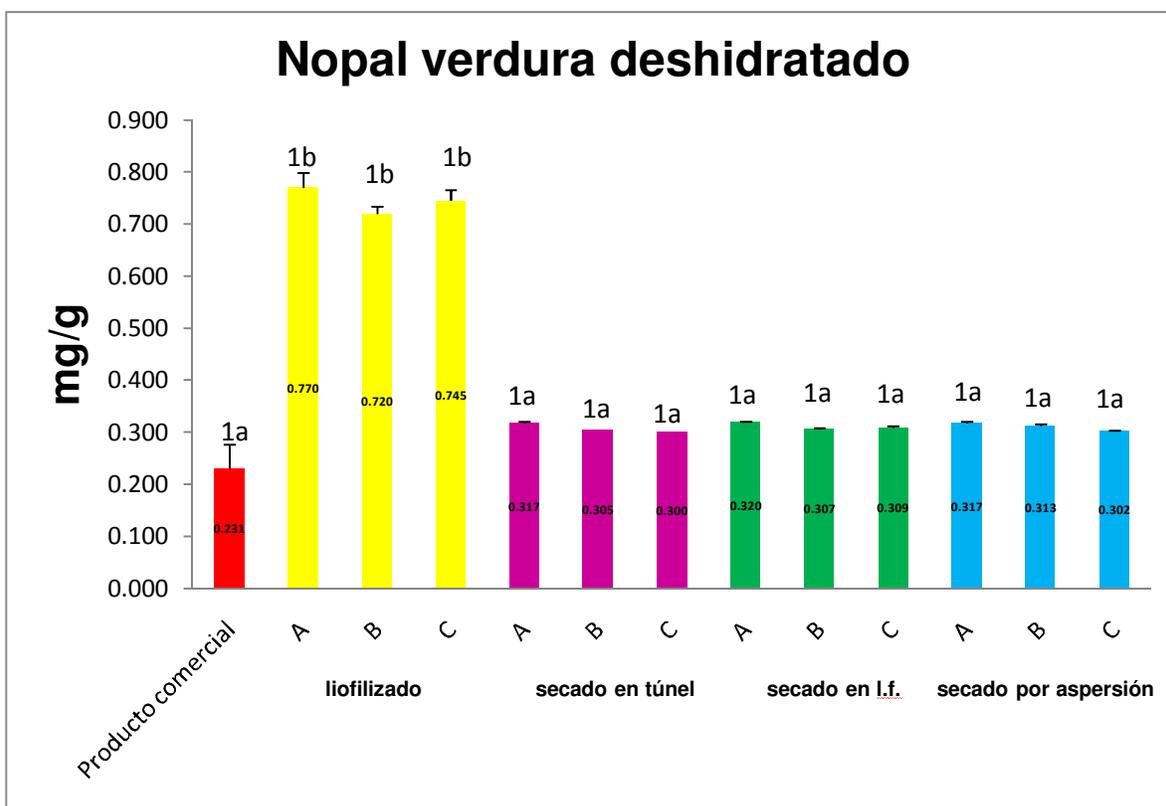


Figura 10. Contenido de carotenos totales por método espectrofotométrico en nopal verdura deshidratado (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierra) por diferentes métodos de secado. Se utilizaron como blanco de pruebas materiales deshidratados por liofilización. Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Números iguales no muestran diferencias significativas con respecto a la variedad ($p > 0.05$). Letras minúsculas diferentes indican diferencias significativas con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

3.1 Contenido de carotenos luteína, β -criptoxantina y β -caroteno

La Cuadro 12 muestra el contenido de carotenos: luteína, β -criptoxantina y β -caroteno de dos variedades de nopal por cada proceso de secado. No hubo diferencias significativas con respecto a la variedad ($p > 0.05$), pero sí con respecto al método de secado en la concentración de luteína y β -caroteno ($p < 0.05$). Se utilizaron materiales liofilizados como blanco para evaluar el efecto de los tratamientos térmicos. Se observó que la variedad Hartón presentó mayor contenido de carotenos con un rango de 10.03 a 21.10 $\mu\text{g/g}$ para luteína, 9.62 a 22.77 $\mu\text{g/g}$ para β -caroteno, no detectándose β -criptoxantina en ninguno de los materiales deshidratados por método de secado; siendo el

β -caroteno el más abundante en las variedades deshidratadas y el que tiene la actividad pro-vitamínica más elevada (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2003). En el presente trabajo, los valores obtenidos en los procesos de secado para β -caroteno fueron de 4.37-22.77 μ /g y para luteína de 10.03-21.10 μ /g, los cuales corresponden a valores intermedios a lo reportado por Betancourt-Domínguez y col. (2006) para nopalitos frescos β -caroteno, 14.5 a 39.5 μ /g y luteína, 6.8 a 27.0 μ /g).

También se observó el contenido más bajo de estos compuestos en los materiales deshidratados por aspersión. Se ha reportado que la concentración de carotenos en alimentos disminuye como consecuencia de los tratamientos térmicos aplicados (horneado, cocción al vapor, microondas); en el secado se han reportado comportamientos diversos en el contenido de estos pigmentos según el método empleado, temperatura y materia prima (Rodríguez-Amaya, 1999; Delgado-Vargas y Paredes-López, 2000; Goula y Adamopoulos, 2004).

Cuadro 12. Contenido de carotenos: luteína, β -criptoxantina y β -caroteno en nopal deshidratado por diferentes procesos de secado.

Método de secado	Carotenos μ /g		
	Luteína	β -criptoxantina	β -caroteno
A liofilizado	26.12 \pm 0.783a	0.75 \pm 0.05d	32.59 \pm 1.215e
B	17.42 \pm 1.057a	2.01 \pm 0.573d	32.03 \pm 0.508e
C	20.79 \pm 1.944a	0.93 \pm 0.142d	34.71 \pm 2.485e
A secado en túnel	13.42 \pm 1.333b	n.d.	9.95 \pm 1.036fh
B	11.72 \pm 1.754b	n.d.	15.49 \pm 1.480fh
A secado en lecho fluidizado	21.10 \pm 2.597ab	n.d.	22.77 \pm 1.505gf
C	15.60 \pm 1.190ab	n.d.	10.98 \pm 0.546gf
A secado por aspersión	12.36 \pm 0.727c	n.d.	9.62 \pm 0.512h
B	10.03 \pm 0.516c	n.d.	4.37 \pm 0.116h

Contenido de carotenos en nopal verdura deshidratado (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierra) por diferentes métodos de secado. Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras diferentes por columna muestran diferencia estadística ($p < 0.05$).

4. Capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante de un alimento depende de la naturaleza y concentración de los antioxidantes naturales presentes en dicho alimento. Para evaluar el potencial antioxidante en los extractos metanólicos de los materiales deshidratados se utilizaron los ensayos ABTS⁺ y DPPH (Cuadro 13). Aquí se puede observar que hubo un ligero aumento en la capacidad antioxidante en todos los procesos de secado medido por el método ABTS⁺ pero no hubo diferencias significativas con respecto a la variedad y método de secado ($p > 0.05$). La capacidad antioxidante no se afectó por el tratamiento térmico aplicado ya que no hubo diferencias estadísticamente significativas en comparación con los materiales liofilizados. Debido a que hubo una marcada disminución de compuestos fenólicos y carotenoides en las morfoespecies deshidratadas por método de secado en comparación con el método de liofilización, la capacidad antioxidante no se puede explicar sólo por el efecto de estos compuestos, ya que podría haber otros factores que intervienen en el poder antioxidante del nopal deshidratado. Arda y col. (2007) plantearon que cuando los grupos funcionales libres ligados a la superficie de las partículas sólidas de componentes insolubles de alimentos entran en contacto con los radicales pueden formar una serie de reacciones de conformación estructural en el sistema molecular, Figura 11.

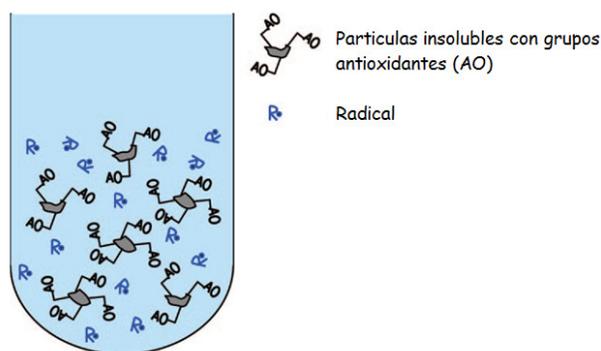


Figura 11. Esquema de la interacción entre moléculas de radicales y grupos antioxidantes de partículas sólidas (Arda y col., 2007).

Esto se debe a que los compuestos fenólicos ligados a la superficie de la pared celular de las partículas sólidas son capaces de actuar como secuestradores de radicales. De hecho, en muchos casos, la parte insoluble de los alimentos puede contener ciertos grupos funcionales, tales como ácidos fenólicos o reductores, que pueden ser capaces de reducir

los radicales libres. Compuestos orto-difenoles con alta capacidad antioxidante pueden estar libres o unidos a compuestos polisacáridos insolubles (Adom y col., 2003). Ácidos fenólicos pueden formar enlaces de unión con macromoléculas de la pared celular como almidón, celulosa y β -glucanos (Yu y col., 2001). Polímeros de alto peso molecular, melanoidinas o melanoproteínas formadas en los alimentos procesados a través de las reacciones de Maillard poseen una importante actividad antioxidante (Adams y col., 2005). Estos polímeros son principalmente insolubles y en gran parte debido a que no son digeribles por el hombre, se propuso que en algunos casos se comportan como fibra dietética (Borrelli y col., 2005). Varios parámetros determinan el tipo de reacción de Maillard en cada sistema, lo que lleva a la formación de diferentes especies químicas que tienen diferentes propiedades antioxidantes. Al evaluar la capacidad antioxidante de las fracciones insolubles y solubles obtenidas a 130°C por 1 h en melanoproteínas por DPPH (materia insoluble: 79.80, materia soluble: 39.71 mmol Eq Trolox/g) y melanoidinas por ABTS⁺ (materia insoluble: 13.84, materia soluble: 57.88 mmol Eq Trolox/g); el procedimiento con DPPH fue más sensible a las fracciones insolubles de melanoproteínas. Curiosamente se puede observar que los valores de TEAC (equivalentes de Trolox) de las fracciones solubles fueron más altos en algunos casos cuando se midió con ABTS y en otros cuando se midió con DPPH. Se puede observar que ABTS suele ser más sensible a alimentos que contienen compuestos fenólicos, mientras que DPPH es más sensible a MRPs (productos de las reacciones de Maillard) (Arda y col., 2007).

En adición, una de las ventajas del ensayo por ABTS⁺ es que puede ser disuelto no solo en fase acuosa, también en fase orgánica, mientras que el radical DPPH sólo puede ser solubilizado en solventes orgánicos. Esta particular característica del cromógeno ABTS⁺ permite la medición de la capacidad antioxidante de muestras de alimentos cuyos compuestos pueden ser lipofílicos o hidrofílicos (Kim y col., 2002) esto podría explicar la diferencia de resultados entre uno y otro método.

La materia insoluble en alimentos ha mostrado tener diferentes niveles de capacidad antioxidante, esta permanece en el tracto intestinal por un largo período y puede ayudar a reducir los radicales solubles que están formándose continuamente en el tracto intestinal y que están involucrados en la etiología del cáncer de colon (Babbs, 1990).

Agostini y col. (2004) determinaron la capacidad antioxidante de flavonoides en frutas y verduras frescas, tratadas térmicamente, concluyendo que las frutas y verduras frescas presentaron mayor capacidad antioxidante que las tratadas térmicamente. La capacidad antioxidante de flavonoides de las frutas y verduras disminuyó con la aplicación de los tratamientos térmicos, en especial las tratadas con calor seco, obteniendo el menor valor en las manzanas rojas con y sin cáscara, fresas y tomates tratados con calor seco, seguido de cebollas tratadas con calor húmedo.

Cabe resaltar que los valores de capacidad antioxidante de nopal deshidratado están dentro de los valores evaluados por el ensayo ABTS⁺ de tres variedades de tuna: amarilla con 5.31, roja con 4.20 y blanca con 4.36 $\mu\text{mol Eq Trolox/g}$; base fresca (Butera y col., 2002).

Cuadro 13. Capacidad antioxidante de extractos metanólicos de nopal verdura deshidratado por diferente métodos de secado, expresado en $\mu\text{mol Eq Trolox/g}$; base seca.

Método de secado	DPPH $\mu\text{mol Eq Trolox/g}$	ABTS ⁺ $\mu\text{mol Eq Trolox/g}$
Producto comercial	3.81 \pm 0.207 Bd	3.93 \pm 0.033Bb
A liofilizado	5.48 \pm 0.0001Ab	6.11 \pm 0.049Aa
B	4.98 \pm 0.351Ab	5.05 \pm 0.103Aa
C	5.21 \pm 0.193Ab	5.43 \pm 0.138Aa
A secado en túnel	4.52 \pm 0.0001Aa	4.87 \pm 0.028Aa
B	4.14 \pm 0.243Aa	4.56 \pm 0.161Aa
C	4.29 \pm 0.131Aa	4.81 \pm 0.085Aa
A secado en lecho fluidizado	4.79 \pm 0.484Aa	5.89 \pm 0.006Aa
B	4.31 \pm 0.119Aa	4.69 \pm 0.016Aa
C	4.52 \pm 0.290Aa	4.99 \pm 0.135Aa
A secado por aspersión	4.98 \pm 0.352Acb	5.43 \pm 0.076Aa
B	4.52 \pm 0.290Acb	4.69 \pm 0.024Aa
C	4.71 \pm 0.158Acb	4.98 \pm 0.035Aa

Capacidad antioxidante en nopal verdura deshidratado (A= Hartón, B= Blanco con espinas y C= Verde Valtierra). Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras mayúsculas

por columna son estadísticamente diferentes con respecto a la variedad. Letras minúsculas diferentes por columna indican diferencias estadística con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

5. Fibra dietética total

El contenido de fibra dietética total (FDT) se muestra en la Figura 12 observándose valores de 54.20 a 45.69% en las morfoespecie deshidratadas por método de secado. Cladodios deshidratados en túnel de secado mostraron un mayor contenido de FDT y fueron estadísticamente significativas ($p < 0,05$) en comparación con todos los métodos de secado. Estos resultados confirman lo reportado en investigaciones previas que señalan que el nopal es una excelente fuente de fibra dietética. Sáenz y col. (1997) informaron en harina de nopal hasta un 42.99% de FDT, con 28.45% fibra dietética insoluble (FDI) y 14.54% fibra dietética soluble (FDS); mientras que Rosado y Díaz (1995) reportaron hasta 50.4% de FDT en nopal deshidratado. Las diferencias podrían ser atribuidas al tipo de *Opuntia*, al clima y las condiciones de crecimiento de las plantas, así como factores de lluvia o irrigación.

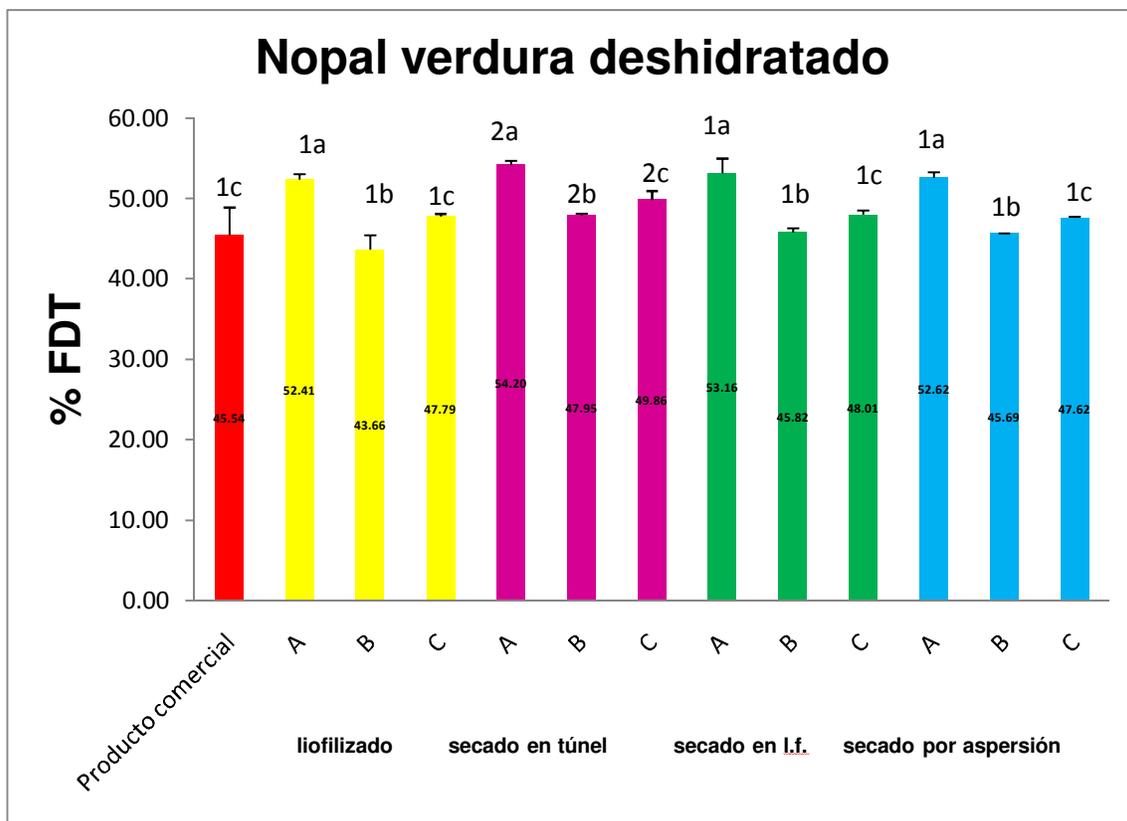


Figura 12. Contenido de FDT de nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde valtierra). Se utilizaron como blanco materiales deshidratados por liofilización. Los valores son medias de dos réplicas por triplicado \pm desviación estándar. Letras minúsculas diferentes representan diferencias significativas con respecto a la variedad. Números diferentes muestran diferencia estadística con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

En nuestros datos se observó un ligero aumento en el porcentaje de FDS y una disminución en la DFI en las variedades deshidratadas en secado por aspersion. Ésto podría ser debido a las pérdidas de lignina, hemicelulosa y celulosa, que forman parte del tejido vegetal del cladodio (estos compuestos representan de un 15% hasta un 30% del peso seco de las paredes vegetales), que en la etapa de proceso de filtración para obtener una solución más líquida se tuvo que eliminar las partículas sólidas de mayor tamaño del tejido del cladodio y por ende aumentó la proporción de fibra soluble. Otra explicación sería que por el tratamiento térmico algunos polisacáridos ramificados formados por unidades de ácido galacturónico, que a veces pueden incluir moléculas de otros monosacáridos, como fructosa, xilosa y ramnosa, se desprenden de su estructura durante el proceso de secado y por tanto incrementan la fibra soluble. Después de la hidrólisis,

Moyna y Difabio (1979) detectaron la presencia de glucosa, fructosa, arabinosa, ramnosa, xilosa, galactosa y ácido galacturónico en el mucilago, indicando posiblemente la existencia de una compleja mezcla de polisacáridos (incluyendo pectina) en nopal. También se observó que los materiales deshidratados por secado, en comparación con las variedades liofilizadas mostraron un ligero aumento en el contenido de FDT. Según lo propuesto por Lintas y col. (1995), debido al bajo contenido de lípidos presentes en algunos alimentos (alrededor del 15%), el aumento de la FDT no puede explicarse solo por la interacción entre lípidos y carbohidratos, sino que el tratamiento térmico promueve otro tipo de interacciones que aumentan el contenido de polisacáridos no almidones y/o propicia la formación de almidones modificados, capaces de resistir la acción enzimática y en consecuencia aumentar el contenido de FDI y por ende de la FDT. La comparación de los resultados obtenidos con lo señalado anteriormente permite concluir que el tratamiento térmico ocasiona un aumento importante en el contenido de FDT, a expensas de sus fracciones. Sería conveniente determinar que transformaciones y/o aleaciones químicas específicas que ocurren entre los componentes de los materiales deshidratados capaces de aumentar la FDT. En todo caso, el aumento en el contenido de FDI en los procesos de secado en túnel y lecho fluidizado y el aumento de FDS en el proceso de secado por aspersión (Cuadro 14), nos sugiere que el consumo de estos materiales podría constituir una ventaja debido a sus efectos fisiológicos favorables. El contenido de fibra obtenido se encuentran en el intervalo de valores en variedades de guayaba: *Psidium guajava*: FDT, 47.18 %; FDI, 47.8%; FDS, 1.8%; *Psidium acutangulum*: FDT, 44.67 %; FDI, 34.67%; FDS, 1.5%; base seca (Jiménez-Escrig y col., 2001). Dado que el polvo deshidratado de estas morfoespecies es un alimento vegetal rico en fibra dietética con antioxidantes naturales asociados a sus componentes, estos materiales son adecuados para la producción de fibra dietética con capacidad antioxidante como suplemento dietético.

Cuadro 14. Contenido de FDI y FDS de nopal deshidratado por diferentes métodos de secado.

Método de secado	FDI %	FDS %
Producto comercial	31.88 ± 2.35 Ba	13.66 ± 1.00 Bd
A liofilizado	36.69 ± 0.44 Aa	15.72 ± 0.19 Aa
B	30.56 ± 1.28 Ba	13.1 ± 0.55 Ba
C	33.45 ± 0.22 Ca	14.34 ± 0.09 Ca
A secado en túnel	37.94 ± 0.35 Ab	16.26 ± 0.15 Ab
B	33.57 ± 0.12 Bb	14.39 ± 0.05 Bb
C	34.9 ± 0.77 Cb	14.96 ± 0.33 Cb
A secado en lecho fluidizado	37.21 ± 1.28 Aa	15.95 ± 0.55 Adb
B	32.07 ± 0.35 Ba	13.75 ± 0.15 Bdb
C	33.6 ± 0.36 Ca	14.4 ± 0.15 Cdb
A secado por aspersión	27.36 ± 0.33 Ac	25.26 ± 0.31 Ac
B	23.76 ± 0.007 Bc	21.93 ± 0.006 Bc
C	24.76 ± 0.073 Cc	22.86 ± 0.067 Cc

Los valores son medias de dos réplicas por triplicado ± desviación estándar (A= Hartón, B= Blanco con espinas, C= Verde Valtierra). Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas con respecto a la variedad. Letras minúsculas distintas muestran diferencia estadística con respecto al método de secado ($p < 0.05$).

6. Capacidad de fermentación *in vitro* de nopal deshidratado

La fermentación de nopal verdura deshidratado por diferentes métodos de secado fue evaluada *in vitro* utilizando un inóculo fecal humano. Dos materiales de cada proceso de secado (Hartón y Verde Valtierra) con mayor contenido de fibra dietética se incorporaron a un fermentador a escala (con rafinosa como control prebiótico positivo), con heces frescas de un donador sano. El progreso de la fermentación fue seguido por la medición en el pH y la producción de AGCC en función del tiempo.

6.1 Efecto de nopal deshidratado (*Opuntia* spp.) sobre el pH en el medio de incubación durante la fermentación

No hubo cambios significativos de pH durante la fermentación de los materiales deshidratados por aspersión ($p > 0.05$); además, éstos mostraron un pH más bajo (Hartón=

5.13 ± 0.08, Verde Valtierra= 5.13 ± 0.10), siendo estos significativamente diferentes respecto al resto de las muestras (Cuadro 15), indicando posiblemente la mayor producción de AGCC. Sin embargo, la producción de AGCC totales (Cuadro 16) fue menor en los materiales deshidratados por aspersión con respecto a los otros métodos de secado.

Cuadro 15. Efecto de nopal deshidratado (*Opuntia* spp.) sobre el pH en el medio de incubación durante la fermentación.

Método de secado	pH			
	0h	6h	12h	24h
Nopal secado en túnel				
A	6.22 ± 0.38 Ca	5.45 ± 0.0 Ab	4.85 ± 0.02 Bc	5.23 ± 0.09 Bb
C	5.94 ± 0.05 Ba	5.20 ± 0.05 Bb	5.11 ± 0.19 Cb	5.23 ± 0.09 Bb
Nopal secado en lecho fluidizado				
A	6.04 ± 0.14 Ba	5.53 ± 0.2 Ab	5.59 ± 0.04 Dab	5.48 ± 0.03 Cb
C	6.54 ± 0.31 Da	7.43 ± 0.00 Cb	4.18 ± 0.00 Ac	5.80 ± 0.01 Dd
Nopal secado por aspersión				
A	5.16 ± 0.07 Aa	5.05 ± 0.00 Ba	5.17 ± 0.06 Ca	5.13 ± 0.08 Ba
C	5.23 ± 0.03 Aa	5.08 ± 0.01 Ba	5.18 ± 0.05 Ca	5.13 ± 0.10 Ba
Controles				
Rafinosa	6.60 ± 0.20 Ea	4.32 ± 0.01 Db	4.13 ± 0.04 Ac	3.72 ± 0.03 Ad
Blanco	6.68 ± 0.18 Eb	6.57 ± 0.07 Ea	6.77 ± 0.05 Eb	6.92 ± 0.04 Eb

Análisis de varianza (ANOVA) y pruebas de Tukey se utilizaron para determinar diferencias significativas en las variaciones de pH durante la fermentación. (A=Hartón, C=Verde Valtierra). Letras mayúsculas diferentes por columna son estadísticamente distintos con respecto al sustrato $p < 0.05$. Letras minúsculas diferentes por renglón son estadísticamente distintos con respecto a los puntos de tiempo ($p < 0.05$).

Los valores bajos de pH pueden atribuirse a la producción de los distintos metabolitos en el medio así como amonio (Barry y col., 1995), u otros ácidos no identificados. Granito y col. (2001) reportaron que muestras con un alto contenido de α -galactósidos inducen bajos valores de pH durante la fermentación. Walker y col. (2005) sugieren que una disminución del pH resultante de la fermentación del sustrato en el colon por la microflora, indujo la producción de ácido butírico por las poblaciones de bacterias productoras de ácido butírico, y el menor crecimiento de bacteroides. Un pH bajo causado por la producción de AGCC promueve una serie de efectos fisiológicos positivos en el colon, ya que a un pH de 6, los ácidos biliares son en gran medida protonados e insolubles por lo que no podrían ser

utilizados por los colonocitos. Un pH bajo inhibe la conversión bacteriana de ácidos biliares primarios a secundarios y así disminuye en gran medida su potencial carcinogénico (Nugent, 2005).

Cuadro 16. Concentración de AGCC (mM) a las 6, 12 y 24 h de fermentación utilizando rafinosa como control positivo y como sustrato nopal deshidratado por diferentes procesos de secado.

Muestra	Tiempo h	AGCC			Total AGCC
		Ácido acético	Ácido propiónico	Ácido butírico	
Sin tratamiento	6	9.15 ± 0.02 Aa	3.46 ± 0.07 Aa	2.67 ± 0.07 Aba	15.28 ± 0.01 Aa
	12	9.47 ± 0.69 Ba	4.78 ± 0.07 Ba	3.61 ± 0.08 Bba	17.86 ± 0.67 Ba
	24	8.56 ± 0.45 Ba	4.33 ± 0.04 Ba	3.34 ± 0.14 Bba	16.23 ± 0.63 Ba
Rafinosa	6	29.21 ± 0.10 Ab	6.64 ± 0.32 Ab	6.38 ± 0.24 Aba	42.23 ± 0.01 Ac
	12	46.24 ± 0.13 Bb	18.60 ± 0.40 Bb	7.58 ± 0.26 Bba	72.42 ± 0.78 Bc
	24	23.22 ± 0.27 Bb	9.58 ± 0.53 Bb	5.63 ± 0.03 Bba	38.43 ± 0.83 Bc
Nopal secado en túnel					
A	6	14.81 ± 0.11 Ab	5.19 ± 0.06 Aa	0.53 ± 0.02 Aba	20.53 ± 0.18 Abac
	12	32.74 ± 0.10 Bb	2.41 ± 0.02 Ba	6.87 ± 0.15 Bba	40.02 ± 0.24 Bbac
	24	29.42 ± 0.45 Bb	3.14 ± 0.02 Ba	6.50 ± 0.22 Bba	39.07 ± 0.64 Bbac
C	6	4.77 ± 0.29 Aa	2.52 ± 0.06 Aba	0.22 ± 0.01 Aba	7.51 ± 0.22 Aa
	12	9.48 ± 0.45 Ba	7.35 ± 0.01 Bba	1.44 ± 0.05 Bba	18.27 ± 0.51 Ba
	24	24.84 ± 0.67 Ba	12.39 ± 0.08 Bba	6.82 ± 0.16 Bba	44.44 ± 1.21 Ba
Nopal secado en lecho fluidizado					
A	6	13.19 ± 0.06 Ab	3.10 ± 0.02 Ab	3.28 ± 0.11 Ab	19.58 ± 0.03 Ab
	12	30.31 ± 0.02 Bb	17.45 ± 0.19 Bb	7.41 ± 0.19 Bb	55.17 ± 0.02 Bb
	24	36.44 ± 0.38 Bb	17.63 ± 0.24 Bb	9.54 ± 0.44 Bb	63.61 ± 0.58 Bb
C	6	5.50 ± 0.24 Aa	2.31 ± 0.38 Aba	2.38 ± 0.05 Aba	10.19 ± 0.67 Aab
	12	23.84 ± 0.21 Ba	12.56 ± 0.07 Bba	11.25 ± 0.06 Bba	47.65 ± 0.22 Bab
	24	11.57 ± 0.17 Ba	5.21 ± 0.04 Bba	4.41 ± 0.13 Bba	21.20 ± 0.26 Bab
Nopal secado por aspersión					
A	6	9.53 ± 0.07 Aa	1.12 ± 0.10 Aa	1.68 ± 0.06 Aa	12.32 ± 0.23 Aa
	12	9.42 ± 0.11 Ba	2.42 ± 0.05 Ba	2.55 ± 0.02 Ba	14.39 ± 0.18 Ba
	24	17.59 ± 0.20 Ba	2.04 ± 0.05 Ba	2.45 ± 0.03 Ba	22.08 ± 0.13 Ba
C	6	6.84 ± 0.07 Aa	1.50 ± 0.11 Aa	1.74 ± 0.07 Aa	10.08 ± 0.11 Aa
	12	8.57 ± 0.07 Ba	0.58 ± 0.02 Ba	2.23 ± 0.27 Ba	11.38 ± 0.33 Ba
	24	16.66 ± 0.14 Ba	2.70 ± 0.27 Ba	2.43 ± 0.06 Ba	21.79 ± 0.08 Ba

Análisis de varianza (ANOVA) y pruebas de Tukey fueron empleadas para determinar diferencias significativas en las concentraciones de AGCC. Letras distintas dentro de la misma columna indican diferencias significativas entre los puntos de tiempo y las diferentes fuentes de hidratos de carbono ($p < 0.05$).

6.2. Producción de ácidos grasos de cadena corta

Durante la fermentación, la producción de ácido acético fue elevada representando más del 50% de los ácidos grasos totales producidos en nopal deshidratado, en el control sin ningún tratamiento se produjo un 52.9% y en rafinosa fue de 62.66% a las 24 h de fermentación (Cuadro 17). La concentración más baja se obtuvo a las 6 h, siendo el ácido acético el componente más predominante, seguido del ácido propiónico y en menor cantidad el ácido butírico.

Los resultados de esta investigación confirman lo reportado por Bruck y col. (2003), quienes reportaron que el ácido acético es el principal ácido producido en la fermentación fecal bacteriana. El ácido butírico actúa como un nutriente importante para el epitelio del colon y se cree que desempeñan un papel importante en el efecto protector de la fibra natural contra el cáncer de colon (Waldecker y col., 2008). Los prebióticos son ingredientes alimentarios no digeribles que tienen un efecto benéfico a través de su metabolismo selectivo en el tracto intestinal (Gibson y col., 2004). Estos efectos son generalmente aceptados por la participación en el incremento de las poblaciones y/o actividad de *Bifidobacterium* spp. y especies de *Lactobacillus*. Hughes y col. (2007) demostraron que una relación estructura-función existe entre la masa molecular de fracciones de polisacáridos (arabinosilanos) derivados de harina de trigo y sus propiedades de fermentación *in vitro* por las comunidades microbianas de la materia fecal humana; mediante el cual la menor fracción (masa molecular de arabinosilanos) tuvo mayor selectividad por el género de Bifidobacterias y el grupo de *Lactobacillus Enterococcus*, mientras que la fracción más alta (masa molecular) fue menos selectiva para estos grupos. No se observaron diferencias significativas en la producción de AGCC a las 12 y 24 h de la fermentación ($p > 0.05$). La media del perfil de producción de AGCC de todos los materiales deshidratados por método de secado a las 24 h fue de 63:21:16 (acético:propiónico:butírico). Se observó que la fermentación de los materiales deshidratados por lecho fluidizado y túnel produjo un alto contenido de ácido propiónico, mayor al 20% en relación al control (rafinosa) y al nopal deshidratado por aspersión. Los sustratos de materiales deshidratados en túnel y lecho fluidizado tienden a tener el mayor descenso en el pH a las 12 h y la mayor producción de AGCC totales.

Cuadro 17. Proporción de AGCC a las 24 h de fermentación con diferentes sustratos y pH controlado a 37°C; el (%) se refiere a la proporción de cada AGCC producido con respecto al total de AGCC totales (por ejemplo, ácido acético + ácido propiónico + ácido butírico).

Sustrato	Perfil de AGCC		
	Acético	Propiónico	Butírico
Sin tratamiento	52.9	26.73	20.39
Rafinosa	62.66	25.42	11.91
Nopal secado en túnel			
A	78.60	7.01	16.90
B	54.73	31.48	13.17
Nopal secado en lecho fluidizado			
A	56.19	29.53	14.27
B	51.43	25.81	22.74
Nopal secado por aspersión			
A	74.08	12.23	13.71
B	76.08	9.89	14.05

La actividad microbiana refleja el perfil de AGCC (Rycroft y col., 2001) por ejemplo, la pectina es un sustrato altamente fermentable y presenta mayor producción de ácidos grasos que la celulosa que es una sustancia menos fermentable (Olano-Martin y col., 2000; Topping y Clifton, 2001).

Diversas fuentes de fibra han sido utilizadas como sustratos en diferentes estudios de fermentación *in vitro*. Entre las fracciones de fibra dietética de higo, avena, soya, chícharo, manzana, maíz, trigo, y pera fermentados *in vitro* con inóculo fecal humano, se observó que las fracciones de fibra de avena han producido las mayores cantidades de AGCC.

La fermentación de los componentes principales de la fibra: almidón resistente, β -glucanos, y pectina demostró que una mayor cantidad de ácido butírico y ácido propiónico fueron producidos a partir de la fermentación de β -glucanos que de la fermentación de pectina o almidón resistente (Casterline y col., 1997). Por otra parte, se ha observado que las pentosas son fermentadas con menor rapidez que las glucosas, lo que sugiere que los β -

glucanos (fibra dietética soluble) tendría un mejor impacto sobre la salud del colon que los arabinosilanos (fibra dietética insoluble) (Sayar y col., 2007).

Otros trabajos han demostrado que el pre-tratamiento enzimático de polisacáridos para hidrolizarlos a oligosacáridos previo a la suplementación de la dieta, también aumenta su selectividad por las bifidobacterias y lactobacilos (Olano-Martin y col., 2000, 2002; Van Laere y col., 2000). Por otro lado los β -glucanos y β -glucanooligosacáridos (B-GO) mostraron que estimulan selectivamente el crecimiento de las poblaciones de lactobacilos en un modelo de rata (Snart y col., 2006), lo que sugirió que esta actividad prebiótica puede ocurrir en humanos. En estudios previos, se ha observado un aumento considerable de las concentraciones de ácido propiónico en la fermentación de β -glucanos (Monsma y col., 2000); en la cual, una serie de grupos de bacterias podrían estar implicados en este aumento. Hughes y col. (2008) observaron que el crecimiento de *C. histolyticum* fue estimulado por todas las fracciones de β -glucanos en su prueba. Sin embargo la fermentación de β -glucanos aumento significativamente la modulación de las poblaciones de bifidocabterias y lactobacilos y el perfil de ácidos grasos de cadena corta resultantes. La xilanasa pre-tratada tuvo un efecto estimulante sobre las bifidobacterias del colon durante la fermentación, conteos de *Bacteroides* spp. y *Clostridium* spp. fueron significativamente reducidos (Vardakou y col., 2007).

El metabolismo de los fructooligosacáridos individuales por cepas de lactobacilos se ha estudiado (Kaplan y Hutkins 2000). *Lactobacillus plantarum* y *Lactobacillus rhamnosus* sólo pueden metabolizar tri-sacáridos y tetra-sacáridos pero no metabolizan los penta-sacáridos lo que sugiere que pueden poseer sistemas de transporte específico para tri-y tetrasaccharides, cabe señalar que dicho mecanismo de transporte es un fenómeno dependiente de la concentración. Por otra parte, en un estudio del metabolismo de fracciones de galacto-oligosacáridos (GOS), *Bifidobacterium lactis* se encontró que prefieren fracciones de tri-sacárido y tetra-sacárido y muestra una preferencia por estos más que la glucosa (Gopal y col., 2001).

Hughes y col. (2007) observaron que la capacidad de los arabinosilanos de promover el crecimiento selectivo de grupos de bacterias beneficiosas se produjo por la variación del índice prebiótico de tres donantes de inóculo fecal, de los cuales sólo uno tuvo la capacidad para promover este crecimiento. En nuestro estudio se utilizó el inóculo fecal de

un sólo donador. Los resultados obtenidos de la concentración de AGCC totales obtenidos en este trabajo fue mucho mayor en comparación a la de las fracciones de fibra dietética reportada en avena, 2.66; fibra de soya, 2.55; guisantes, 1.99; manzana, 1.56; maíz, 1.13; trigo, 1.09; pera, 0.95 mMol/g a las 24 h de fermentación (Casterline y col., 1997). Fue mucho mayor a lo reportado por Wong y col. (2005) para tres esclerocios de setas, *P. tuber-regium*, 0.45; *P. rhinocerus*, 0.64; *W. cocos*, 5.23 mMol/g a las 24 h de fermentación. Los valores de AGCC de la variedad Hartón deshidratada en lecho fluidizado fue similar a lo reportado por Hughes y col. (2007), quienes utilizaron tres diferentes fracciones de arabinosilanos con diferente peso molecular, reportando los siguientes valores de AGCC totales a las 24 h de fermentación: (354 kDa AX) 61.3, (278 kDa AX), 62.0 y (66kDaAX) 50.4 mM. Por ejemplo, la proporción molar de mayor concentración de AGCC (acético, propiónico y butírico) producida por fermentación de diferentes fibras dietéticas soluble, insoluble o de fuentes puras de carbohidratos (β -glucanos, almidón y polisacáridos no almidón) caen en un amplio intervalo: 41-80% acético, 12-31% propiónico, y 9-35% butírico. La proporción de AGCC encontrada en este estudio para nopal deshidratado por diferentes métodos de secado es cercana a los valores de 56:22:22 (acético:propiónico:butírico) en polisacáridos de centeno reportado por Karppinen y col. (2000); a 57:21:22 (acético:propiónico:butírico) reportado por McBurney y Thompson, (1987) para salvado de avena, a 51:32:17 (acético:propiónico:butírico) reportado por Hughes y col. (2008) para β -glucanos derivados de avena y cebada a las 24 h de fermentación. Únicamente el porcentaje de la concentración molar de acetato en nuestro estudio fue ligeramente mayor 63:21:16 (acético:propiónico:butírico). La capacidad de fermentabilidad de cada morfoespecie deshidratada fue el siguiente: Hartón>Verde Valtierra en todos los procesos de secado (secado en lecho fluidizado (138.36>79.04), secado en túnel (99.69>70.22), secado por aspersion (48>43.25).

VII. CONCLUSIONES

- Las morfoespecies deshidratadas en secado por aspersión presentaron mejores características fisicoquímicas.
- La variedad Hartón mostró tener el mayor contenido de compuestos nutraceuticos en los proceso de secado.
- La temperatura de secado fue un factor determinante en la disminución del contenido de compuestos fenólicos y carotenoides; sin embargo la capacidad antioxidante no fue afectada.
- El porcentaje de fibra dietética total aumento significativamente en los materiales deshidratados por método de secado en túnel.
- El porcentaje de fibra dietética soluble fue mayor en las morfoespecies deshidratadas por aspersión.
- La variedad Hartón produjo la mayor cantidad de ácidos grasos de cadena corta totales en cada uno de los procesos de secado, obteniéndose la mejor capacidad de fermentación en los materiales deshidratados por secado en túnel y lecho fluidizado.
- Los materiales deshidratados por método de secado pueden ser considerados una fuente de fibra dietética con propiedades antioxidantes y potencial prebiótico.

VIII. PERSPECTIVAS

- . Optimización del proceso de producción de nopal verdura deshidratado
- . Mediante el trabajo de investigación desarrollado se espera ampliar el uso del nopal para contribuir y promover la salud en las personas.
- . Promoción para la utilización racional (alimentaria y medicinal) de un importante recurso que se cultiva en las zonas más pobres de México.

IX. LITERATURA CITADA

- AACC**, 2001. The Definition of Dietary Fiber. Report of the Dietary Fiber Definition Committee to the Board of Directors of the American Association Of Cereal Chemists. 46(3): 112-126.
- AOAC**, 2002. Association of Official Analytical Chemists. Official Methods of Analysis. 17th edition. AOAC, Arlington, VA. Methods: 920.105, 925.23, 935.29, 945.46, 985.29 y 991.43. 70: 807-811.
- Adams**, A., Borrelli, R. C., Fogliano, V. and De Kimpe, N. 2005. Thermal degradation studies of food melanoidins. J. Agric. Food Chem. 53: 4136–4142.
- Adom**, K., Sorrells, M. and Liu, R. 2003. Phytochemical profiles and antioxidant activity of wheat varieties. J. Agric. Food Chem. 51: 7825–7834.
- Agostini**, L.R., Jiménez, M.J., Ramón A.N. y Gómez A.A. 2004. Determinación de la capacidad antioxidante de flavonoides en frutas y verduras frescas y tratadas térmicamente. Sociedad Latinoamericana de nutrición. Arch. Latinoamer. Nutr. 54(1): 29-35.
- Akintayo**, E., Abedago, E. and Arongundade, L. 2002. Chemical composition, physicochemical and functional properties of akee (*Bilphia sapida*) pulp and seed flours. Food Chem. 77: 333-336.
- Anaya-Pérez**, M. A. 2001. History of the use of *Opuntia* as forage in Mexico. En: Cactus (*Opuntia* spp.) as forage. Eds. Mondragón Jacabo, C. y Pérez González, S., FAO Rome, Italy. pp. 5-12.
- Andary**, C. and Mondolot, C. L. 1997. Histolocalization of plant polyphenols in tissues and cell walls. Some applications. En: Polyphenols in Foods. Proceedings of a European COST concerted action scientific workshop, Aberdeen, Scotland, pp. 41-44.

- Anderson, R.A.,** Conway, H.F., Pfeifer, V.F. and Griffin, E.L. 1969. Gelatinizacion of corn grits by roll-and extrusion-cooking. *Cereal Science Today*, 14: 4-7, 11-12.
- Arda, S.,** Capuano E., Fogliano V. and Gökmen, V. 2007. A New Procedure To Measure the Antioxidant Activity of Insoluble Food Components. *J. Agric. Food Chem.* 55 (19): 7676-7681.
- ASERCA.** 2001. De Nuestra Cosecha. Nopal, leyenda, comercio futuro en México. “claridades agropecuarias” núm. 98, mes de octubre. Consultado en junio del 2008.
Disponible en: <http://www.infoaserca.gob.mx/claridades/revistas/098/ca098.pdf>
- Aytaç, G.,** Dimitris, P. and Panagiotis K. 2007. Biomimetic oxidation of quercetin: Isolation of a naturally occurring quercetin heterodimer and evaluation of its “*in vitro*” antioxidant properties. *Food Res. Inter.* 40(1): 7-14.
- Azizah, A.H.,** Ruslawati, N.M. and Swee T. 1999. Extraction and characterization of antioxidant from cocoa by-products. *Food Chem.* 64: 199-202.
- Babbs, C.F.** 1990. Free radicals and the etiology of colon cancer. *Free Radical Biol. Med.* 8: 191–200.
- Barry, J. L.,** Hoebler, C., Macfarlane, G. T., Macfarlane, S., Mathers, J. C., Reed, K. A., Mortensen, P. B., Norgaard, I., Rowland, I. R. and Rumney, C. J. 1995. Estimation of the fermentability of dietary fibre *in Vitro*: a European interlaboratory study. *Br. J. Nutr.* 74: 303-322.
- Bagchi, D.,** Bagchi, M., Stohs, S.J., Ray, S.D., Sen, C.K. and Preuss, H.G. 2002. Cellular Protection with Proanthocyanidins Derived from Seeds. *957: 260-270.*
- Bartley, G.E.** and Scolnick. P.A. 1995. Plant carotenoids: pigments for photoprotection, visual attraction, and human health. *The Plan Cell* 7: pp. 377-388.

- Betancourt-Domínguez, M.A.,** Hernández-Pérez T., García-Saucedo, P., Cruz-Hernández, A. and Paredes-López O. 2006. Physico-Chemical Changes In Cladodes (Nopalitos) From Cultivated And Wild Cacti (*Opuntia* spp.) Plant Foods Hum. Nutr. 61: 115–119.
- Bors, W.,** Heller, W. and Christa, M. 1990. Flavonoids as antioxidants: determination of radical-scavenging efficiencies. Methods Enzymol. 186: 343-355.
- Borrelli, R.C.** and Fogliano, V. 2005. Bread crust melanoidins as potential prebiotic ingredients. Mol. Nutr. Food Res. 49: 673–678.
- Butera, D.,** Tesoriere, L., Di Gaudio, F., Bongiorno, A., Allegra, M., Pintaudi, A.M., Kohen, R., and Livrea, M.A. 2002. Antioxidant Activities of Sicilian Prickly Pear (*Opuntia ficus indica*) Fruit Extracts and Reducing Properties of Its Betalains: Betanin and Indicaxanthin. J. Agric. Food Chem. 50(23): 6895-6901.
- Bravo, L.** 1998. Polyphenol: chemistry, dietary sources, metabolism and nutritional significance. Nutr. Rev. 56 (11): 317-333.
- Bravo-Hollis, H.** y Sánchez-Mejorado, H. 1978. Las cactáceas de México. 2ª ed Vol. 1 U.N.A.M. México. Cap. IV. pp. 62-83.
- Bramley, P.M.** 2000. Is lycopene beneficial to human health? Phytochemistry 54: 233-236.
- Brenes, A.,** Slominski, B. A., Marquardt, R. R., Guenter, W. A. and Viveros, A. 2003. Effect of Enzyme Addition on the Digestibilities of Cell Wall Polysaccharides and Oligosaccharides from Whole, Dehulled, and Ethanol-Extracted White Lupins in Chickens. Poult. Sci. 82: 1716–1725.
- Breene, W.M.** 1994. Healthfulness and nutritional quality of fresh versus processed fruits and vegetables: a review. J. Food Serv. Sys. 8: 1–45.

- Bruck**, W.M., Graverholt, G. and Gibson, G.R. 2003. A twostage continuous culture system to study the effect of supplemental α -lactalbumin and glycomacropeptide on mixed cultures of human gut bacteria challenged with enteropathogenic *Escherichia coli* and *Salmonella* serotype Typhimurium. *J. Appl. Microbiol.* 95: 44–53.
- Casterline** J.L., Carolyn J.O. and Yuoh K. 1997. *In Vitro* Fermentation of Various Food Fiber Fractions. *J. Agric. Food Chem.* 45(7): 2463-2467.
- Cook**, E.M. and DuMont H.D. 1991. *Process Drying Practice*. New York McGraw-Hill, pp. 77-83.
- Chávez-Santoscoy**, R.A., Gutierrez-Uribe, J.A. and Serna-Saldívar, S.O. 2009. Phenolic composition, antioxidant capacity and *in vitro* cancer cell cytotoxicity of nine prickly pear (*Opuntia* spp.) juices. *Plant Foods Hum. Nutr.* 64(2): 146-152.
- Chau**, C. and Huang Y. 2003. Comparison of the chemical composition and physicochemical properties of different fibers prepared from the peel of *Citrus sinensis* L. *J. Agric. Food Chem.* 51: 2615-2618.
- Chau**, C. and Huang, Y. 2004. Characterization of passion fruit seed fibers a potential fiber source. *Food Chem.* 85: 189-194.
- Chen**, W.J., Anderson, J.W. and Jennings, D. 1984. Propionate may mediate the hypocholesterolemic effects of certain soluble plant fibers in cholesterol-fed rats. *Proc. Soc. Exp. Biol. Med.* 175: 215–218.
- Chimenos-Küstner**, E. 2008. Practical aspects in the prevention of oral cancer. *Avances odontostomatológicos.* 24(1): 122-129.

- Chung, K.T., Wong, T.Y., Wei, C.I., Huang, Y.W. and Lin Y.** 1998. Tannins and Human Health: A review. *Crit. Rev. Food Sci.* 38(6): 421-464.
- Claridades Agropecuarias.** 2001. El Nopal, Tradición alimenticia en México, no.98; Revista mensual producida y editada por Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria, Órgano Desconcentrado de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación.
- Day, A.J. and Williamson, G.,** 1999. Human metabolism of dietary quercetin glycosides. En: Gross, G.G., Hemingway, R.W., Yoshida, T. (Eds.), *Plant Polyphenols 2: Chemistry, Biology, Pharmacology, Ecology.* En: *Basic Life Sciences*, New York, 66: 415–434.
- Delgado-Vargas, F. and Paredes-López, O.** 2000. Natural pigments: carotenoids, Anthocyaninas, and betalainas-characteristics, biosynthesis, processing, and stability. *Critical Reviews in Food Sci. Nutr.* 40: 173-289.
- Delgado-Vargas, F. and Paredes-López, O.** 2003. Natural colorants for food and nutraceutical uses. 1a. edición. CRC Press. Boca Ratón, Florida. U.S.A. Capítulo 7: 113-157 y capítulo 10: 257-298.
- Devalraju, S., Arunasree, M., Karnati, R., Chandramohan, R., Gorla, R. and Reddanna P.** 2007. Betanin a betacyanin pigment purified from fruits of *Opuntia ficus-indica* induces apoptosis in human chronic myeloid leukemia Cell line-K562. *Phytomedicine* 14(11): 739-746.
- Dillard, C. J., and German, J. B.** 2000. Phytochemicals: nutraceuticals and human health, *J. Sci. Food Agric.* 80: 1744-1756.
- Dubois, M., Gilles, K. A., Hamilton, J. K., Rebers, P. A. and Smith, F.** 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *J. Anal. Chem.* 28: 350-356.

- Dudonne, S., Vitrac, X., Coutiere P., Woillez, M. and Mérillon, J.M.** 2009. Comparative study of antioxidant properties and total phenolic content of 30 plant extracts of industrial interesting using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC assays. *J. Agri. Food Chem.* 57(5): 1768–1774.
- Dwyer, J.** 1996. Is there a need to change the American Diet? En: *Dietary Phytochemicals in Cancer prevention and treatment.* *Adv. Exp. Med. Biol.* 401: 189-198
- Edwards, C.A., Gibson, G., Champ, M., Jensen, B.B., Mathers, J.C., Nagengast, F., Rumney, C. and Quehl, A.** 1996. *In vitro* method for quantification of the fermentation of starch by human faecal bacteria. *J. Sci. Food Agric.* 71: 209–217.
- Escudero-Álvarez, E. y González-Sánchez, P.** 2006. La fibra dietética. *Nutr. Hosp.* 21 (Supl. 2): 61-72.
- Fei, Q., Mao, L., Fang, X. and Wu, T.** 2008. Comparison of hot air-drying and freeze-drying on the physicochemical properties and antioxidant activities of pumpkin (*Cucurbita moschata* Duch.) flours. *Int. J. Food Sci. and Tech.* 43: 1195–1201.
- Ferguson, J. M. and Jones, P. G.** 2000. Production of short-chain fatty acids following *in vitro* fermentation of saccharides, saccharide esters, fructo-oligosaccharides, starches, modified starches and non-starch polysaccharides. *J. Sci. Food Agric.* 80: 166-170.
- Fukomoto, L.R. and Mazza, G.** 2000. Assessing antioxidant and pro-oxidant activities of phenolic compounds. *J. Agric. Food Chem.* 48: 3597-3604.
- García-Peris, P., Bretón-Lesmes, I.; De la Cuerda Compes, C. y Camblor-Álvarez, M.** 2002. Metabolismo colónico de la fibra. *Nutr. Hosp.* 17(Supl. 2): 11-16.

- García-Saucedo**, P., Valdez-Morales, M., Valverde, M.E., Hernández-Cruz, A. and Paredes-López, O. 2005. Plant regeneration of three *Opuntia* genotypes used as human food. *Plant Cell, Tiss. Org. Cult.* 80: 215–219.
- Geankoplis**, Christie J. 1993. *Transport Processes and Unit Operations*, 3rd ed. Prentice-Hall, pp. 395-399.
- Geleijnse**, J.M., Launer, L.J., Van der Kuip, D.A, Hofman, A. and Witteman, J.C. 2002. Inverse association of tea and flavonoid intakes with incident myocardial infarction: the Rotterdam study. *Am. J. Clin. Nutr.* 75: 880-886.
- Giami**, Y. and Alu, D. 1994. Changes in composition and certain functional properties of ripening plantain (*Musa* spp., AAB group) pulp. *Food Chem.* 50: 137-140.
- Gibson**, G.R. and Roberfroid M.B. 1995. Dietary modulation of the human colonic microbiote. Introducing the concept of prebiotics *J. Nutr.* 125: 1401-1412.
- Gibson**, G, Probert, H., van Loo, J., Rastall R. and Roberfroid M. 2004. Dietary modulation of the human colonic microbiota: updating the concept of prebiotics. *Nutr Res Rev* 17: 259–275.
- Gopal**, P.A., Sullivan, P.A. and Smart, J.B. 2001. Utilisation of galacto-oligosaccharides as selective substrates for growth by lactic acid bacteria including *Bifidobacterium lactis* DR10 and *Lactobacillus rhamnosus* DR20. *Int Dairy J* 11: 19–25.
- Goula**, A.M., Adamopoulos, K.G. and Kazakis, N.A. 2004. Influence of Spray Drying Conditions on Tomato Powder Properties. *Drying Technology.* 22(5): 1129–1151.
- Goula**, A. M. and Adamopoulos, K.G., 2005. Stability of lycopene during spray drying of tomato pulp, *Food Sci. Technol.* 38: 479–487.

- Gurrieri, S., Miceli, L., Lanza, C. M., Tomaselli, F., Bonomo, R. P. and Rizzarelli, E. 2000.** Chemical characterization of sicilian prickly pear (*Opuntia ficus-indica*) and perspectives for the storage of its juice. *J. Agric. Food Chem.* 48: 5424-5431.
- Guohua, C., Sofic, E. and Ronald, L.P. 1997.** Antioxidante and prooxidant behavior of flavonoids. Structure activity relationships. *Free Radical Biology and Medicine* 22(5): 749-760.
- Graham, T.L. 1991.** A rapid high resolution, high performance liquid chromatography, profiling procedure for plant and microbial aromatic secondary metabolites. *Plant Physiology.* 95: 584-593.
- Granado, F., Olmedilla, B. and Blanco, I. 2003.** Nutritional and clinical relevance of lutein in human health. *Brit. J. Nutr.* 90: 487-502.
- Granado, F.B., Olmedilla, I.B. and Rojas Hidalgo, E. 1992.** Carotenoid composition in raw and cooked Spanish vegetables, *J. Agric. Food Chem.* 40: 2135-2140.
- Granito, M., Champ, M., David, A., Bonnet, C. and Guerra M. 2001.** Identification of gasproducing components in different varieties of *Phaseolus vulgaris* by *in vitro* fermentation. *J Sci Food Agric* 81:543–50.
- Hart, D.J. and Scott, K. J. 1995.** Development and evaluation of an HPLC method for the analysis of carotenoids in foods, and the measurement of the carotenoid content of vegetables and fruits commonly consumed in the UK. *Food Chem.* 54: 101-11
- Hairi, B., Salle, G. and Andary, C. 1991.** Involvement of flavonoids in the resistance of two poplar cultivars to mistletoe (*Viscum album* L.). *Protoplasma* 162(19): 20–26.
- Ha-MA, M.C. and Mann, J.L. 2000.** A definition for dietary fibre. *Eur. J. Clin. Nutr.* 54: 861-864.

- Harwood, M. B.,** Danielewska-Nikiel, J.F., Borzelleca, G.W., Flamm, G.M. and Williams, T.C. 2007. A critical review of the data related to the safety of quercetin and lack of evidence of in vivo toxicity, including lack of genotoxic/carcinogenic propert. Food Chem. Toxicol. 45: 2179–2205.
- Hakkinen, S.H.,** Karenlampi S.O., Mykkanen H.M. and Torronen A.R. 2000. Influence of domestic processing and storage on flavonol contents in berries. J. Agric. Food Chem. 48:2960-2965.
- Hernández-Pérez, T.,** Carrillo-López, A., Guevara-Lara F., Hernández-Cruz, A. and Paredes-López, O. 2005. Biochemical and Nutritional Characterization of Three Prickly Pear Species with Different Ripening Behavior. Plant Food Hum. Nutr. 60: 195–200.
- Hirano, R.,** Sasamoto, W., Matsumoto, A., Itakura, H., Igarashi, O. and Kondo K. 2001. Antioxidant ability of various flavonoids against DPPH radicals and LDL oxidation. Internal Medicine I, National Defense Medical College, Tokorozawa, Saitama, Japan. J. Nutr. Sci. Vitaminol. 47: 357-362.
- Houérou, Henry.** 1996. The role of cacti (*Opuntia* spp.) in erosion control, land reclamation, rehabilitation and agricultural development in the Mediterranean Basin. J. Arid. Envir. 33(2): 135-159.
- Hungtington, D.H.** 2004. The influence of the Spray Drying Process on Product Properties. Drying Technology 22(6): 1261-1287.
- Hughes, S.A.,** Shewry, P.R., Li, L., Gibson, G.R., Sanz, M.L. and Rastall, R.A. 2007. *In Vitro* Fermentation by Human Fecal Microflora of Wheat Arabinoxylans. J. Agric. Food Chem. 55(11): 4589-4595.

- Hughes**, S.A., Shewry, P.R., Gibson, G.R., McCleary, B.V. and Rastall, R.A. 2008. *In vitro* fermentation of oat and barley derived β -glucans by human faecal microbiota. *FEMS Microbiol. Ecol.* 64: 482–493
- Jaramillo-Flores**, M. E., González-Cruz, M., Cornejo-Mazón, L., Dorantes-Álvarez, L., Gutiérrez-López, G.F. and Hernández-Sánchez, H. (2003). Effect of Thermal Treatment on the Antioxidant Activity and Content of Carotenoids and Phenolic Compounds of Cactus Pear Cladodes (*Opuntia ficus-indica*). *Food Sci. Technol. International.* 9(4): 271-278.
- Jiménez-Escrig**, A., Rincón, M., Pulido, R., and Saura-Calixto, F. 2001. Guava Fruit (*Psidium guajava* L.) as a New Source of Antioxidant Dietary Fiber. *J. Agric. Food Chem.* 49 (11): 5489-5493.
- Kader**, A. A. 2002. Cactus (prickly) pear: recommendations for maintaining postharvest quality. Available from:
<http://rics.ucdavis.edu/postharvest2/produce/ProduceFacts/Fruit/Cactus.shtml>
- Karppinen**, S., Liukkonen, K., Aura, A.M., Forssell, P. and Poutanen, K. 2000. *In Vitro* fermentation of polysaccharides of rye, wheat and oat brans and inulin by human faecal bacteria. *J. Sci. Food Agric.* 80: 1469-1476.
- Kaplan**, H. and Hutkins, R.W. 2000. Fermentation of fructooligosaccharides by lactic acid bacteria and bifidobacteria. *Appl. Environ. Microbiol.* 66: 2682–2684.
- Kim**, Dae-Ok., Lee, K.W., LEE, H.J. and Lee, C.Y. 2002. Vitamin C Equivalent Antioxidant Capacity (VCEAC) of Phenolic Phytochemicals. *J. Agric. Food Chem.* 50: 3713-3717.
- King**, A. and Young, G. 1999. Characteristics and occurrence of phenolic phytochemicals. *J. Am. Diet. Assoc.* 99(2): 213-218.

- Kurilich, A.C.** and Juvick, J.A. 1999. Quantification of carotenoid and tocopherol antioxidants in *Zea mays*. *J. Agr. Food Chem.* 47: 1948-1955.
- Lawal, O.S.** 2005. Funtionality of native and succinylated Lablab bean (*Lablab purpureus*) protein concentrate. *Food hidrocol.* 19: 63-72.
- Larrauri, J.A.,** Rupérez, P. and Saura Calixto, F. 1997. Effect of drying temperature on the stability of polyphenols and antioxidant activity of red grape pomace peels. *J. Agric. Food Quem.* 45: 390-398.
- Lazhar, Z.,** Ayed-Boussema, I., Ayed, Y., Bacha, H. and Hassen, W. 2009. The antigenotoxic activities of cactus (*Opuntia ficus-indica*) cladodes against the mycotoxin zearalenone in Balb/c mice: Prevention of micronuclei, chromosome aberrations and DNA fragmentation. *Food Chem. Toxicol.* 47: 662–667.
- Lebet, V.,** Arrigoni, E. and Amado, R. 1998. Measurement of fermentation products and substrate disappearance during incubationn of dietary fibre sources with human faecal flora. *Lebensm. Wiss. Technol.* 131: 473-479.
- Lintas, C.** and Cappelloni M. 1988. Content and composition of dietary fiber in raw cooked vegetables. *Food Sci. Nutr.* 42: 117- 124.
- Lintas, C.,** Cappelloni, M., Montalbano, S. and Gambelli, L. 1995. Dietary fiber in legumes: effects of processing. *Eur. J. Clin. Nutr.* 49(53): 299-302.
- Linares, E.,** Thimonier, C. and Degre, M. 2007. The effect of NeOpuntia on blood lipid parameters--risk factors for the metabolic syndrome (syndrome X). *Adv. Ther.* 24(5): 1115-25.

- Lombard, K., Peffleyb, E., Geoffriauc, E., Thompsond, L. and Herringe, A.** 2005. Quercetin in onion (*Allium cepa* L.) after heat-treatment simulating home preparation. *J. Food Compos. Anal.* 18: 571–581.
- Macy, J., Ljungdahl, L. and Gottschalk, G.** 1978. Pathway of succinate and propionate formation in *Bacteroides fragilis*. *J. Bacteriol.* 134: 84-91.
- Mares-Perlman, J.A., Millen, A.E., Ficek, T.L. and Hankinson, S.E.** 2003. The body of evidence to support a protective role for lutein and zeaxanthin in delaying chronic disease. Overview, *J. Nutr.* 132: 518S-524S.
- Martínez, S. G., García, B. S. y Ocaña, C.R.** 1993. Construcción y operación de un secador experimental. *Rev. Ciencias Alim.* 1(14): 24-27.
- Martínez, H. E., Lobato, V., y Chávez, G.** 2004. “Estudio de algunas propiedades Físicoquímicas de nopal (*Opuntia* sp.) deshidratado a diferentes temperaturas”. *Rev. Chil. Nutr.* 21(1): 203-253.
- Matsuhiro, B., Lillo, L., Sáenz, C., Urzúa, C. and Zárate, O.** 2006. Chemical characterization of the mucilage from fruits of *Opuntia ficus indica*. *Carbohydrate Polymer*, 63: 263–267.
- Majdoub, H., Roudesli, S., Picton, L., Le Cerf, D., Muller, G. and Grisel, M.,** 2001. Prickly pear nopals pectin from *Opuntia ficus indica* physico-chemical study in dilute and semi-dilute solutions. *Carbohydrate Polymers* 46: 69–79.
- Mateu de Antocio, X.** 2004. La Fibra en la Alimentación. *Farmacia hospitalaria* nº 3.
- Masteau, P.** 2001. Prebiotics and probiotics for gastrointestinal health. *Clin. Nutr. (suppl 1)*: 41-45.
- Mizhari, Y., Nerd, A. and Nobel, P.S.** 1997. Cacti as crops. *Horticultural Reviews* 18: 291-319.

- Morales, M.A., Segura-Figueroa, M. y Bustamante-Delgado S.** 2003. Revista de fitoterapia 3(2): 135-144.
- Mortensen, P.B. and Clausen, M. R.** 1996. Short-chain fatty acids in the human colon: relation to gastrointestinal health and disease. Scand. J. Gastroenterol. 31: 132S-148S.
- Montgomery, D. C.** 1991. Diseño y Análisis de Experimentos. 1^a. ed. Iberoamericana, México. pp. 70-72.
- Monsma, D.J. and Marlett, J.A.,** 1996. Fermentation of carbohydrate in rat ileal excreta is enhanced with cecal inocula compared with fecal inocula. J. Nutr. 126: 554–563.
- Monsma, D.J., Thorsen P.T., Vollendorf N.W., Crenshaw T.D. and Marlett J.A.** 2000. *In vitro* fermentation of swine ileal digesta containing oat bran dietary fiber by rat cecal inocula adapted to the test fiber increases propionate production but fermentation of wheat bran ileal digesta does not produce more butyrate. J Nutr 130: 585–593.
- Muñoz, M., Chávez, A., Valles, V. and Roldan, J.A.** 1995. The nopal: A plant of manifold qualities. World Reviews on Nutrition and diet 77: 109-134.
- Moyna, P. and Difabio J.L.** 1979. Composition of cactaceae mucilages. Planta médica 43: 207-209.
- Muzquiz, M. B., Ayet, C., Pedrosa, G.,and Cuadrado, C.** 1999. The investigation of antinutritional factors in *Phaseolus vulgaris*. Environmental and varietal differences Biotechnol. Agron. Soc. Environ. 3 (4): 210–216.
- McCabe, W. L., Smith, J. C. and Harriott, P.** 1998. “Unit operations of chemical engineering” McGraw- Hill. New York. pp. 835-876.

- McBurney**, M. I. and Thompson, L. U. 1978. Effect of human faecal inoculum on *in Vitro* fermentation variables. *Br. J. Nutr.* 58: 233-243.
- Myhrstad**, M.C., Carlsen H., Nordstrom O., Blomhoff, R. and Moskaug, J.O. 2002. Flavonoids increase the intracellular glutathione level by transactivation of the gamma glutamylcysteine synthetase catalytical subunit promoter. *Free Radic. Biol. Med.* 32: 386-393.
- Nugent**, A. P. 2005. Health properties of resistant starch. *Nutr. Bull.* 30: 27-54.
- Olano-Martín**, E., Mountzouris, K.C., Gibson, G.R. and Rastall R.A. 2000. *In vitro* fermentability of dextran and maltodextrin by human gut bacteria. *Br. J. Nutr.* 83: 247-255.
- Olano-Martín**, E., Gibson, G. and Rastall R. 2002. Comparison of the *in vitro* bifidogenic properties of pectins and pecticoligosaccharides. *J Appl Microbiol* 93: 505.
- Orchel**, A.M., Dzierzewicz, Z., Parfiniewicz, B., Weglrsz, L. and Wilczok T. 2005. Butyrate-Induced differentiation of colon cancer cells in PKS and JNK dependent. *Digestive Diseases and Sciences.* 50(3): 490-498.
- Pacheco**, E. y Rivas N. 1992. Efecto de la hidrólisis con tripsina y pepsina sobre las propiedades funcionales de la harina de ajonjolí. *Rev. Fac. Agron. (Maracay).* 18: 107-117.
- Panico**, A.M., Cardile V., Garufi F., Puglia C., Bonina F. and Ronsisvalle S. 2007. Effect of hyaluronic acid and polysaccharides from *Opuntia ficus indica* (L.) cladodes on the metabolism of human chondrocyte cultures. *J. Ethnopharmacol.* 111(2): 315-21.
- Panico**, A.M., Cardile, V., Garufi, F., Puglia, C., Bonina, F. and Ronsisvalle, G., 2005. Protective effects of *Capparis spinosa* on chondrocytes. *Life Sci.* 77: 2479–2488.

- Park, Y., Koo, M., Ikegaki, M. and Contado, J.** 1997. Comparison of the flavonoid aglycone contents of *Apis mellifera propolis* from various regions of Brazil. *Arq. Biol. Tecnol.* 40 (1): 97-106.
- Park, E.H., Kahng, H., Lee, S.H. and Shin, H.** 2001. An anti-inflammatory principle from cactus cladodes. *Fitoterapia* 72: 288–290.
- Piga, A.** 2004. Cactus pear: a fruit of nutraceutical and functional importance. *J. Profess. Assoc. Cactus Dev.* pp. 9-22.
- Podsedek, A.** 2007. Natural antioxidants and antioxidant capacity of *Brassica* vegetables: a review. *LWT* 40: 1-11.
- Pouget, C., Fagnere, C. and Basly, J.P.** 2008. Synthesis and aromatase inhibitory activity of flavanones. *Pharm. Res.* 19: 286- 291.
- Prakongpan, T., Nitithamyong, A. and Luangpituska, P.** 2002. Extraction and application of dietary fiber and cellulose from pineapple cores. *J. Food Sci.* 67: 1308-1313.
- Ramírez, A. y Pacheco de Delahaye, E.** 2009. Propiedades funcionales de harinas altas en fibra dietética obtenidas de piña, guayaba y guanábana. *Interciencia* 34(4): 134-140.
- Raghavendra, S., Ramachandra, S., Rastogi N., Raghavarao, K., Kumar, S. and Tharanathan, R.** 2006. Grinding characteristics and hydration properties of coconut residue: A source of dietary fiber. *J. Food Eng.* 72: 281-286.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M. and Rice-Evans, C.** 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical. Biol. Med.* 26: 1231–1237.

- Redondo, L.** 2002. Propiedades de la fibra dietética. En: La Fibra Terapéutica Ed. Glosa. Barcelona. pp. 29-51.
- Robert, E. Treybal** 1998. Mass Tranfer Operations. Mc Graw Hill. Tomo I pp. 140-151.
- Rodriguez-Cabezas, M. E., Gálvez, J., Lorente, M, D. and Concha, A.** 2002. Dietary fiber down-regulates colonic tumor necrosis factor alpha and nitric oxide production in trinitrobenzenesulfonic acid-induced colitic rats. *J. Nutr.* 132: 3263-3271.
- Rosado, J. y Díaz, M.** 1995. Propiedades fisicoquímicas relacionadas con función gastrointestinal de seis fuentes de fibra dietética. *Rev. Invest. Clin.* 47(4): 283-289.
- Rodríguez, S.E. y Nava, C.A.** 1999. Nopal, riqueza agroecológica de México. Secretaria de educación Pública, México D.F. pp. 21-23.
- Rodríguez-Amaya, D.B.** 1999. Latin American food sources of carotenoids. *Archivos Latinoamericanos de nutrición* 49(1): 74-84.
- Ross, J. A. and Kasum, C. M.** 2002. Dietary flavonoids: bioavailability, metabolic effects, and safety. *Annu. Rev. Nutr.* 22: 19-34.
- Rojas-Hidalgo, E.** 1994. La fibra dietética. Rojas Hidalgo E, editor. Los carbohidratos en nutrición humana. Madrid. Aula Médica, pp. 121-137.
- Roland, N., Nugon-Baudon, L., Andrieux, C. and Szylit, O.**1995. Comparative study of the fermentative characteristics of inulin and different types of fibre in rats inoculated with a human whole fecal flora. *Br. J. Nutr.* 74: 239-249.
- Rycroft, C.E., Jones, M.R., Gibson, G.R. and Rastall, R.A.** 2001. Fermentation properties of gentio-oligosaccharides. *Lett. Appl. Microbiol.* 32:156–161.

- Sánchez,** Bell, G. 2006. Al nopal no sólo hay que verlo cuando tiene tunas. Cuadernos de Nutrición. 29(2): 62-65.
- Samejima,** M., Irate, G.H. and Kioda, Y. 1982. Studies on microcapsules. I. Role and effect of coactivation inducing agent in the microcapsule of ascorbic acid by a phase separation method. Chemical and pharmaceutical bulletin, 30: 2894-2899.
- Sáenz,** C., Pak, N., Sepúlveda, E. y Lecaros, M. 1997. Caracterización de harina de cladodio de nopal. Memorias. 7° Congreso Nacional y 5° Internacional sobre Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Monterrey, México; pp. 302-303.
- Sáenz,** C. 2000. Processing technologies for cactus pear. Journal of Arid Environments 46: 209-225.
- Saskia,** A., Van Accker and Bast, A. 1998. Structural Aspects of Antioxidant Activity of Flavonoids. En: Flavonoids in health and Disease. Ed Marcel Dekker, INC. New York, 9: 221-251.
- Sayar,** S., Jannink, J.L. and White. J.P. 2007. Digestion Residues of Typical and High- β -Glucan Oat Flours Provide Substrates for *in Vitro* Fermentation. J. Agric. Food Chem. 55 (13): 5306-5311.
- Servicio de información agroalimentaria y pesquera (SIAP).** 2008. Resumen nacional de producción agrícola, avance de siembras y cosechas. Dirección electrónica: http://www.campomexicano.gob.mx/portal_siap
- Sedat,** S., Jean-Luc J. and Pamela J.W. 2007. Digestion Residues of Typical and High- β -Glucan Oat Flours Provide Substrates for *in Vitro* Fermentation. J. Agric. Food Chem. 55:5306-5311.

- Sen, C.K., Khanna, S., Gordillo, G., Bagchi, D., Bagchi, M. and Roy, S.** 2002. Oxygen, Oxidants, and Antioxidants in Wound Healing: A Emerging Paradigm. *Ann. NY Acad. Sci.* 957: 239-249.
- Sepúlveda, E., Sáenz, C., Aliaga, E. and Aceituno, C.** 2007. Extraction and characterization of mucilage in *Opuntia* spp. *J. Ar. Environ.* 68(4): 534-545.
- Singleton, V. L. and Rossi, A.** 1965. Colorimetry of total phenolics with phospho molybdic-phosphotungstic acid reagents. *Am. J. Enol. Vitic.* 16: 144-158.
- Southgate, D; Hudson, G.J. and Englyst, H.** 1978. The analysis of dietary fiber, their choices for the analyst. *J. Sci. Food Agric.* 1(29): 978-988.
- Soong, Y.Y. and Barlow, P.J.** 2004. Antioxidant activity and phenolic content of selected fruit seeds. *Food Chem.* 88: 411–417.
- Su-Feng, C., Chiu-Lan, H. and Gow-Chin, Y.** 2008. The protective effect of *Opuntia dillenii* Haw fruit against low-density lipoprotein peroxidation and its active compounds. *Food Chem.* 106(2): 569-575.
- Shanmugavelu, M., Ram-Sudheer, A., Venugopal, P. and Namasivayam, N.** 2008. Protective effect of quercetin on nicotine-induced prooxidant and antioxidant imbalance and DNA damage in Wistar rats. *Clin. Toxicol.* 243: 207–215.
- Shiga, M.T. and Filisetti, M.T.** 2003. Cell wall polysaccharides of common beans (*phaseolus vulgaris* L) *Cienc. Tecnol. Aliment. Campinas.* 23(2): 141-148.
- Snart, J., Bibiloni, R. and Grayson, T.** 2006. Supplementation of the diet with high-viscosity beta-glucan results in enrichment for lactobacilli in the rat cecum. *Appl Environ Microbiol* 72: 1925–1931.

- Snijman, W., Swanevelder, S., Joubert, E., Green, I.R. and Wentzel C.A.** 2007. The antimutagenic activity of the major flavonoids of rooibos (*Aspalathus linearis*): Some dose–response effects on mutagen activation–flavonoid interactions. *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*. 631(2): 111-123.
- Stevenson, A., Buchanan, C.J., Abia, R. and Eastwood, M.A.,** 1997. A simple *in vitro* fermentation system for polysaccharides the effects of fermenter fluid surface area/fluid volume ratio and amount of substrate. *J. Sci.Food Agric.* 73: 101–105.
- Stintzing-Florian, C., Feugang, J.M., Konarski, P., Daming, Z. and Champing Z.** 2005. Nutritional and medicinal use of cactus pear (*Opuntia* spp.) cladodes and fruits. *Frontiers in Bioscience* 11: 2574-2589.
- Taylor, C.B.** 1996. Control of cyclic carotenoid biosynthesis: *The plant cell* 8: 1447-1450.
- Terao, J., Yamaguchi S. and Shirai, M.** 2001. Protection by quercetin and quercetin 3-O-beta-D-glucuronide of peroxynitrite-induced antioxidant consumption in human plasma low-density lipoprotein. *Free Radic. Res.* 35: 925-931.
- Tesoriere, L., Butera, D., Pintaudi, A.M., Allegra M. and Livrea, M.** 2005. Supplementation with cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) fruit decreases oxidative stress in healthy humans: a comparative study with vitamin C. *Am. J. Clin. Nutr.* 80(2): 391-395.
- Tolonen, M.** 1988. Anti-oxidant supplementation decreases TBA reactants in serum of elderly. *Biol. Trace Elem. Res.* 17: 221-228.
- Topping, D.L. and Clifton, M.P.** 2001. Short-chain fatty acids and human colonic function: Roles of resistant starch and non-starch polysaccharides. *Physiol. Rev.* 81:1031–1059.
- Trowell, H., Southgate D.A., Wolever T.M.S., Lead S.A.R., Gassul, M.A. and Jenkins D.J.A.** 1976. Dietary fiber redefined. *Lancet* 1976, i: 967 (letter).

- Tsimidou, M.** 1998. Polyphenols and quality of virgin olive oil in retrospect. *Ital J. Food Sci.* 2(10): 99-116.
- Van Laere, K., Hartemink, R., Bosveld, M., Schols, H. and Voragen A.** 2000. Fermentation of plant cell wall derived polysaccharides and their corresponding oligosaccharides by intestinal bacteria. *J Agric Food Chem* 48: 1644–1652.
- Vardakou, M., Nuño P.C., Gasson M., Narbad A. and Christakopoulos P.** 2007. *In vitro* three-stage continuous fermentation of wheat arabinoxylan fractions and induction of hydrolase activity by the gut microflora. *International Journal of Biological Macromolecules* 41: 584–589.
- Vasco, C., Ruales, J. and Kamal-Eldin, A.** 2008. Total phenolic compounds and antioxidant capacities of major fruits from Ecuador. *Food Chem.* 111(4): 816-823.
- Vergara-Valencia, N., Granados-Pérez, E., Agama-Acevedo, E., Tovar J., Ruales J. and Bello-Pérez, L.** 2006. Fiber concentrate from mango fruit: Characterization, associated antioxidant capacity and application as a bakery product ingredient. *LWT-Food Sci. Technol.* 40: 722-729.
- Villarroel, M., Acevedo C., Yañez E. and Bioley, E.** 2003. Propiedades funcionales de la fibra del musgo *Sphagnum magellanicum* y su utilización en la formulación de productos de panadería. *Arch. Latinoam. Nutr.* 53: 400-407.
- Walton, D.E.** 2000. The morphology of spray dried particles a qualitative view. *Drying Technology.* 18(9): 1943–1986.
- Wallace, R.S. and Gibson A.C.** 2002. Evolution and Systematics. En: *Cacti: Biology and Uses.* Eds. Nobel PS, University of California Press Berkeley-Los Angeles-London, 1-21.

- Waldecker, M., Kautenburger, T., Daumann, H., Veeriah, S., Will, F., Dietrich, H., Pool Zobel B.L. and Schrenk, D.** 2008. Histone-deacetylase inhibition and butyrate formation: fecal slurry incubations with apple pectin and apple juice extracts. *Nutrition* 24:366–74.
- Walker, W., Duncan, HS., Leitch McWCE., Child, W.M. and Flint, J.H.** 2005. pH and peptide supply can radically alter bacterial populations and short-chain fatty acid ratios within microbial communities from the human colon. *Appl Environ Microb* 71(7):3692–700.
- Welti-Chanes, J.** 2001. Novedades y alternativas para el procesamiento de frutas. *Agrotecnia* Vol. III pp. 136-142.
- Willems, A., Amat, M. and Collins, M.** 1996. Phylogenetic analysis reveals three distinct groups of species within the *Clostridium subphylum* of the Gram-positive bacteria. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 46: 195-199.
- Wood, P.J., Arrigoni, E., Miller, S.S. and Amado, R.** 2002. Fermentability of oat and wheat fractions enriched in β -glucan using human fecal inoculation. *Cereal Chem.* 79: 445-454.
- Wong, K., Wong, K.Y., Kwan, H.S. and Cheung, P.** 2005. Dietary Fibers from Mushroom Sclerotia: 3. *In Vitro* Fermentability Using Human Fecal Microflora. *J. Agric. Food Chem.* 53: 9407-9412.
- Whistler, R.L. and Daniel, J.L.** 1988. Carbohydrates. In *Food Chemistry*. Second Ed., Fennema, O.W. (Ed). Marcel Dekker, Inc., New York. 96-105.
- Yang, N., Mouming, Z., Banghao, Z., Bao, Y., Chunhui, C., Chun, C. and Yueming, J.** 2008. Anti-diabetic effects of polysaccharides from *Opuntia monacantha* cladode in normal and streptozotocin-induced diabetic rats. *Innov. Food Sci. Emer. Technol.* doi:10.1016/j.ifset.2007.12.003.

Yu, J., Vasanthan, T. and Tamelli, F. 2001. Analysis of phenolic acids in barley by high-performance liquid chromatography. *J. Agric. Food Chem.* 49: 4352–4360.

Yuarn, J. and Ching Y. T. 2007. Determination of total phenolic and flavonoid contents in selected fruits and vegetables, as well as their stimulatory effects on mouse splenocyte proliferation. *Food Chem.* 101: 140–147.

Zaragoza, M., Pérez, R. and Navarro, Y. 2001. Propiedades funcionales y metodología para su evaluación en fibra dietética. En: *Fibra dietética en Iberoamérica: tecnología y salud: obtención, caracterización, efecto fisiológico y aplicaciones en alimentos.* 14: 195-209.

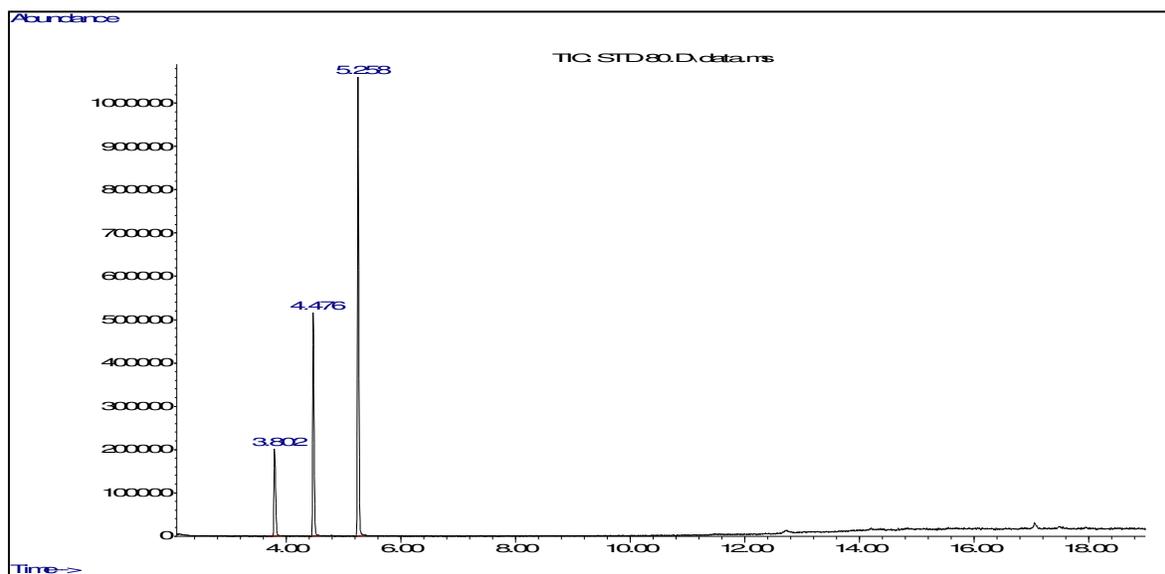
Zaripheh, S. and Erdman, J.W. 2003. Factors that influence the bioavailability of xanthophylls. *J. Nutr.* 132: 531S-534S.

http://www.niro.dk/ndk_website/NIRO/cmsdoc.nsf/WebDoc/ndkk5hmc6zSprayDryrs

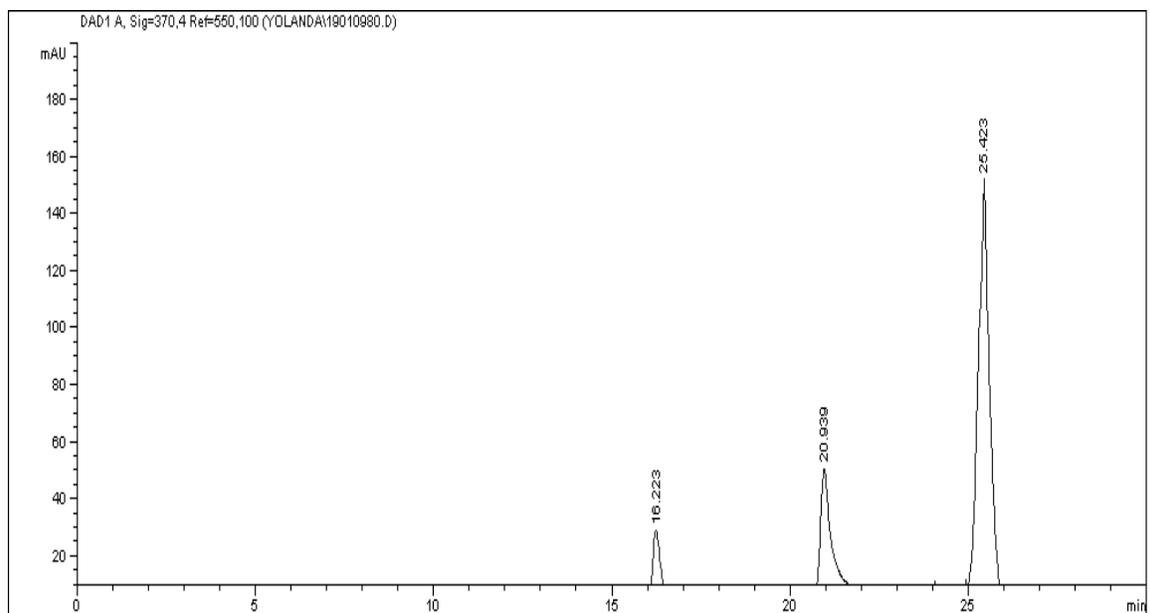
http://kutschelis.de/Produkte/Technische_Lehrmittel/Versorgungstechnik/Fliessbettrockner/fluidbeddryer.pdf

<http://www.techanalysis.com/freeze-drying.htm>

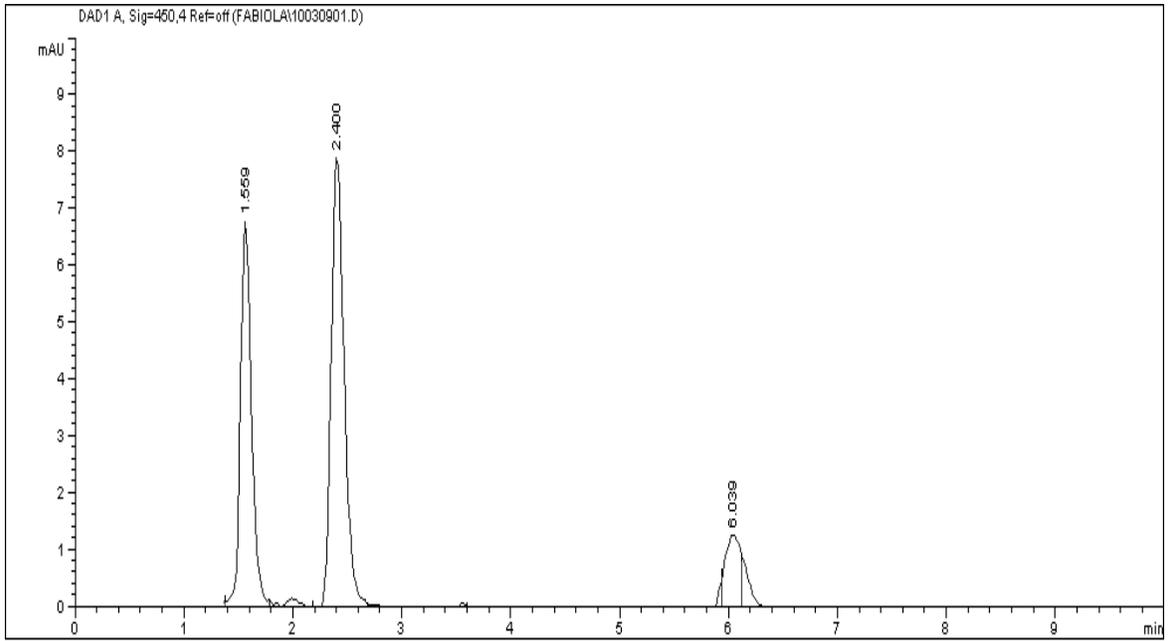
X. APÉNDICE



Cromatograma de tiempos de retención de ácidos grasos de cadena corta: acético (3.8 min), propiónico (4.47 min) y butírico (5.25 min).



Cromatograma de tiempos de retención de flavonoles: isorhamnetina (16.22 min), kaempferol (20.9 min) y quercetina (25.42 min).



Cromatograma de tiempos de retención de carotenos: luteína (1.55min), β -criptoxantina (2.4 min) y β -caroteno (6.0 min).