



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Ciencias Químico Biológicas
Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos

**Compuestos Bioactivos de Maíz (*Zea mays* L.) Criollo Azul
de la raza Elotero de Sinaloa. Efecto del Procesamiento
sobre su Actividad Antioxidante**

TESIS

Que presenta

IBQ Mariela Menchaca Armenta

Para obtener el grado de

Maestra en Ciencia y Tecnología de Alimentos

Directores

Dr. Jorge Milán Carrillo

Dra. Saraíd Mora Rochín

Culiacán, Sinaloa, México, Febrero de 2016

El presente trabajo de investigación titulado “ **Compuestos Bioactivos de Maíz (*Zea mays L.*) Criollo Azul de la raza Elotero de Sinaloa. Efecto del Procesamiento sobre su Actividad Antioxidante**”, se desarrolló en el Laboratorio de Nutracéuticos (Laboratorio 18), Doctorado en Biotecnología, Facultad de Ciencias Químico Biológicas en la Universidad Autónoma de Sinaloa. Los C. Dr. Jorge Milán Carrillo y Dra. Saraid Mora Rochín, participaron como Directores de Tesis. El proyecto recibió financiamiento de la Universidad Autónoma de Sinaloa (PROFAPI-2014-137), del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT, No. 168279) y beca de terminación de tesis por CONACyT (No. de becario 23215), cuyo responsable técnico fue la Dra. Saraid Mora Rochín.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Culiacán el día 10 del mes de Febrero del año 2016, el (la) que suscribe Mariela Menchaca Armenta alumno (a) del Programa de Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos con número de cuenta 1375602-8, de la Unidad Académica Facultad de Ciencias Químico Biológicas, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de la Dra. Saraid Mora Rochín y el Dr. Jorge Milán Carrillo y cede los derechos del trabajo titulado “ Compuestos Bioactivos de Maíz (*Zea mays* L.) Criollo Azul de la Raza Elotero de Sinaloa. Efecto del Procesamiento sobre su Actividad Antioxidante ”, a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales.

La Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México) protege el contenido de la presente tesis. Los usuarios de la información contenida en ella deberán citar obligatoriamente la tesis como fuente, dónde la obtuvo y mencionar al autor intelectual. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Mariela Menchaca A.

Mariela Menchaca Armenta
Nombre completo y firma

AGRADECIMIENTOS

Gracias a **Dios** por permitirme estar aquí.

A mi querida madre **Macrina Armenta Villaseñor**, eres mi ángel de la guarda, porque con tu educación y amor supiste crear en mí una persona con valores y aspiraciones en la vida. Gracias por tu apoyo incondicional, por creer en mí, por consentirme y reprenderme cuando fué necesario, me has enseñado tanto que no tengo como agradecer todo tu esfuerzo y sacrificio. Te amo con todo mi corazón, este trabajo es para ti.

A mis ángeles, que se que hoy están cuidándome desde el cielo, **mamamá** y tía **Sandra**, por que fueron otras madres para mí, y por que ayudaron en mi formación a pesar de tantas cosas. Nunca las olvidare, están presente en mis pensamientos cada día y en cada decisión que tomo. Este trabajo se los dedico, por que en su memoria y por enorgullecerlas decidí participar en este proyecto de vida.

A mis otros ángeles en la tierra, tío **Agustín** y tía **Elizabeth**, por que nunca me han dejado de la mano, me ofrecieron y abrieron las puertas de su casa, y mas que eso, me han permitido estar cerca de ustedes y sentirme como una hija mas, no tengo palabras suficientes para expresarles mi eterna gratitud. Han sido una parte fundamental en mi formación. Espero algún día poder corresponder a tanto cariño y apoyo de su parte, porque sin ustedes esto hubiera sido mas difícil. Los amo.

A mi hermano **Gabriel**, porque este mundo se hubiera sentido solitario sin tu presencia a mi lado, te adoro con toda mi alma, gracias por existir, eres mi cómplice, mi respaldo, que dios te cuide y te mantenga siempre así.

A mis queridos tios, **Victor** y **Adriana**, por que a pesar de estar lejos, siempre hemos sentido su amor y apoyo incondicional.

A mis adorados primos, **Grecia, Valeria, Gabriela, Liv, Anahi, Itzany, Alejandra, Gisel, Marcela, Maria José, Adriana, Gabriel, Victor**, porque son una luz muy especial en mi vida.

A mis amigos, **Alfredo, Irlanda, Elsa, Misael, Jasiel, Lorena, Lucero, Tomás, Fabiola, Jennifer, Ihonely, Ana Luisa, Victoria, Ricardo, Mariana, Cielo, Marilú, Rosa, Yancy, Yamel, Juan**, por que son la familia que elegí tener, los admiro y respeto profundamente.

A la **Universidad Autónoma de Sinaloa**, por permitirme realizar mi maestría a través de la **Facultad de Ciencias Químico Biológicas**.

A la **Dra. Saraid Mora Rochín**, por haberme permitido tener el honor de formar parte de su excelente grupo de trabajo, por sus consejos, por su paciencia, por su tiempo, por su comprensión en diversias situaciones presentadas a lo largo de este trabajo, pero sobre todo por haber depositado su confianza en mi. Mil gracias. Siempre contará con toda mi admiración y respeto.

Al **Dr. Jorge Milán Carrillo**, por haberme aceptado como tesista en su proyecto, por haber dedicado tiempo a escuchar mis dudas e inquietudes y haber confiado en mis capacidades. Fue un verdadero honor pertenecer a su valioso equipo de trabajo.

Al **Dr. Cuauhtémoc Reyes Moreno**, por todo su apoyo, por sus acertadas observaciones y por su colaboración en este proyecto.

A mis compañeros de laboratorio, **Ana Maria, Oscar, Faby, Dyana, Yudith, Nallely, Radamés, Carlos, Jesús, Evelyn, Dulce María, Fernando, Brenda, Jorge, Daniel, Karla**, por su apoyo, explicaciones, observaciones, pero principalmente por su amistad brindada. Gracias chicos.

A las doctoras, **Edith y Liliana**, por brindarme su asesoría y apoyo en la realización de este proyecto, por su amistad y su tiempo, muchísimas gracias.

A los doctores Julio, Siomara, Roberto, Ernesto, Yareli, Jose Ángel, por haberme ayudado a desarrollar parte de mi trabajo y permitido trabajar en sus laboratorios, muchas gracias.

I INDICE GENERAL

	Pág.
ÍNDICE DE FIGURAS	v
ÍNDICE DE CUADROS	vi
I RESUMEN	1
II INTRODUCCIÓN	5
III REVISIÓN DE LA LITERATURA	7
A RADICALES LIBRES EN SISTEMAS BIOLÓGICOS	7
1 Biomecanismo de formación de radicales libres	7
2 Fuentes generadoras de radicales libres	9
a Fuentes endógenas	11
b Fuentes exógenas	11
3 Efecto nocivo de los radicales libres	14
4 Función fisiológica de los radicales libres en el cuerpo humano	16
5 Estrés oxidativo	17
6 Sistema de defensa antioxidante del cuerpo	19
a Defensa enzimática celular	21
b Antioxidantes no enzimáticos	23
B MAÍZ (<i>Zea mays</i> L.)	26
1 Origen y diversidad	26
a Razas criollas de maíz	27
b Diversidad genética en Sinaloa	29
1) Maíz azul Raza Elotero de Sinaloa	31
2 Compuestos bioactivos en maíz azul	33
a Compuestos fenólicos	33
1) Ácidos fenólicos	36
2) Flavonoides	36
3 Propiedades nutraceuticas de los compuestos fenólicos	43
4 Medición de la actividad antioxidante	43
a ORAC	46

b DPPH	48
5 Preparaciones culinarias tradicionales y usos especiales del maíz	48
a Tortilla	52
6 Tipos de procesos para la elaboración de tortillas	53
a Nixtamalización tradicional	53
b Extrusión-cocción-alkalina	55
1) Cambios en el contenido de antocianinas y fenólicos en productos nixtamalizados por el método tradicional y por extrusión-cocción-alkalina	57
IV JUSTIFICACIÓN	62
V HIPÓTESIS	63
VI OBJETIVOS	64
A OBJETIVO GENERAL	64
B OBJETIVOS ESPECIFICOS	64
VII MATERIALES Y METODOS	65
A MATERIALES	65
B METÓDOS	65
1 Características físicas y fisicoquímicas de los granos	65
a Dimensiones físicas	65
b Peso de 1000 semillas	65
c Peso hectolítrico	65
d índice de dureza	66
1) Índice de flotación	66
2) Pericarpio remanente	66
2 Propiedades fisicoquímicas de los granos de maíz azul y blanco comercial	67
a Diferencia total de color (ΔE)	67
b pH	67
c Densidad Aparente	67
3 Composición química	68
a Humedad	68

b Proteína	68
c Lípidos	69
d Minerales	69
e Carbohidratos	69
4 Obtención de harinas de maíz criollo azul	69
5 Elaboración de tortillas a partir de harinas instantáneas extruidas de maíz azul y blanco comercial	70
6 Obtención de harinas de tortillas de tortillas de maíz azul y blanco extruido	70
7 Determinación de la composición química de tortillas de maíz azul y blanco comercial extruidas	70
8 Propiedades fisicoquímicas de tortillas extruidas	71
9 Compuestos bioactivos	71
a Obtención de extractos fenólicos	71
1) Extractos de fenólicos libres	71
2) Extractos de fenólicos ligados	71
b Preparación de extractos ricos en antocianinas	72
1) Extracto crudo	72
2) Extracto concentrado de polifenoles	72
3) Extracto de antocianinas	73
c Determinación de compuestos fenólicos totales	75
d Caracterización de ácidos fenólicos	75
1) Análisis por cromatografía de alta resolución (HPLC)	75
e Determinación de antocianinas totales	75
f Caracterización de antocianinas	76
1) Análisis por Cromatografía de Alta Resolución (HPLC)	76
2) Análisis por espectrometría de masas (MS)	77
2) Análisis por resonancia magnética nuclear (RMN)	77
10 Determinación de capacidad antioxidante	77
1) ORAC	77
2) DPPH	78

11	Análisis estadístico	79
VIII	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	79
A	CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DEL GRANO CRUDO DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL	80
B	PROPIEDADES FÍSICOQUÍMICAS DEL GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL	84
C	COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL GRANO CRUDO Y TORTILLAS DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL	87
D	COMPUESTOS BIOACTIVOS EN GRANO CRUDO Y TORTILLAS DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL	90
E	PERFIL DE ÁCIDOS FENÓLICOS EN GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL	94
F	PERFIL DE ANTOCIANINAS PRESENTES EN GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAIZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL POR HPLC, MS Y RMN	99
G	ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFILICA POR EL MÉTODO ORAC Y DPPH DEL GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL	108
1	Actividad antioxidante por ORAC	108
2	Actividad antioxidante por DPPH	111
IX	CONCLUSIONES	114
X	BIBLIOGRAFÍA	116
	ABREVIATURAS	139

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Pag
1	Formación de radicales libres en el transporte de electrones	10
2	Daño a biomoléculas producidas por los radicales libres	15
3	Desbalance entre oxidantes y antioxidante	20
4	Clasificación de los antioxidantes	22
5	Efectividad de diversos antioxidantes en el cuerpo humano	24
6	Mazorcas de la raza Elotero de Sinaloa	32
7	Biosíntesis fenólica	35
8	Estructura de la pared celular primaria vegetal y la reticulación entre los componentes estructurales y compuestos fenólicos	38
9	Biosíntesis de las antocianinas	40
10	Mecanismos de reacción por transferencia de electrones y transferencia de átomos de hidrógeno	47
11	Perfil de ácidos fenólicos presentes en tortilla de maíz azul	96
12	Cromatograma de HPLC de extractos ricos en antocianinas identificadas a 520 nm	100
13	Espectros de masas en ion positivo de tortilla de maíz azul	105
14	Cont. Espectros de masas en ion positivo de tortilla de maíz azul	106
15	Espectro de ¹ H RMN (400 MHz) del extracto rico en antocianinas de tortilla	109

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Pag
1	Radicales libres y oxidantes encontrados en la fisiología humana	8
2	Fuentes endógenas generadoras de radicales libres	12
3	Fuentes exógenas generadoras de radicales libres	13
4	Funciones fisiológicas de las especies reactivas de oxígeno	18
5	Fuentes de sustancias antioxidantes de origen dietético	25
6	Clasificación de las razas mexicanas de maíz	30
7	Ácidos fenólicos en maíz	37
8	Antocianinas reportadas en maíz azul	42
9	Tipos de ensayos para la medición de la actividad antioxidante	45
10	Usos comunes del maíz	50
11	Contenido de compuestos fenólicos totales y antocianinas en diversas variedades de maíz	61
12	Características físicas de los granos de maíz azul y blanco	81
13	Propiedades fisicoquímicas del grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco	86
14	Composición química del grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco	89
15	Compuestos fenólicos y antocianinas en grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco	91
16	Ácidos fenólicos en grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco	95
17	Antocianinas detectadas por HPLC en grano crudo y tortilla de maíz azul	102

18	Antocianinas detectadas por espectrometría de masas en grano crudo y tortilla de maíz azul	104
19	Actividad antioxidante de grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco	113

I RESUMEN

En México, los maíces (*Zea mays* L.) de grano azul se destinan a la elaboración de diversos alimentos, dentro de los cuales la tortilla es el más común. La variabilidad en el contenido de antocianinas, pigmentos responsables de la coloración azul en el grano de maíz, lo hace un producto potencial para el suministro de colorantes y antioxidantes naturales, así mismo se ha descrito que algunos compuestos fenólicos de origen vegetal presentan actividad antioxidante a nivel celular, por lo que el consumo de estos se consideran como promotores de salud. El objetivo del presente trabajo fué evaluar el efecto del proceso de extrusión- cocción- alcalina de maíz azul sobre los niveles y perfiles de compuestos fenólicos, antocianinas, ácidos fenólicos y su actividad antioxidante en tortillas elaboradas por dicho proceso. Tortillas de maíz azul elaboradas a partir de harinas instantáneas obtenidas por el proceso de extrusión-cocción-alkalina, presentaron un alto contenido de compuestos fenólicos y actividad antioxidante determinada por los métodos de ORAC y DPPH. El proceso de extrusión-cocción-alkalina mostró decrementos en el contenido de compuestos fenólicos y antocianinas, sin embargo, las pérdidas en la concentración de estos compuestos, fue menor con lo reportado en tortillas elaboradas con el proceso tradicional de nixtamalización. Tortillas azules retuvieron el 92 y 25 % del contenido total de fenólicos (suma de la fracción libre + ligada) y antocianinas, además, incrementaron su actividad antioxidante en un 8% (ORAC) y 10 % (DPPH), con respecto al grano crudo. Se identificaron seis ácidos fenólicos en la fracción libre y ligada en grano crudo y tortilla (ferúlico, sinápico, siríngico, vanílico y *p*-hidroxibenzoico), de los cuales el ferúlico fue predominante (86% de

abundancia), seguido por el ácido *p*-cumárico y sinápico. Sin embargo, la transformación de grano a tortilla mostró un incremento en la concentración de estos ácidos. Esto podría indicar que el tratamiento térmico genera cambios en la matriz del grano de maíz, con la consecuente liberación de estos compuestos, los cuales podrían estar ligados a pared celular y convertirlos a su forma libre. Para el perfil de antocianinas, se lograron identificar en grano y tortilla seis tipos diferentes: la cianidina-3-glucósido, pelargonidina-3-glucósido, peonidina-3-glucósido, cianidina-3-(6''-malonilglucósido), pelargonidina-3-(6''-malonilglucósido) y la cianidina-3-(6''-succinilglucósido). Debido al alto contenido de compuestos fenólicos y actividad antioxidante, y un perfil cromatográfico dominado por la cianidina, estos maíces son materia prima atractiva para elaborar productos alimenticios con potencial nutracéutico.

ABSTRACT

In Mexico, blue grain maize (*Zea mays* L.) is used for the production of several foods, such as tortillas. The variability of anthocyanins and pigments present in blue corn grains may represent a potential supply for dyes and natural antioxidant product that can be used as a health promoters. The objective of this study was to evaluate the effect of lime-cooking extrusion process to determine the levels and profiles of phenolic compounds, anthocyanins, phenolic acids, and antioxidant activity in blue corn tortillas. Blue corn tortillas made from instant flours obtained by lime-cooking extrusion process, showed a high content of phenolic compounds and antioxidant activity determined by ORAC and DPPH methods. The lime-cooking extrusion process showed decreases in the content of phenolic compounds and anthocyanins, however, losses in the concentration of these compounds were lower than the reported in tortillas made with the traditional nixtamalization process. The blue tortillas retained 92 and 25% of the total phenolic content (sum of the free fraction + bound) and anthocyanins, also, it was an increased in the antioxidant activity 8% (ORAC) and 10% (DPPH), with respect to the raw maize. Six phenolic acids were identified in the free fraction and bound in raw maize and tortilla (ferulic, sinapic, syringic, vanillic and p-hydroxybenzoic acid), of which, ferulic acid was predominant (86% abundance), followed by p-coumaric and sinapic acid. However, the transformation of raw maize to tortillas showed an increase in the concentration of these acids. This could indicate that the heat treatment causes changes in the matrix of the corn kernel, with the consequent release of these compounds, which could be linked to cell wall and convert them to its free form. For the anthocyanins profile, six different types were identified in raw maize and tortillas: cyanidin-3-glucoside, pelargonidin-3-

glucoside, peonidin-3-glucoside, cyanidin-3-(6"-malonyl glucoside), pelargonidin- 3-(6"-malonyl glucoside) and cyanidin-3- (6"-succinyl glucoside). As a general conclusion, the high content of phenolic compounds, antioxidant activity and cyanidin in blue corn tortilla, may it an attractive raw material for food products with nutraceutical potential.

II INTRODUCCIÓN

Desde la época de los aztecas se reconocen muchos tipos de maíz con diferentes aplicaciones, estos genotipos varían en tamaño de grano, textura, pigmentación o color y aplicación culinaria (Preciado y Montes 2011). Evidencias arqueológicas han demostrado que el maíz es originario de México (Benson y Pearce 1988), y es el cereal más producido en el mundo, con una producción global de 1008.79 millones de toneladas (USDA 2015). En México se ha reportado la existencia de 59 razas de maíz (Sánchez y col 2000). Dentro de las razas se ha propuesto la clasificación por tipos o por coloración de grano, el color se determina por la frecuencia de pigmentos encontrados en estos maíces como las antocianinas en los maíces azules (Irani y col 2003). Recientemente, el maíz azul ha sido utilizado para elaborar tortillas y botanas pigmentadas debido a que estos productos se aprecian como promotores de salud (El-Sayed y col 2006; Serna-Saldivar 2010) dentro de sus beneficios a la salud destacan su alta actividad antioxidante, actividad antiinflamatoria y anticancerígena (López-Martínez y col 2009; Zhao y col 2009; Serna-Saldivar y col 2011; Reynoso-Camacho y col 2015, Urías-Lugo y col 2015). Adicionalmente, el valor nutrimental del maíz azul se basa en su endospermo harinoso y contenido de proteína que es considerado como el más alto comparado con maíz blanco y amarillo (Betran y col 2001). La nixtamalización es el principal proceso de transformación del maíz para su consumo. Esta tecnología es utilizada ampliamente en América para la obtención de una gran variedad de productos (como tortillas, botanas, atoles, entre otros). El proceso de nixtamalización tradicional involucra cambios químicos, estructurales y nutricionales en los diversos

constituyentes del grano (Gómez y col 1989; Bressani 1990; Serna-Saldívar y col 1990; Ramírez-Wong y col 1994; Rojas-Molina y col 2007). La tecnología de extrusión-cocción alcalina, es actualmente una técnica de procesamiento ampliamente utilizada en alimentos, ya que minimiza la degradación de nutrimentos por la acción del calor y mejora la digestibilidad del almidón y desnaturalización de proteínas; también destruye la mayoría de los factores antinutricionales del alimento (Serna-Saldívar y col 1988). El desarrollo de procesos alternativos se debe a que la nixtamalización tradicional requiere de largos periodos de tiempo de cocción, y el uso de gran cantidad de agua, que da como subproducto al líquido denominado “nejayote”, cuyo pH es elevado y contiene una alta concentración de compuestos bioactivos (Gutiérrez-Urbe y col 2010). Los procesos alternos se enfocan en la reducción de tiempo de procesamiento y efluentes contaminantes, así, se han desarrollado tecnologías que optimizan el contenido de compuestos bioactivos en productos nixtamalizados para obtener un beneficio adicional a la salud (Escalante-Aburto y col 2013). Existen varios estudios que han reportado el efecto del proceso de extrusión-cocción alcalina sobre el contenido de polifenoles y antioxidantes de los productos de maíz (Mora -Rochín y col 2010; Aguayo- Rojas y col 2012; Sánchez-Madrigal y col 2014), pero no existe suficiente información científica sobre el efecto que tiene dicho proceso sobre los niveles y perfiles de compuestos bioactivos y su actividad antioxidante en tortillas de maíz azul elaboradas utilizando la tecnología de extrusión cocción alcalina. El objetivo de la presente investigación fué determinar los niveles y perfiles de compuestos fenólicos, antocianinas y ácidos fenólicos y su actividad antioxidante en tortillas elaboradas por dicho proceso en maíz azul.

III REVISIÓN DE LITERATURA

A RADICALES LIBRES EN SISTEMAS BIOLÓGICOS

Los radicales libres (RL) son átomos o grupos de átomos que tienen un electrón desapareado, altamente reactivos ya que tienden a captar un electrón de otros átomos con el fin de alcanzar su estabilidad electroquímica (Maldonado-Saavedra 2010).

Los RL son generados durante la respiración y metabolismo celular. Bajo condiciones fisiológicas normales, aproximadamente el 2 % del oxígeno consumido por el cuerpo humano durante la respiración es convertido a anión superóxido ($O_2^{\cdot-}$) (Kunwar y Priyadarsini 2011). Los RL pueden ser generados como producto de reacciones homolíticas, heterolíticas o reacciones redox, consisten en especies reactivas de oxígeno (ERO) y especies reactivas de nitrógeno (RNS). Las ERO incluyen radicales libres como el anión superóxido ($O_2^{\cdot-}$), radical hidroxilo ($OH\cdot$), óxido nítrico (NO), y otras especies como el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) que no es un radical libre (Babbar y col 2015). Ejemplos de radicales libres y oxidantes comunes son resumidos en el **Cuadro 1**.

El óxido nítrico y el radical anión superóxido son las principales especies reactivas producidas por las células en la normalidad de sus funciones fisiológicas, las cuales pueden reaccionar con otras especies produciendo más especies reactivas del oxígeno y especies reactivas de nitrógeno respectivamente (Powere y Jackson 2008).

1 Biomecanismo de formación de radicales libres

Cuadro 1. Radicales libres y oxidantes más comunes encontrados en la fisiología humana

Radicales libres	Oxidantes
<ul style="list-style-type: none">• Radical anión superóxido	<ul style="list-style-type: none">• Oxígeno singlete
<ul style="list-style-type: none">• Radical hidroxilo	<ul style="list-style-type: none">• Ozono
<ul style="list-style-type: none">• Radical hidroperóxido	<ul style="list-style-type: none">• Peróxido de hidrogeno
<ul style="list-style-type: none">• Radical peroxilo	<ul style="list-style-type: none">• Hipoclorito
<ul style="list-style-type: none">• Óxido nítrico	<ul style="list-style-type: none">• Óxido nitroso

Dasgupta y Klein (2014)

Los RL se producen generalmente en la célula a través de reacciones de transferencia de electrones, con o sin participación enzimática, pero mediada por iones metálicos de transición; tal es el caso del radical $\text{OH}\cdot$ que es generado siempre que el H_2O_2 entra en contacto con iones cobre (Cu^{+2}) o iones hierro (Fe^{+2}); ya que el H_2O_2 y los complejos metálicos están presentes en humanos, es lógico asumir que el $\text{OH}\cdot$ puede ser formado *in vivo* (Drögue 2002; Pryor y col 2006).

Los mecanismos de formación de los RL principalmente son tres:

1. Transferencia electrónica, en la que se produce la donación de un electrón a una molécula.
2. Pérdida de un protón de una molécula.
3. Ruptura homolítica de un enlace covalente de cualquier molécula, de manera que cada fragmento obtenido conserva uno de los electrones apareados del enlace.

Si bien más del 95% del O_2 consumido por las células de nuestro organismo es reducido completamente a H_2O durante la respiración mitocondrial, un pequeño porcentaje (<5%) es convertido a ERO (**Figura 1**). Una vez que se ha formado el RL en la reacción de iniciación, éste tiene la capacidad de ceder el electrón a cualquier otro compuesto, originándose nuevos radicales, lo cual constituye la reacción de propagación en cadena que puede amplificarse tanto, que puede afectar los tejidos corporales (Venereo y Justo 2002; Emina 2008; Laguerre y col 2015).

2 Fuentes generadoras de radicales libres

Existen varias fuentes capaces de producir RL, estas se dividen en fuentes endógenas y exógenas, dentro de las fuentes endógenas las mitocondrias constituyen las más importantes, aunque existen otras como los peroxisomas

CADENA TRANSPORTADORA DE ELECTRONES

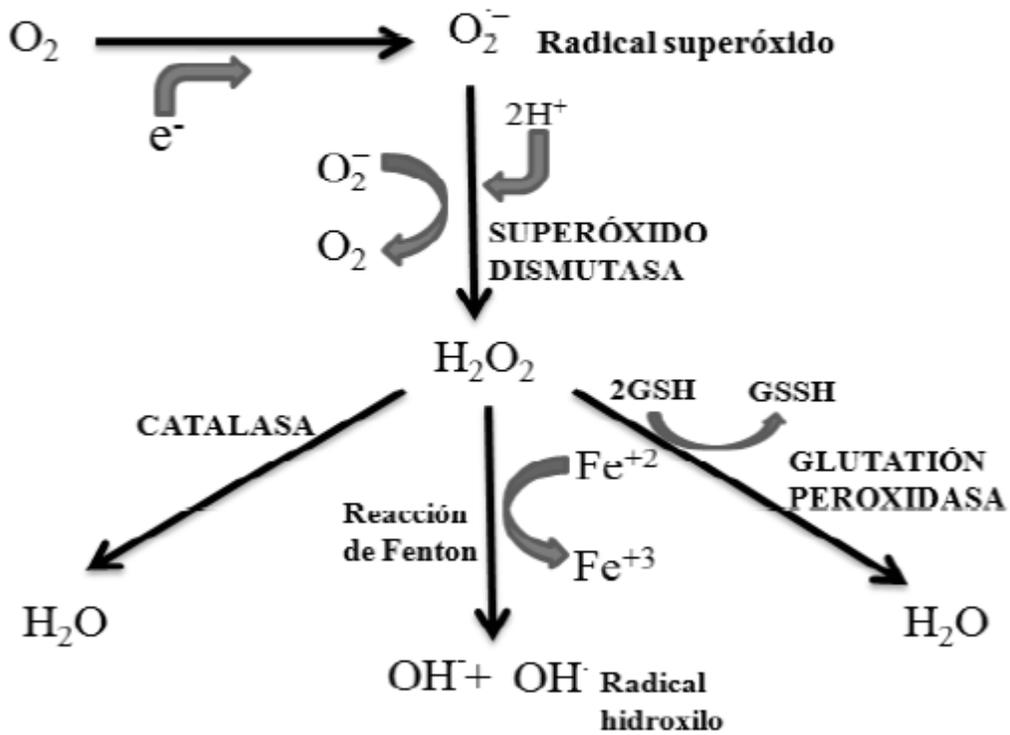


Figura 1. Biomecanismo de formación de radicales libres en el transporte de electrones

Saavedra y col (2010)

(organelos del citosol muy ricos en enzimas oxidasas), los leucocitos polimorfonucleares (cuando se activan por diversas proteínas que actúan sobre ellos, por ejemplo las interleucinas, particularmente durante los procesos inflamatorios) y la enzima xantina deshidrogenasa, que se encuentran en los endotelios (Oxilia 2010; Babbar y col 2015).

a Fuentes endógenas

Las principales fuentes endógenas generadoras de RL se resumen en el **Cuadro 2**.

Los RL se generan continuamente en cantidades pequeñas en procesos celulares normales como la respiración y señalización celular, la neurotransmisión, la relajación del musculo, el peristaltismo, la agregación de las plaquetas, la modulación de la presión arterial, el control del sistema inmune, la fagocitosis, la producción de la energía celular, la regulación del crecimiento celular, la síntesis de componentes biológicos importantes y el metabolismo de xenobióticos (Limón-Pacheco col 2009). A escala biológica, una de las principales fuentes de RL son las enzimas; algunas de ellas producen radicales como intermediarios catalíticos; esto ocurre generalmente para las enzimas que metabolizan xenobióticos, los cuales son oxidados o reducidos por intercambio de un solo electrón para formar radicales intermediarios (Roberfroid y Calderon 1994).

b Fuentes exógenas

Los radicales libres también son generados por factores como: la contaminación ambiental, la exposición a radiaciones ionizantes, el tabaco, los medicamentos, entre otros. Estas fuentes se resumen en el **Cuadro 3** (Babbar y col 2015).

Cuadro 2. Fuentes endógenas generadoras de radicales libres

Proceso fisiológico	Efecto
Respiración mitocondrial	Genera $O_2\cdot$
Autooxidación	La auto oxidación de moléculas biológicas en el cuerpo (hemoglobina, mioglobina).
Reacción enzimática	Reacciones donde se involucra la xantino oxidasa, lipooxigenasa, aldehído oxidasa, etc.
Iones metálicos	Iones de cobre, reaccionan con el peróxido de hidrógeno.
Ejercicio vigoroso	Activando la xantino oxidasa.
Infección	El sistema inmunológico trata de neutralizar los microorganismos invasores con una explosión de radicales libres.

Dasgupta y Klein (2014)

Cuadro 3. Fuentes exógenas generadoras de radicales libres

Fuente externa	Efecto
Contaminación del aire	La exposición a contaminación produce estrés oxidativo, aumentando el riesgo de asma, ECV, y cáncer de pulmón.
Exposición a la radiación	La exposición a luz UV y al sol de manera excesiva y prolongada aumenta el estrés oxidativo.
Tabaquismo	Los oxidantes presentes en el humo del tabaco pueden causar riesgo de cáncer de pulmón.
Medicamentos	Los medicamentos como la bleomicina, adriamicina, y sulfasalazina puede producir estrés oxidativo.

Dasgupta y Klein (2014)

La respiración de aire contaminado puede exponer a las personas a los RL, las partículas finas encontradas en el aire contaminado tienen actividades de RL que causan inflamación pulmonar y daño a las células pulmonares aumentando el riesgo de ataque de asma y a padecer la enfermedad pulmonar obstructiva crónica (Li y col 1996). Asimismo, el humo de tabaco, la exposición prolongada al sol, y algunos fármacos generan estrés oxidativo y algunos tipos de cáncer (Faux y col 2009; Ho y col 2007; Aroun y col 2012).

3 Efecto nocivo de los radicales libres

Si bien es cierto que los RL son elementos fundamentales en el metabolismo, también constituyen un riesgo, especialmente para las células y las biomoléculas, como los ácidos nucleicos, las proteínas, polisacáridos y lípidos (Saavedra y col 2010), produciendo un daño celular irreversible que puede llevar al daño del tejido y eventualmente a la muerte celular (**Figura 2**) (Turrens 2003).

Lípidos: Es aquí donde se produce el mayor daño, en un proceso que se conoce como peroxidación lipídica, la cual afecta a las estructuras ricas en ácidos grasos poliinsaturados, ya que se altera la permeabilidad de la membrana celular produciéndose edema y muerte celular. La peroxidación lipídica puede ser desencadenada por el oxígeno, el oxígeno singlete, el peróxido de hidrógeno y el radical hidroxilo. Los ácidos grasos insaturados, componentes de la membrana celular, son vulnerables al ataque oxidativo iniciado por los RL del oxígeno. Una vez que se inicia el proceso, toma forma de cascada, con producción de RL que lleva a la formación de peróxidos orgánicos y otros productos, a partir de los ácidos grasos insaturados; una vez

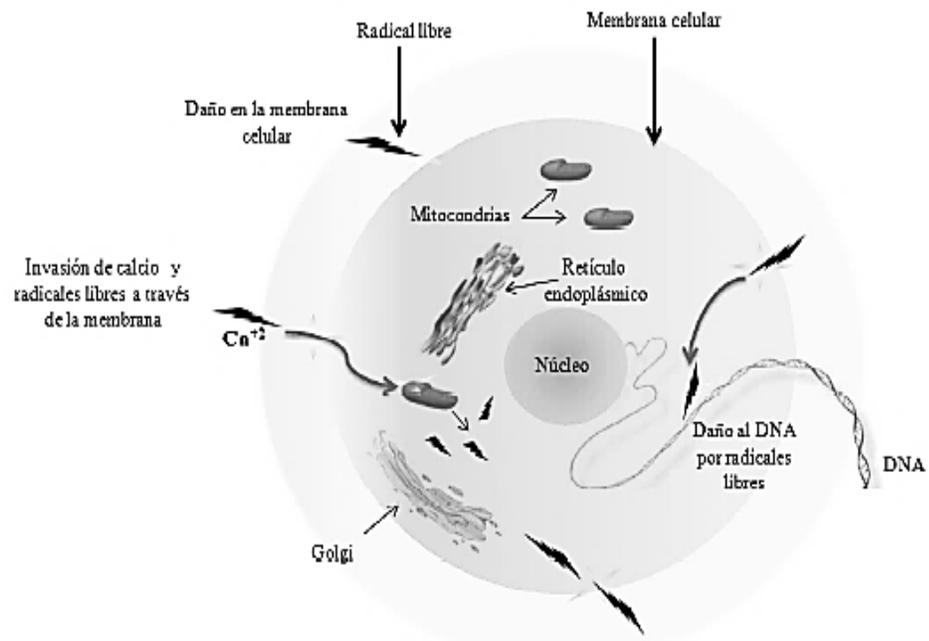


Figura 2. Daño a biomoléculas producidas por los radicales libres
Saavedra y col (2010)

formados estos RL, son los responsables de los efectos citotóxicos (Venereo 2002).

Proteínas: Se conoce que los RL oxidan a los aminoácidos que constituyen a las proteínas produciendo diversas modificaciones: formación de grupos carbonilo, asociación de fragmentos proteicos por entrecruzamientos de enlaces disulfuro, rompimiento de enlaces peptídicos, pérdida de la afinidad por los metales, incremento en la hidrofobicidad, ocasionando que las proteínas sufran cambios en su estructura, actividad y funcionalidad, y provocando que las proteínas que sufren un daño oxidativo presenten un deterioro en su actividad hormonal y enzimática, así como el transporte de iones, además de una mayor sensibilidad a la degradación proteolítica (Delgado- Olivares 2010).

ADN: Los RL también atacan al ADN dañando a los genes que codifican a las proteínas necesarias para llevar a cabo todas las funciones celulares.

Se sabe que el daño oxidativo sobre el ADN, producido específicamente por el radical $\text{OH}\cdot$ conduce a diversas modificaciones que dan como resultado mutaciones, reordenamientos cromosómicos, activación o inactivación de genes, que afectan incluso la biosíntesis de cadenas de ADN (Venereo 2002; Lieber y col 2004).

4 Función fisiológica de los radicales libres en el cuerpo humano

Mientras que a concentraciones altas los RL y especies reactivas pueden causar daño a todas las biomoléculas, a concentraciones moderadas estos RL, en especial las ERO tienen una función importante, como mediadores en la regulación del proceso de señalización celular (Valko y col 2007).

En condiciones fisiológicas normales, la cantidad de RL generados está

estrechamente controlado por la defensa antioxidante del cuerpo, de modo que se mantiene un estado estacionario de RL. En general, en condiciones fisiológicas normales, las células prefieren estar en estado redox, y su oscilación determina las funciones celulares. Las células se comunican y responden entre sí por estímulos externos generados a través del mecanismo biológico conocido como señalización o transducción celular, que generalmente es estimulada por hormonas, factores de crecimiento, citoquinas y neurotransmisores (Valko y col 2007).

Por lo tanto, la iniciación y la función de la transducción de señales se basa en la acción de especies reactivas de oxígeno como moléculas de señalización que pueden actuar en diferentes niveles en la transducción de señales (Valko y col 2007).

En la última década se han acumulado evidencias que permiten afirmar que los RL y el conjunto de especies reactivas que se les asocian, tienen una función central en nuestro equilibrio homeostático (normal funcionamiento de los mecanismos de regulación que conservan el estado normal del medio fisiológico). En mamíferos, son muchos los procesos fisiológicos impulsados por estas especies, como por ejemplo los mecanismos patógenos asociados a virus, bacterias, parásitos y células anormales, constituyendo un mecanismo de defensa del organismo frente a estos agresores, además actúan regulando la diferenciación celular, y tienen una función importante en el envejecimiento (Sena y Chandel 2012). Varias funciones fisiológicas de las especies reactivas de oxígeno se resumen en el **Cuadro 4**.

5 Estrés oxidativo

Especies reactivas de oxígeno y especies reactivas de nitrógeno generadas durante el proceso fisiológico normal también son necesarias en baja a moderada

Cuadro 4. Importantes funciones fisiológicas de las especies reactivas de oxígeno

Funciones fisiológicas de las ERO

- Crecimiento y proliferación celular
- División celular
- Regulación del equilibrio redox de la célula
- Transducción de señales
- Activar proteínas quinasas que regulan función de genes
- Regular la función inmune

Dasgupta y Klein (2014)

concentración para la transducción de señales y otras funciones biológicas importantes. Sin embargo, cuando un exceso de EROS no puede ser neutralizado correctamente por la defensa antioxidante del cuerpo, se genera estrés oxidativo, un desequilibrio entre la generación de RL y sustancias protectoras, el cual está vinculado a muchas enfermedades (**Figura 3**) (Babbar y col 2015).

6 Sistema de defensa antioxidante del cuerpo

Las reacciones de oxidación son esenciales en los procesos metabólicos celulares. Dichas reacciones involucran la transferencia de electrones que producen RL. Esta situación es incompatible con la vida, a menos que existan en las células mecanismos de defensa que neutralicen estos radicales (Oxilia 2010). A estas defensas se les denomina antioxidantes y se les considera como tal, a cualquier sustancia que en concentraciones normales posea una afinidad mayor que cualquier otra molécula para interactuar con un RL. El antioxidante al colisionar con él, le cede un electrón oxidándose y transformándose en un RL no tóxico (Babbar y col 2015).

La defensa antioxidante puede ser eficaz a través de diversas maneras: como inhibidores de las reacciones de oxidación de radicales libres (oxidantes preventivas) mediante la inhibición de la formación de radicales libres de lípidos; mediante la interrupción de la propagación de la reacción en cadena de la autooxidación, como extintores de oxígeno singlete, a través de la sinergia con otros antioxidantes, como agentes que convierten la reducción de hidroperóxidos en compuestos estables, como quelantes de metales que convierten el metal pro-oxidantes (derivados de hierro y cobre) en productos estables y, finalmente, como inhibidores de enzimas

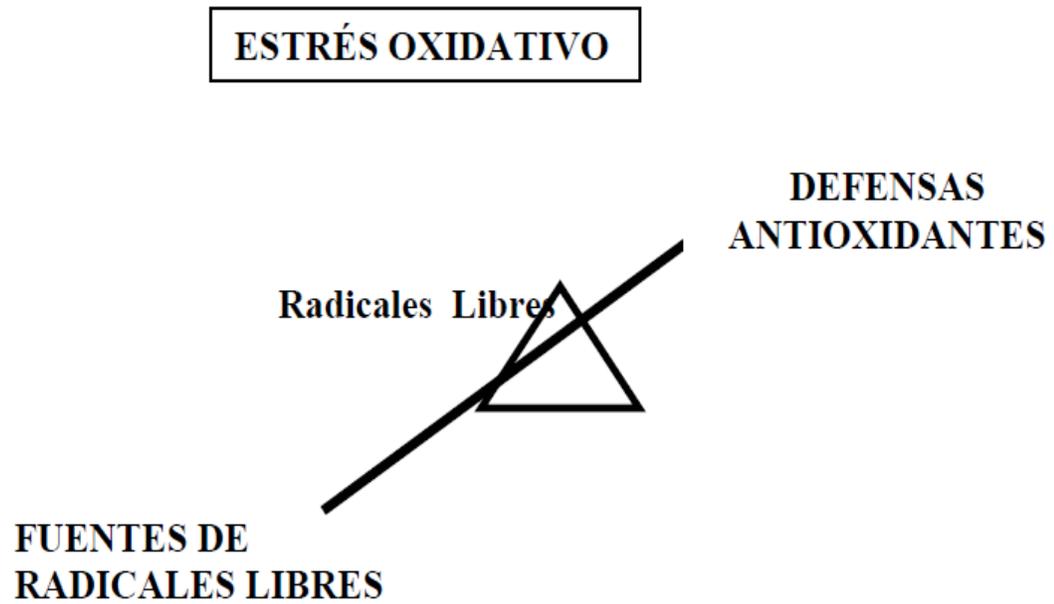


Figura 3. Desbalance entre oxidantes y antioxidante

Avello y Suwalsky (2006)

pro-oxidativas (lipooxigenasas) (Darmanyan y col 1998; Heim y col 2002; Min y Boff 2002; Pokorny 2007; Kancheva 2009).

En condiciones fisiológicas normales, el organismo neutraliza las ERO a través de varios mecanismos antioxidantes que involucran la producción de enzimas antioxidantes como la superóxido dismutasa, catalasa, glutatión peroxidasa y otras, para prevenir el daño oxidante (Saavedra y col 2010). De lo anterior se deduce que el sistema antioxidante humano se divide en dos grupos, antioxidantes enzimáticos (se encuentran en el organismo y son sintetizados por las células) y antioxidantes no enzimáticos (ingresan a través de la dieta) (**Figura 4**) (Rahman 2007).

a Defensa enzimática celular

En cuanto a la defensa enzimática celular esta se divide en enzimática primaria y secundaria. Con respecto a la defensa primaria, se compone de tres enzimas importantes que impiden la formación o neutralizan los RL: la glutatión peroxidasa, que dona dos electrones para reducir los peróxidos, la catalasa, que convierte el peróxido de hidrógeno a oxígeno molecular y agua, y finalmente, la superóxido dismutasa que convierte aniones superóxido en peróxido de hidrógeno como sustrato para la enzima catalasa (Babbar y col 2015).

La defensa enzimática secundaria incluye a la glutatión reductasa y glucosa-6-fosfato deshidrogenasa. La glutatión reductasa reduce al glutatión (antioxidante) de su forma oxidada a su forma reducida. La glucosa-6-fosfato regenera NADPH (nicotinamida adenina dinucleótido fosfato coenzima utilizado en reacciones anabólicas) (Gamble y Burke 1984; Ratnam y col 2006).

Por lo general, las enzimas antioxidantes proporcionan la defensa antioxi-

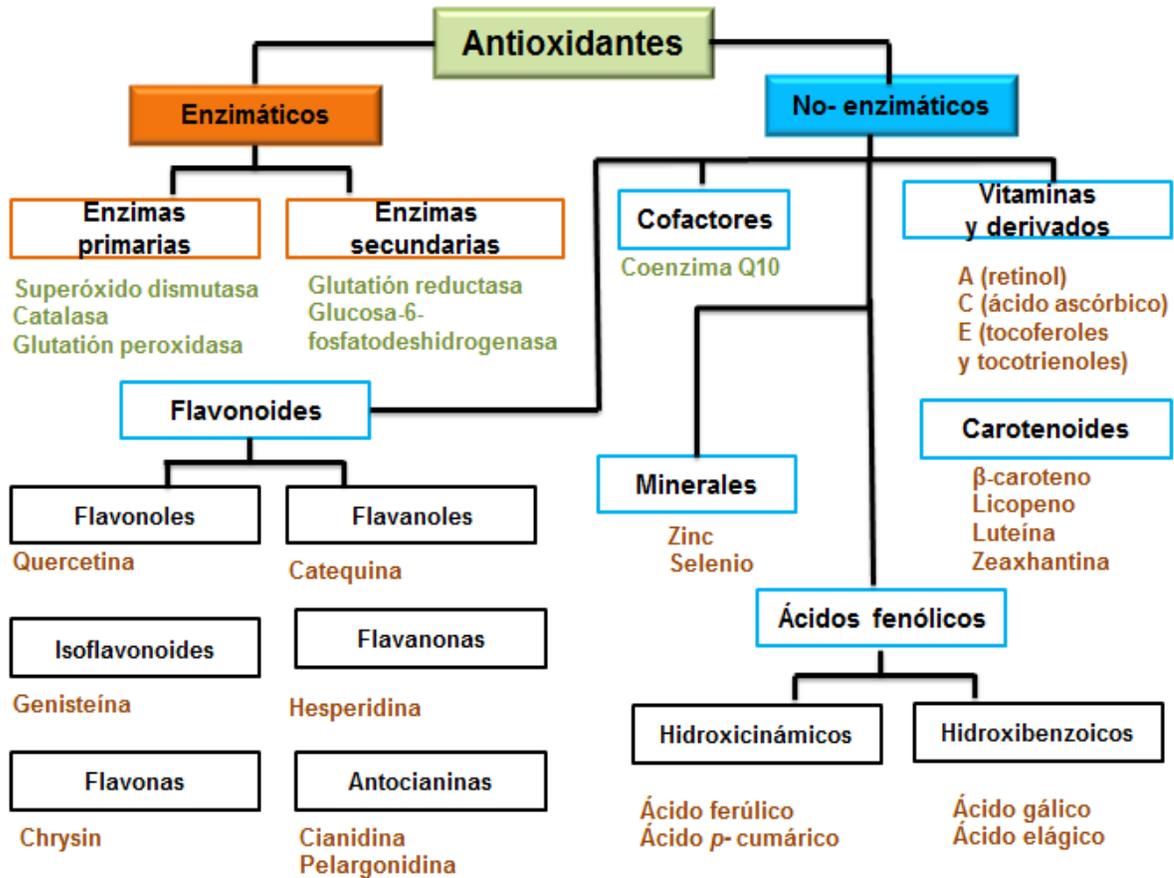


Figura 4. Clasificación de los antioxidantes

Antioxidantes naturales separados en clases. Palabras en color verde representan los antioxidantes endógenos, mientras que las cafés representan los antioxidantes exógenos

Carocho y Ferrerira (2013)

dante más fuerte, a pesar de que todos los antioxidantes son importantes para la neutralización apropiada del estrés oxidativo (**Figura 5**) (Miao y Clair 2009).

b Antioxidantes no enzimáticos

Los antioxidantes exógenos provienen de la dieta, y dentro de este grupo se incluyen algunas vitaminas, carotenoides, flavonoides, ácidos fenólicos, etc. (Laguerre y col 2015) (**Cuadro 5**).

La vitamina C es capaz de estabilizar al radical superóxido, hidroxilo, y peroxilo, así como otros oxidantes, incluyendo peróxido de hidrógeno, ácido hipocloroso y el oxígeno singlete (Stocker y col 1987).

Los carotenoides son solubles en lípidos, la forma más común es β -caroteno. Estos antioxidantes pueden neutralizar los radicales peroxil así como oxígeno singlete. Además, β -caroteno es un precursor de la vitamina A, la cual también tiene actividad antioxidante (Young y Woodside 2001).

Los flavonoides son un grupo de compuestos antioxidantes compuesto por flavonoles, flavanoles, antocianinas, isoflavonoides, flavanonas y flavonas. Las propiedades antioxidantes otorgados a flavonoides se deben a los grupos hidroxilo unidos al anillo de su estructura que pueden actuar como agentes reductores, donadores de hidrógeno, desactivadores de oxígeno singlete, captadores de radicales superóxido e incluso como quelantes de metales (Procházková y col 2011).

Los ácidos fenólicos actúan como quelantes y captadores de radicales libres con especial incidencia en los radicales hidroxilo, peroxilo, aniones superóxido y peroxinitritos (Krimmel y col 2010; Terpinc y col 2011).

Frutas y vegetales son fuentes ricas de compuestos fenólicos, el consumo de

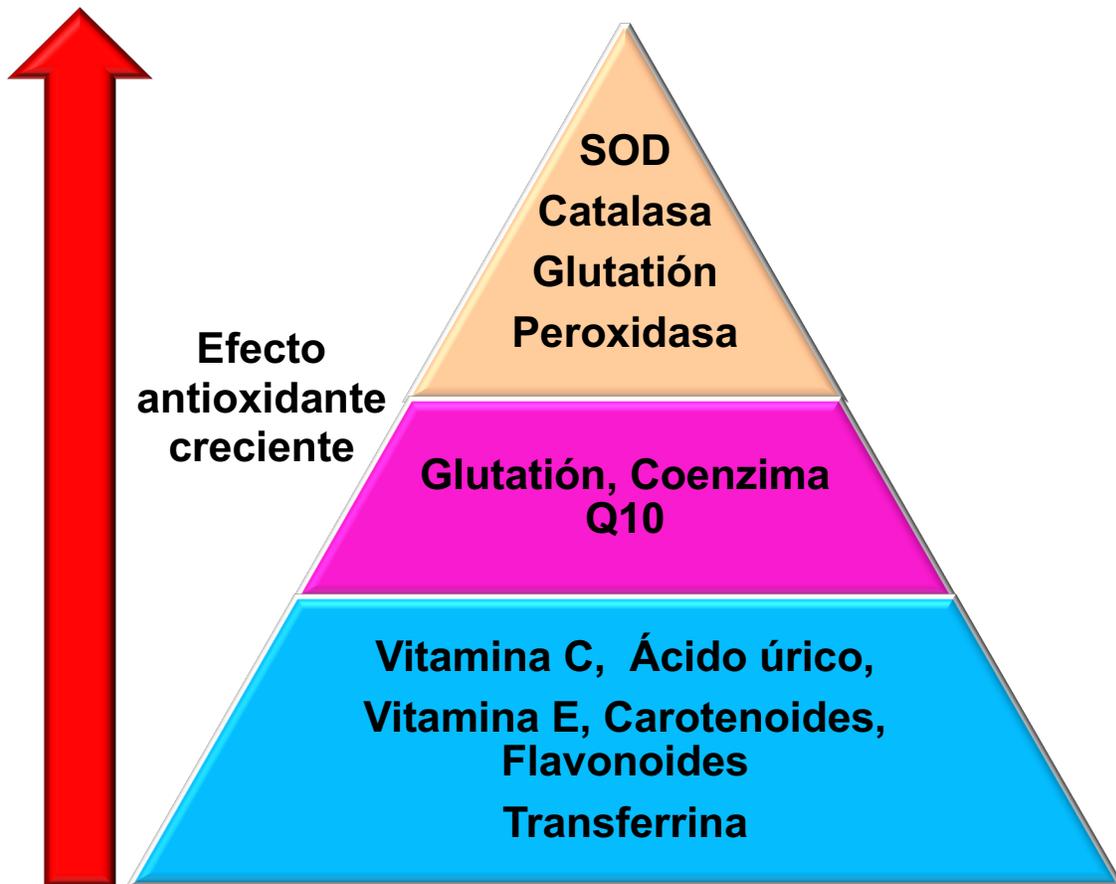


Figura 5. Efectividad de diversos antioxidantes en el cuerpo humano en la neutralización de los radicales libres

Dasgupta y Klein (2014)

Cuadro 5. Fuentes de sustancias antioxidantes de origen dietético y su acción antioxidante

Antioxidante	Fuente	Efecto
Vitamina E (tocoferol)	Aguacate, camote, espárragos, espinacas, tomate, brócoli, zanahoria, aceites (oliva, maíz, cártamo, soya), cereales, arroz integral, lentejas, yema de huevo, mantequilla, plátano, moras, frutos secos.	Mantiene la integridad de la membrana celular, protege la destrucción de la vitamina A, retarda el envejecimiento celular.
Vitamina C (ac. ascórbico)	Acelgas, tomates, perejil, pimiento verde, coliflor, coles de Bruselas, nabos, grosellas, cítricos, melón, kiwi, fresas.	Inhibidor de la oxidación de lípidos, regenera a la vitamina E, ofrece protección contra todo tipo de cáncer.
β -Caroteno (pro-vitamina A)	Zanahoria, tomates, espinacas, melón, melocotón, mango.	Protege al ADN, detiene el deterioro de tejidos.
Flavonoides (polifenólicos)	Espinacas, cebolla, ajo, té verde, vino, manzanas, peras, cítricos.	Quelación de metales
Oligoelementos Selenio (Se), Zinc (Zn),Cobre (Cu)	Carne, pescado, cereales integrales, lácteos, ajo, cebollas,brócoli, frutos secos, te, piña, vísceras, cacao y derivados.	Forman parte del núcleo activo de las enzimas con actividad antioxidante, mantienen en buen estado las funciones hepáticas, cardíacas reproductoras, protector contra el cáncer.

Delgado-Olivares (2010)

dichos compuestos se asocian con un incremento en la protección antioxidante en el cuerpo, combatiendo enfermedades cardiovasculares, diabetes y algunos tipos de cáncer, según lo demostrado por estudios epidemiológicos (Liu 2007).

Investigaciones, han mostrado que el contenido de fenólicos y actividad antioxidante en cereales fue subestimado en la literatura, debido a que compuestos fenólicos presentes en granos de cereales no eran cuantificados, por lo que, la concentración de estos compuestos en cereales resultan ser más altos de lo reportado previamente (Liu 2007).

En este sentido, el trigo, arroz y maíz, son considerados los cereales más importantes en la dieta humana. De los cuales, el maíz contiene una mayor concentración de compuestos fenólicos, seguido por trigo y arroz (Liu 2007).

Así, cereales contienen fitoquímicos únicos, que al ser consumidos junto con fitoquímicos provenientes de frutas y vegetales, son complementados debido a efectos sinérgicos (Liu 2007).

B MAÍZ (*ZEA MAYS L.*)

1 Origen y diversidad

Evidencias arqueológicas han demostrado que el maíz es originario de México y se dispersó hacia el norte, hasta Canadá, y hacia el sur hasta Argentina (Benson y Pearce 1988; Sánchez y col 2000), esto indica muy claramente que el maíz ya se cultivaba entre los años 2,000-2,500 A.C., la evidencia paleo etnobotánica más antigua de su domesticación es en el sitio conocido como “Nac Neish” localizado en el sur del estado de Tamaulipas. El cultivo del maíz y otras plantas originarias de América gradualmente transformaron al hombre nómada en

sedentario. Los primeros agricultores seleccionaron y manipularon al maíz, y a través de varios siglos lo transformaron en una amplia gama de razas autóctonas. Inmediatamente el cultivo del maíz se posicionó como el cultivo más importante y el centro de desarrollo de las culturas mesoamericanas (Serna-Saldívar 2011).

Se han postulado tres teorías acerca del desarrollo del maíz en mazorca que conocemos hoy en día. La primera es que el maíz moderno resultó de la cruce del Teocintle y *Tripsacum*. La segunda es que el maíz moderno proviene del maíz Tunicado y que el Teocintle es el resultado de la cruce del género *Zea* y *Tripsacum*.

La tercera y reconocida como la más válida es que el maíz evolucionó simple y sencillamente del Teocintle (Galinat 1988).

México posee la mayor diversidad genética de maíz, la cual se manifiesta en la variación de caracteres morfológicos, vegetativos, de espiga, mazorca, grano y composición química del grano y polen (Vázquez Carrillo y col 2003). Desde la época de los aztecas se reconocen muchos tipos de maíz con diferentes aplicaciones. Estos genotipos varían en tamaño de grano, textura, pigmentación o color y aplicación culinaria (Preciado y Montes 2011). Esta diversidad si bien está definida por el factor genético, también depende de las prácticas de cultivo, condiciones climáticas y tipo de suelo (Agama- Acevedo y col 2011).

a Razas criollas de maíz

El término “maíz criollo” se utiliza para denotar variedades de maíz (*Zea mays* L.) nativas a una comunidad, región o estado, tales variedades están conformadas por poblaciones heterogéneas de plantas, las cuales son diferenciadas por los agricultores por su color, textura, forma del grano, forma de la mazorca, ciclo de cultivo y uso (Gaytán-Martínez y col 2013). Estos materiales genéticos han sido

desarrollados por los agricultores, producto de milenarias prácticas agrícolas vinculadas al conocimiento tradicional de los pueblos indígenas de México, principales herederos, custodios y mejoradores del germoplasma nativo (Fernando-Suarez y col 2013).

El término raza se ha utilizado en el maíz y en las plantas cultivadas para agrupar individuos o poblaciones que comparten características en común, de orden morfológico, ecológico, genético y de historia de cultivo, que permiten diferenciarlas como grupo (Anderson y Cutler 1942; Hernández y Alanís 1970; Harlan y de Wet 1971). Las razas se agrupan a su vez en grupos o complejos raciales, los cuales se asocian a una distribución geográfica y climática más o menos definida y en una historia evolutiva común (Goodman y McK Bird 1977; Sánchez 1989; Sánchez y col 2000).

El concepto y la categoría de raza son de gran utilidad como sistema de referencia rápido para comprender la variación de maíz, y para su uso en el mejoramiento (Perales y Golicher 2011). Cada raza puede comprender numerosas variantes diferenciadas en formas de mazorca, color y textura de grano, adaptaciones y diversidad genética.

Las razas se nombran a partir de distintas características fenotípicas (Cónico, por la forma de la mazorca), tipo de grano (Reventador, por la capacidad del grano para explotar y producir palomitas), por el lugar o región donde inicialmente fueron colectadas o son relevantes (Tuxpeño de Tuxpam, Elotero de Sinaloa, Chalqueño, típico del Valle de Chalco) o por el nombre con que son conocidas por los grupos indígenas o mestizos que las cultivan (Zapalote Chico en el Istmo de Oaxaca o Apachito en la Sierra Tarahumara) (Wellhausen y col 1951).

En América Latina se han descrito cerca de 220 razas de maíz (Goodman y McK Bird 1977), de las cuales 64 se han identificado y descrito en su mayoría, para México, de estas, 59 se pueden considerar nativas del país (**Cuadro 6**) (Wellhausen y col 1951; Hernández y Alanís 1970; Sánchez 1989; Sánchez y col 2000).

Como variantes dentro de las razas se ha propuesto la clasificación por tipos de coloración de grano. El color se determina por la frecuencia de pigmentos encontrados como los carotenoides en los granos amarillos (Egesel y col 2003) y antocianinas en los azules o rojos (Irani y col 2003).

b Diversidad genética en Sinaloa

En el estado de Sinaloa se cultivan en su mayoría maíces híbridos blancos y en algunas áreas maíz amarillo para la producción de etanol y generación de subproductos como pasta con alto contenido proteico para el sector pecuario. Esta política ha dejado de lado la enorme diversidad de maíces criollos que posee nuestro estado y que se cultivan de forma tradicional por campesinos en las zonas altas o de temporal, contribuyendo con ello a la pérdida de diversidad genética.

El entorno de condiciones climáticas desfavorables presentes en Sinaloa, en cuanto a lluvia, disminución de superficies sembradas con maíz de temporal, sustitución por cultivos forrajeros menos exigentes de humedad, así como un entorno social de productores de edad avanzada y la salida de población joven de las zonas rurales, resulta desfavorable para salvaguardar la diversidad del maíz heredada. Sin embargo, una selección adecuada de híbridos, el manejo eficiente de la fertilización y el uso de paquetes tecnológicos, aunado a la experiencia alcanzada por los productores en el manejo del cultivo han sido determinantes para elevar los niveles productivos que se han venido mejorando año con año (Miguel y col 2004).

Cuadro 6. Clasificación de las razas mexicanas de maíz

Grupo racial	Nombre de la raza
Razas Indígenas Antiguas	Palomero Toluqueño; Arrocillo Amarillo; Chapalote; Nal-Tel.
Exóticas Precolombinas	Cacahuacintle; Harinoso de Ocho: Sub-Raza Elotes Occidentales; Olotón; Maíz Dulce.
Razas Mestizas-Prehistóricas	Cónico; Reventador; Tabloncillo; Tehua; Tepecintle; Comiteco; Jala; Zapalote Chico; Zapalote Grande; Pepitilla; Olotillo: Subraza: Dzit-Bacal; Tuxpeño; Vandeño.
Modernas Incipientes	Chalqueño; Celaya; Cónico Norteño; Bolita.
Razas No bien Definidas	Conejo; Mushito; Complejo Serrano de Jalisco; Zamorano Amarillo; Maíz Blando de Sonora; Onaveño; Dulcillo del Noroeste.
Razas no clasificadas en alguno de los grupos propuestos	Azul; Apachito; Tablilla de Ocho; Gordo; Tuxpeño Norteño; Bofo; Onaveño; Coscomatepec; San Juan; Carmen; Cónico Mushito; Tablón-Cónico Norteño; Conejo Vandeño; Blandito; Blandito Gordo; Cristalino de Chihuahua; Cristalino de Chihuahua-Tablón; Azul-Bofo; Chalqueño-Elotes Cónicos; Cónico-Norteño-Bofo; Ancho-Olotillo; Olotón-Bolita; Cónico-Bolita; Cónico-Cacahuacintle; Tunicado; Maizón; Xmehenal; Tablón-Perla; Lady Finger; Clavillo; Fasciado; Ratón; Palomero de Chihuahua; Chatino Maizón; Mixeño; Choapaneco; Mixteco; Serrano Mixe. Motozinteco; Elotero de Sinaloa.

Figuroa-Cardenas y col (2013)

De acuerdo a la base de datos de maíces de México conjuntada por CONABIO, un análisis de la distribución de las distintas razas, propone regiones que son centros de diversidad y distribución para el maíz en México, mencionando a Sinaloa como centro de distribución de 13 razas, distintivamente, las razas Chapalote, Dulcillo de Noroeste, Tabloncillo, Tabloncillo Perla, Reventador, Onaveño, y Elotero de Sinaloa (Perales y Golicher 2011; Pineda Hidalgo y col 2013).

1) Maíz azul raza Elotero de Sinaloa

Raza cultivada en el occidente de México, desde Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Colima y se extiende hasta Michoacán y Guerrero (Sánchez 1989; Ron y col 2006; Carrera y col 2008; Gómez y col 2010; CONABIO 2011).

Se considera asociada con la raza Chapalote, a la cual se asemeja en características de mazorca y planta con diferencias en el color y textura de grano, de la cual probablemente se derivó con cierta influencia de Blando de Sonora o Harinoso de Ocho; y también está asociada con Onaveño (Sánchez 1989). Se caracteriza por sus mazorcas alargadas, semielípticas, de grano de color azul y textura harinosa a semicristalina (**Figura 6**) (Sánchez 1989; CONABIO 2010).

Se localiza con mayor frecuencia en la parte sur de Sinaloa, como Concordia y El Rosario y en la parte sur-centro, en los municipios de San Ignacio y Cosalá. Cubre una gama amplia de altitud, ya que se localiza desde casi el nivel del mar hasta altitudes mayores a 1,500 metros sobre el nivel del mar. Se utiliza principalmente para la elaboración de tortillas de color azul, que destacan por su sabor y olor (CONABIO 2008).

El pigmento azul se encuentra en la capa de células llamada aleurona,



Figura 6. Muestra de mazorcas de la raza Elotero de Sinaloa
Vidal Martínez y col (2010)

donde una mayor concentración de pigmentos de antocianina hace que los granos parezcan negros (Betrán y col 2001; Dickerson 2003).

El endospermo es de textura suave, lo que hace que los valores de peso hectolítrico sean menores que los que se presentan en maíces dentados.

El maíz azul ha sido utilizado para elaborar tortillas y botanas pigmentadas debido a que estos productos se aprecian como promotores de salud (El-Sayed y col 2006; Serna-Saldivar 2010). Adicionalmente, el valor nutrimental del maíz azul se basa en su endospermo harinoso y contenido de proteína que es considerado como el más alto comparado con el maíz blanco y amarillo (Betran y col 2001). Por estas características, éste maíz especial es demandado para la producción de productos procesados (Rooney y Serna-Saldivar 2003; Mauricio y col 2004; Rojas y Tinoco 2010).

2 Compuestos bioactivos en maíz

El maíz contiene compuestos bioactivos sintetizados en la planta por el metabolismo secundario, estos compuestos no se consideran como nutrientes sin embargo poseen actividad biológica, se acumulan en los tejidos dérmicos del cuerpo de la planta debido a su papel en la protección contra los rayos UV, y como productos químicos de defensa contra los patógenos (Babbar y col 2015), cuando son ingeridos, proveen beneficios a la salud ayudando en la prevención y tratamiento de enfermedades crónico degenerativas (López-Martínez y col 2009; Serna-Saldivar y col 2011; Reynoso-Camacho y col 2015).

a Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son considerados como metabolitos secundarios

(Xiao y col 2015), han recibido especial atención en los últimos años debido a sus funciones bioactivas en las plantas, tales como su actividad antioxidante, antiviral y antiinflamatoria (Ignat y col 2011).

Son compuestos que en su estructura poseen uno o más anillos aromáticos con uno o más grupos hidroxilos (Xiao y col 2013). Los fenólicos proveen funciones esenciales en el crecimiento, reproducción, color y defensa contra patógenos, parásitos y depredadores en las plantas (Nayak 2015).

Los compuestos fenólicos en plantas se derivan a través de la ruta de las pentosas fosfatos y la glucolisis, a partir de eritrosa-4-P y de ácido fosfoenolpirúvico se inicia una secuencia de reacciones que conduce a la síntesis del ácido siquímico. La mayoría de los compuestos fenólicos derivan de la fenilalanina. La enzima fenilalanina amonio liasa (PAL, por sus siglas en ingles) cataliza la formación de ácido cinámico por eliminación de una molécula de amonio de la fenilalanina, la reacción que cataliza es una importante etapa reguladora en la formación de muchos compuestos fenólicos. Las reacciones posteriores a la catalizada por PAL son básicamente adiciones de más grupos hidroxilo y otros sustituyentes. Los ácidos *trans*-cinámico y *p*-cumárico se metabolizan para formar ácido ferúlico y ácido caféico (**Figura 7**) (Ávalos García y Pérez-Urria Carril 2009; Cohen y Kennedy 2010).

Los fenólicos en el maíz se encuentran comúnmente ligados a pared celular en complejas estructuras como la celulosa, lignina y esterificadas a proteínas (Adom y Liu 2002). Los compuestos fenólicos más comunes encontrados en granos son ácidos fenólicos y flavonoides (Liu 2007).

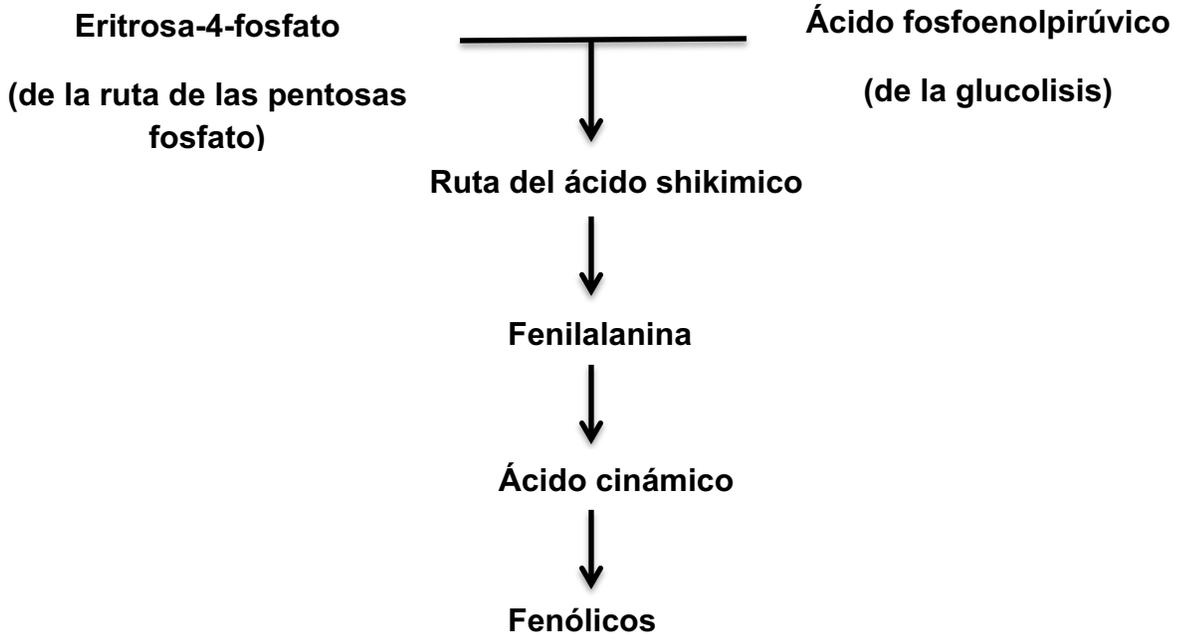


Figura 7. Biosíntesis fenólica

Ávalos García y Pérez-Urria Carril (2009)

1) Ácidos fenólicos

Los ácidos fenólicos derivan del ácido cinámico y benzoico, en el maíz hay dos clases de ácidos fenólicos, ácidos hidroxibenzóicos y ácidos hidroxicinámicos, dentro del grupo de ácidos hidroxibenzóicos podemos encontrar al ácido gálico, *p*-hidroxibenzóico, vanílico, siríngico y protocatecuico; y dentro del grupo de ácidos hidroxicinámicos se encuentran los ácidos ferúlico, cumárico, sinápico y caféico (**Cuadro 7**).

Los ácidos fenólicos reportados en maíz se presentan en forma libre y ligada. Los fenólicos libres se localizan en la capa externa del pericarpio y son extraídos utilizando solventes orgánicos. Respecto a los fenólicos ligados, estos se encuentran esterificados a pared celular y para su liberación de esta matriz es necesario aplicar hidrólisis ácida y básica (**Figura 8**). Los principales ácidos fenólicos en maíz son ferúlico y *p*-cumárico (Mattila y col 2005; Zadernowski y col 2009; Acosta-Estrada 2014).

Se han reportado propiedades específicas para los ácidos fenólicos, dentro de las que destacan, su propiedad antibacteriana, antiviral, anticancerígena, anti-inflamatoria, vasodilatadoras (Babbar y col 2015).

2) Flavonoides

Los flavonoides son compuestos de bajo peso molecular, que consisten en quince átomos de carbono, dispuestos en una configuración de C6-C3-C6. La estructura consta de dos anillos bencénicos (anillos A y B) unidos por un heterociclo piránico (anillo C) (Peluso y col 2015).

Los más de 4000 flavonoides descritos hasta ahora se han clasificado en

Cuadro 7. Ácidos fenólicos reportados en maíz

Ácido fenólico	Referencia
<u>Ácidos hidroxibenzóicos</u>	Pandey y col 2013; Guo y Beta 2013; González-Muñoz y col 2013; Pedreschi y Zevallos 2007.
<ul style="list-style-type: none">• Gálico• Vanílico• Siríngico• <i>p</i>-hidroxibenzóico• Protocatecuico	
<u>Ácidos hidroxicinámicos</u>	Ndolo y col 2013; Urías-Peraldi y col 2013; Rojas-García y col 2012; Ramos escudero y col 2012; Devanand y col 2012; Mora-Rochín y col 2010; López-Martínez y col 2009; De la Parra y col 2007; Salinas-Moreno y col 2007; Del Pozo-Insfran y col 2006.
<ul style="list-style-type: none">• Ferúlico• Caféico• Sinápico• <i>p</i>-cumárico	

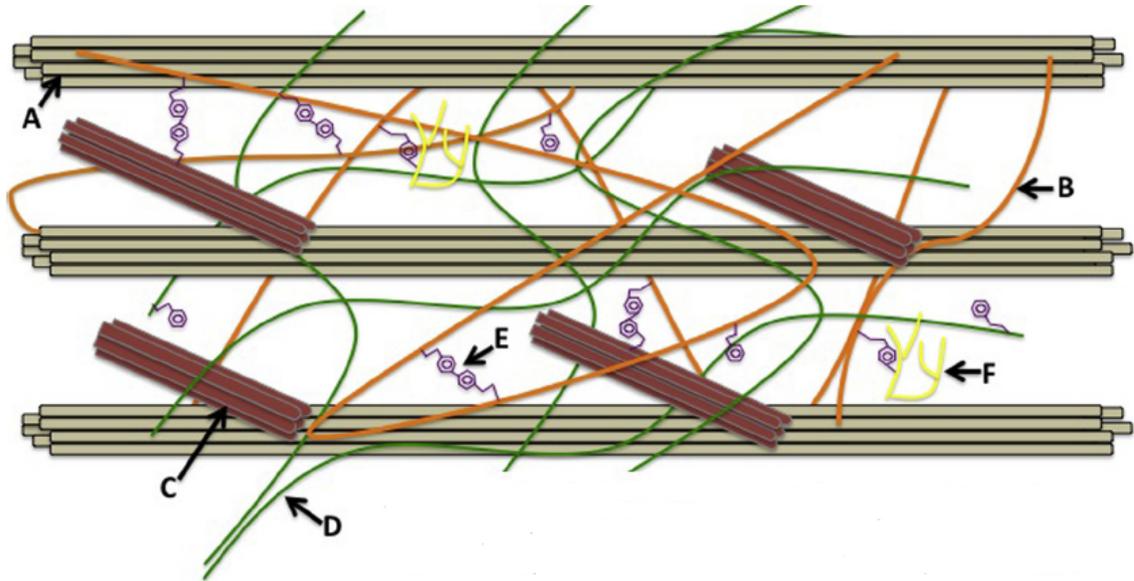


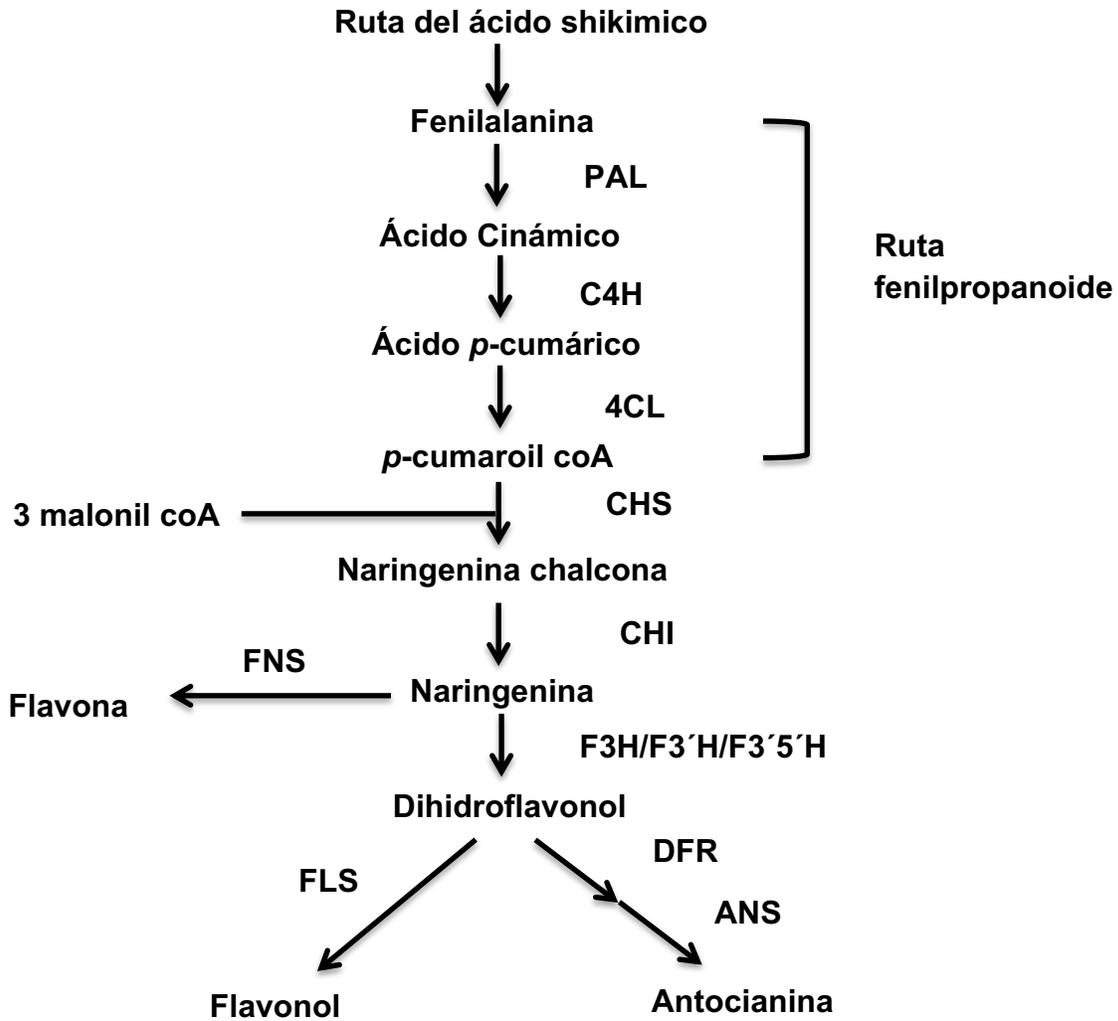
Figura 8. Representaciones de la estructura de la pared celular primaria de material vegetal y la reticulación entre los componentes estructurales y compuestos fenólicos. (A) Celulosa (B) Hemicelulosa (C) Proteínas estructurales (D) Pectina (E) Ácidos fenólicos (D) Lignina.

Acosta Estrada y col (2014)

varias clases de acuerdo con las variantes estructurales que presenta el anillo C. De acuerdo con esto, los flavonoides se clasifican en varios grupos: flavonas, flavonoles, flavanonas, flavanoles, antocianidinas, catequinas, epicatequinas, auronas e isoflavonoides (Pérez-Jiménez y col 2010). Ayudan a proteger la planta contra la luz UV, hongos parásitos, herbívoros, patógenos y daño celular oxidativo (Sarkar y Shetty 2014).

Dentro del grupo de los flavonoides se encuentran las antocianinas, pigmentos hidrosolubles ampliamente distribuidos en el reino vegetal, este tipo de compuestos proporcionan colores fuertes y se encuentran principalmente en flores y frutas (Han y col 2007) son solubles en agua y dependiendo del pH y la presencia de iones de metal, imparten un color intenso azul o morado (Jing y col 2007).

Los precursores de las antocianinas son bien conocidos (Springob y col 2003). Se ha establecido experimentalmente que al anillo A de las antocianinas se sintetiza por la ruta del ácido malónico con la condensación de tres moléculas de malonil-CoA, mientras que el anillo B se sintetiza por la ruta del ácido shikímico. El ácido shikímico da paso a la fenilalanina que por acción de una fenilalanina amonía liasa (PAL), y después de una pérdida de NH_3 se convierte en ácido *p*-coumárico. El *p*-coumaril-CoA luego participa en una reacción de condensación con las tres moléculas de malonil- CoA para formar una chalcona de 15 C, reacción catalizada por una chalcona sintetasa. Este compuesto intermedio de 15 C es transformado en una flavanona en una reacción catalizada por una chalcona isomerasa. Finalmente, la flavanona es transformada en la correspondiente antocianidina por una reacción de hidroxilación en el carbono 3 seguida por una deshidratación (**Figura 9**). La molécula de antocianidina se estabiliza por glicosilación del heterociclo; reacción en



Las enzimas participantes en la ruta del ácido shikimico son: fenilalanina amonoliasa (PAL), cinamato 4-hidroxilasa (C4H), 4-cumaroil coA ligasa (4CL), chalcona sintasa (CHS), chalcona isomerasa (CHI), flavanona 3-hidroxilasa (F3H), flavanona 3'5'-hidroxilasa (F3'5'H), flavanona 3'-hidroxilasa (F3'H), dihidroflavonol 4-reductasa (DFR), antocianidin sintasa (ANS), flavonol sintasa (FLS), flavona sintasa (FNS).

Figura 9. Ruta general de biosíntesis de las antocianinas

Zhang y col (2014).

la que interviene una glicosil transferasa y posterior posibles reacciones de metilación de los hidroxilos seguidas de acilaciones.

Las antocianidinas más estudiadas son cianidina, delphinidina, pelargonidina, malvidina, petunidina y peonidina (Moreno y col 2005) estas se encuentran en frutas, verduras y granos en forma de glicosidos, teniendo glucosa, galactosa, ramnosa, xilosa o arabinosa adherida a la aglicona (Wang y Stoner 2008). La unidad o unidades de azúcar les confiere una gran solubilidad y estabilidad, generalmente se une a la antocianidina en la posición 3 del grupo fenólico, pero puede también hacerlo en las posiciones 5 y 7 (Strack y Wray 1989).

En algunos casos, los azúcares están acilados con grupos derivados del ácido acético o alguno de los cuatro ácidos cinámicos (*p*-cumárico, caféico, ferúlico o sinápico). Se ha observado que la presencia de estos grupos acilo en la molécula de antocianidina le confiere estabilidad ante condiciones extremas de pH y temperatura. Cuando en la molécula de antocianina se encuentran únicamente azúcares, se denominan glucosiladas; si además de los azúcares están presentes uno o varios radicales acilo, se catalogan como aciladas (Salinas y col 2010). En las estructuras vegetativas de esta gramínea las antocianinas de tipo glucosiladas o no aciladas identificadas son cianidina-3-glucósido, pelargonidina-3-glucósido y peonidina-3- glucósido; entre las antocianinas aciladas, cianidina-3-malonilglucosido, cianidina-3-dimalonilglucosido, peonidina-3-(6"-malonilglucosido), peonidina-3-dimalonilglucosido, pelargonidina-3-(5"-malonilglucosido) han sido reportadas (**Cuadro 8**). La estructura completa de las antocianinas aciladas, con la ubicación precisa de los puntos donde el radical acilo y azúcar se unen, se obtiene utilizando técnicas tales como resonancia magnética nuclear. En granos de maíz azul, las

Cuadro 8. Antocianinas reportadas en maíz azul

Antocianinas	Referencia
<u>Glucosiladas</u>	
Cianidina-3-glucósido	Yang y Zhai 2010; Castañeda-Sánchez-Madrigal y col 2015; Ovando y col 2010; González-manzano y col 2008; Pedreschi y Zevallos 2007; Salinas-Moreno y col 2005.
Pelargonidina-3-glucósido	
Peonidina-3-glucósido	
<u>Aciladas</u>	
Cianidina-3-(6"-malonilglucósido)	
Pelargonidina-3-(6"-malonilglucósido)	Collison y col 2015; Harakotr y col 2014; Žilić y col 2012; Cuevas
Peonidina-3-(6"-malonilglucósido)	Montilla y col 2011; Abdel-Aal 2006.
Cianidina-3-(3",6"-dimalonilglucósido)	
Pelargonidina-3- dimalonilglucósido	

antocianinas presentes son derivadas principalmente de la cianidina y malvidina, siendo la primera dominante (Salinas-Moreno y col 2005).

3 Propiedades nutraceuticas de los compuestos fenolicos

Además de la función fisiológica en las plantas, los compuestos fenólicos son importantes componentes de la dieta humana. Las dietas ricas en fenólicos se han asociado con una reducción en la incidencia de enfermedades del tipo de daño oxidativo como cáncer y enfermedades cardiovasculares (Visioli y col 2000). Muchos de estos efectos se han atribuido a la capacidad de los compuestos fenólicos para inhibir las reacciones oxidativas *in vivo* (Chow y col 2005). La acción de los fenólicos incluye la supresión de enzimas y oligoelementos que participan en la producción de RL, EROS, RNS y la protección de las defensas naturales de los antioxidantes (Han y col 2007).

Los fenólicos inhiben las enzimas responsables que generan la producción de radicales, incluyendo xantina oxidasa, ciclooxigenasa y NADH oxidasa, así mismo son eficientes quelantes de metales traza que tienen una función importante en la generación de especies reactivas de oxígeno (Cos 2003).

Sin embargo, la actividad antioxidante de estos compuestos se debe principalmente a la estabilización de las especies reactivas a través de la donación de átomos de hidrógeno o donación de electrones (Shahidi y Wanasundara 1992). Las propiedades estructurales de los fenólicos, en términos de disponibilidad de los grupos donantes de hidrógeno, determinan la actividad antioxidante (Rice-Evans 1996).

4 Medición de la actividad antioxidante

El método conveniente para evaluar la actividad antioxidante debe ser rápido, reproducible, requerir pequeñas cantidades de productos químicos, y no ser influenciado por las propiedades físicas de la matriz de la muestra (Babbar y col 2015).

La actividad antioxidante no puede ser medida directamente, pero puede determinarse por los efectos del compuesto antioxidante en un proceso de oxidación controlado. En la medición de una muestra oxidante, pueden usarse intermediarios o productos finales para valorar la actividad antioxidante.

La actividad antioxidante de una muestra no puede ser determinada basándose solo en un ensayo de prueba. En la práctica se realizan muchos modelos de test *in vitro* (**Cuadro 9**) para evaluar la actividad antioxidante de la muestra de interés; sin embargo, es necesario considerar que los modelos presentan variaciones que pueden dificultar la comparación de los resultados entre un método y otro.

Con base a las reacciones químicas, la gran mayoría de los ensayos para determinar la capacidad antioxidante pueden ser divididos en dos categorías: ensayos basados en la reacción por transferencia de átomos de hidrógeno (HAT) y ensayos basados en la reacción por transferencia de electrones (ET).

Los ensayos basados en la transferencia de electrones (ET) involucran una reacción redox con el oxidante como un indicador del punto final de reacción.

La mayoría de los ensayos basados en HAT monitorean una reacción cinética competitiva, generalmente están compuestos de un generador de radical libre sintético, una prueba molecular oxidable y un antioxidante. Los ensayos basados en HAT y ET fueron desarrollados para medir la capacidad de atrapar radicales libres, en lugar de la capacidad preventiva antioxidante de una muestra (Huang y col 2005).

Cuadro 9. Tipos de ensayos para la medición de la actividad antioxidante y su principio operativo

Ensayo	Radical/ Cromóforo	Longitud de onda	pH	Tipo de ensayo	Basado en HAT/TE
Capacidad de absorción de oxígeno radical (ORAC)	AAPH (Fluoresceína)	λ_{ex} :485 nm λ_{em} :538 nm	7.4	Decaimiento de fluorescencia	HAT
Parámetro antioxidante de captura total de radicales (TRAP)	AAPH	λ_{ex} :495 nm λ_{em} : 575nm	7.5	Decaimiento de fluorescencia	HAT
Inhibición de la oxidación de lipoproteínas de baja densidad	N-metil-2-fenillindol	586 nm	7.4	Medición de la absorbancia	HAT
Poder de reducción antioxidante del hierro (FRAP)	Quelado de iones Fe ³⁺	595 nm	3.6	Medición de la absorbancia	ET
DPPH	DPPH [•]	515 nm	7.0	Medición de la absorbancia	ET
Capacidad antioxidante equivalente de trolox (TEAC)	(ABTS ^{•+})	734 nm	7.4	Medición de la absorbancia	ET

Deepshikha Gupta (2015)

En la **Figura 10** se muestran las reacciones específicas para los ensayos basados en la transferencia de electrones y en la transferencia de átomos de hidrógeno.

Los métodos más frecuentemente utilizados para medir el potencial antioxidante *in vitro* de cereales son: la capacidad de absorción de oxígeno radical (ORAC), el 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH •), capacidad antioxidante equivalente de trolox (ABTS •⁺), y el poder de reducción antioxidante del hierro (FRAP) (Fardet y col 2008).

a ORAC

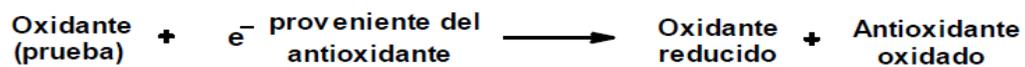
El ensayo ORAC, mide la inhibición de la oxidación inducida por radicales peróxido. El radical peróxido es generado de una fuente como AAPH (2,2'-azobis (2-amidinopropano) dihidrocloruro), el cual sufre una descomposición térmica para producir nitrógeno molecular y radicales alquilo, que en presencia de oxígeno genera radicales peróxido, los cuales reaccionan con una sonda coloreada o fluorescente para formar un producto incoloro o no fluorescente.

La capacidad antioxidante es determinada por la disminución en la velocidad de degradación de la sonda debido a la reacción de los radicales peróxido con el antioxidante para generar un producto no radicalario.

Generalmente se utiliza fluoresceína como sonda y la reacción suele llevarse por extensos periodos de tiempo (>30 minutos) para garantizar la estabilización de la reacción.

Los cálculos para expresar los resultados se obtienen de la integración del área bajo la curva de decaimiento de fluorescencia, los resultados se expresan en términos de equivalencia de Trolox (análogo de vitamina E) (Tomer y col 2007).

Ensayos ET



Ensayos HAT

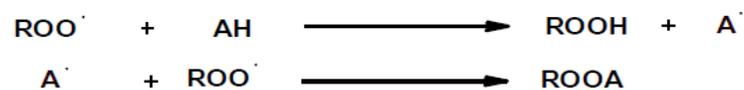


Figura 10. Mecanismos de reacción por transferencia de electrones y transferencia de átomos de hidrógeno

Huang col (2005)

b DPPH

La molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH) es conocida como un radical libre estable debido a la deslocalización de un electrón desapareado sobre la molécula completa, por lo cual la molécula no se dimeriza, como es el caso de la mayoría de los radicales libres. La deslocalización del electrón también intensifica el color violeta intenso típico del radical, el cual absorbe en metanol a 517 nm. Cuando la solución de DPPH reacciona con el sustrato antioxidante que puede donar un átomo de hidrógeno, el color violeta se desvanece. El cambio de color es monitoreado espectrofotométricamente y es utilizado para la determinación de los parámetros para las propiedades antioxidantes (Ojha y col 2012).

5 Preparaciones culinarias tradicionales y usos especiales del maíz

La cocina tradicional mexicana, que tiene como base al maíz, es considerada Patrimonio Cultural Inmaterial de la Humanidad por la Organización de Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO 2010). Si existiera alguna duda en cuanto al origen del maíz, bastaría con hacer un recuento del número de platillos que se preparan con este cereal, muchos de ellos desde tiempos remotos. El destacado antropólogo Eusebio Dávalos Hurtado decía que en México existen no menos de 700 formas de comer el maíz, afirmación que el “Recetario del Maíz” editado por el Consejo Nacional para las Culturas y las Artes (CONACULTA) sustenta y amplía considerablemente (Echeverría y Arroyo 2000).

Adicionalmente, el grano de maíz puede ser empleado en muchos tipos de industrias, como la textil, química, de cosméticos y alimentaria (Rooney y col 2003) de las cuales la industria alimentaría es la más importante, debido a que existen

tantas maneras de elaborar los productos como la variabilidad genética lo permite (Schoch 1970).

En el **Cuadro 10** se reportan algunas de las preparaciones culinarias tradicionales. Es importante subrayar que la base de estos platillos son los *maíces nativos* y no los mejorados, los cuales no reúnen las propiedades y calidad necesaria, en la mayoría de los casos, para la preparación de platillos específicos (Ortega-Paczka 2003).

En muchos casos se ha encontrado una correlación estricta entre la raza de maíz y el tipo y uso de la preparación culinaria, los usos culinarios de las razas nativas de maíz quedan determinados por las características fisicoquímicas del grano. En relación con esto, en el **Cuadro 10** se especifican algunos de los criterios de calidad sobresalientes reportados para usos culinarios comunes.

Los granos con alto valor agregado son los que presentan características especiales de calidad que aumentan el beneficio para el consumidor (Gómez y col 2006a; 2006b). En este grupo se encuentran los siguientes maíces: el maíz azul, como fuente de pigmentos (antocianinas) y antioxidantes naturales, muy apreciado para hacer tortillas, tostadas y botanas (Salinas y col 2007; De la Parra y col 2007), el maíz blanco, con antioxidantes naturales (Del Pozo y col 2006; Ruiz-Torres y col 2008), el maíz de endospermo duro, para la industria de la molienda seca, por sus propiedades de baja absorción de agua y aceite para producir botanas (Rooney y Serna-Saldívar 2003), el maíz palomero, para elaborar rosetas; el maíz de endospermo semiduro, para la industria de las harinas nixtamalizadas para tortillas; los maíces con alto porcentaje de germen, porque incrementan el rendimiento de aceite y reducen el uso de este ingrediente en los alimentos balanceados (Aragón

Cuadro 10. Usos comunes del maíz, criterios de calidad reportados y razas nativas asociadas

Uso	Criterios de calidad	Razas destacadas
Tortillas	Granos duros o semiduros. Valores intermedios-altos de peso de mil granos (PMG). Valores intermedios-bajos de gravedad específica. Valores altos de capacidad de absorción de agua, alto rendimiento de tortilla, baja pérdida de peso y baja resistencia al corte.	Pepitilla, Azul, Tuxpeño, Tabloncillo, Chalqueño, Olotillo, Celaya, Onaveño, Cristalino de Chihuahua.
Atoles	Granos muy suaves y harinosos (con alto porcentaje de endospermo suave), lo que contribuye al desarrollo de viscosidad. Valores altos de (PMG). Valores bajos de gravedad específica. Valores altos de capacidad de absorción de agua.	Cacahuacintle, Blando de Sonora, Bofo, Harinoso de Ocho, Elotes Occidentales, Ancho.
Palomitas	Granos pequeños, cristalinos, muy duros y con altos valores de gravedad específica. Valores bajos de capacidad de absorción de agua. Valores altos de volumen de expansión. Tiempos cortos de reventado.	Reventador, Palomero Toluqueño, Arrocillo.
Pinoles	Granos de baja dureza. Valores intermedios de gravedad específica y (PMG). Valores bajos de capacidad de absorción de agua.	Chapalote, Elotes Cónicos, Chalqueño, Onaveño, Cacahuacintle, Dulce de Jalisco, Dulcillo del Noroeste, Bofo.
Pozoles	Granos suaves y harinosos (con alto porcentaje de endospermo suave), de preferencia grandes. Valores altos de (PMG). Valores bajos de gravedad específica. Valores altos de capacidad de absorción de agua. Tiempos cortos de cocción para el reventado del grano. Valores altos de capacidad de expansión.	Cacahuacintle, Ancho, Blando de Sonora, Elotes Occidentales.

Fernández Suárez y col (2013)

y col 2012), los maíces poli-embriónicos con alto contenido de aceite, para harinas con menor retrogradación (Cruz-Requena y col 2011), el maíz con alto contenido de almidón y el de bajo contenido de fitatos (Layrisse y col 2000), el maíz con bajo porcentaje de fisuras internas, para el secado a temperaturas bajas; el maíz no transgénico (Johnson y May 2003; Turrent y col 2009), para utilizarse en productos alimenticios de exportación; el maíz nutricionalmente acrecentado, con alto contenido de proteína; el maíz orgánico, libre de pesticidas después de la cosecha; el maíz ceroso y el maíz blanco (Gómez y col 2006a; 2006b).

Según Mauricio y col (2004), entre las propiedades importantes para la clasificación del uso alimentario del maíz en México están el tamaño del grano, su gravedad específica y su dureza, así como su capacidad de absorción de agua y rendimiento de masa, rendimiento de tortilla, pérdida de peso durante la cocción de la tortilla y la resistencia al corte de la tortilla. El color del grano de maíz varía ampliamente entre genotipos, y aunque no se considera una propiedad importante para su uso alimentario, influye considerablemente en la preferencia del consumidor (Mauricio y col 2004; Aragón y col 2012).

Estos autores también reportaron que los granos aptos para producir atoles y pozoles se caracterizan por tener tamaño grande y valores bajos de dureza y gravedad específica, en tanto que los granos para tortillas tienen valores intermedios en tales características; en contraste, los granos para pinoles se caracterizan por ser cortos, anchos y gruesos, de baja dureza y gravedad específica. Los granos palomeros son pequeños, duros y de alta gravedad específica. Los granos empleados para botanas son los más largos y duros. Por ello los investigadores consideran que las características de mayor definición respecto al producto

alimenticio obtenido, son dureza del grano, pérdida de peso y capacidad de absorción de agua, porque los valores altos de capacidad de absorción de agua se registran en los maíces para la producción de tortillas y atoles, mientras que los granos destinados a botanas tienen valores menores, y son aún menores en los maíces para palomitas y pinoles. Así pues, las características estudiadas de los granos de maíz, especialmente la dureza, se relacionan con el uso alimenticio al cual se destinan, y por lo mismo son útiles para definir la calidad industrial del grano respecto al producto que se desee elaborar.

a Tortilla

La tortilla de maíz es uno de los alimentos tradicionales más importantes en México, es considerada como la base de la supervivencia del pueblo mexicano desde hace más de 3500 años (Paredes-López y col 2009), el proceso mediante el cual se obtiene es conocido como nixtamalización, el cual incrementa el contenido de calcio en tortillas (Bressani 2008), permitiendo la liberación de niacina al dejarla disponible para el organismo, además mejora la digestibilidad de la proteína (Paredes-López y col 2009).

Las tortillas se pueden encontrar en color blanco, amarillo, rojo y azul, esto se debe a los pigmentos naturales contenidos en las distintas variedades de maíz con el que se elaboran (Guerrero Villanueva y col 2012).

Alrededor de 82 % de los hogares mexicanos incluyen a las tortillas en su dieta, y representa el 6.4 % del gasto total en alimentos, aunque la población de menores ingresos puede destinar más de 25 % de su presupuesto alimentario en este producto (INEGI 2010). De acuerdo con cálculos recientes del Consejo Nacional de Evaluación de la Política de Desarrollo Social, el consumo diario *per capita* de

tortilla es de 155.4 g en las zonas urbanas y hasta 217.9 g en las zonas rurales (CONEVAL 2012).

La importancia de la tortilla en la dieta no es menor, pues se trata de una excelente fuente de calorías y calcio (Serna-Saldívar y Amaya-Guerra 2008) que puede proporcionar de 32 a 62 % de los requerimientos mínimos de hierro (Paredes-López y col 2009).

6 Tipos de procesos para la elaboración de tortillas

a Nixtamalización tradicional

La tecnología para la producción de tortillas es ancestral y se ha transmitido de generación en generación en Mesoamérica, el nombre de nixtamalización deriva de (Náhuatl: = nixtli cenizas y tamalli = masa de maíz cocido).

En México esta técnica todavía es utilizada como en los tiempos de los aztecas; el maíz nixtamalizado es molido en un metate para producir la masa que se utiliza para formar discos con la mano de aproximadamente 20 cm de diámetro, estos son cocinados en una plancha de arcilla llamada comal (Serna-Saldívar y col 1990). El producto resultante era llamado tlaxcalli por los aztecas y posteriormente se denominó tortilla por los españoles (Clavijero 1787).

Durante el proceso por nixtamalización tradicional, el maíz es sometido a condiciones de alto contenido de humedad, calor (80 a 105 °C) y un pH elevado (11 a 12) (De la Parra y col 2007).

El proceso de nixtamalización requiere la cocción de los granos de maíz en una solución de agua con cal, dejándolo reposar durante la noche. Generalmente, la relación de maíz y solución alcalina oscila entre una parte de los granos de maíz

enteros a 3-10 partes de la solución alcalina. La solución consiste en una solución de agua y cal [2% en peso de cal ($\text{Ca}(\text{OH})_2$)]. El maíz se cocina a temperatura de ebullición seguido de un período de reposo del orden de 12 horas. El proceso de cocción ablanda el pericarpio y permite al endospermo absorber agua, lo que facilita su posterior molienda. Después del periodo de reposo, la solución alcalina es drenada. En este punto al maíz se le llama nixtamal, y el líquido rico en sólidos de maíz, se llama nejayote. El nejayote es un producto altamente contaminante, es un desecho alcalino que tiene una gran demanda de oxígeno, el cual debe ser eliminado adecuadamente en el proceso, lo que aumenta el costo del proceso de nixtamalización tradicional. El nixtamal es lavado varias veces con agua para eliminar el exceso de cal.

Los granos cocidos y nixtamalizados son molidos, posteriormente a la harina se le adiciona pequeñas porciones de agua, y como resultado se obtiene la masa de maíz. A partir de esta masa se pueden elaborar diversos productos (Serna-Saldívar y col 1990).

La nixtamalización induce cambios que desde el punto de vista nutrimental son positivos en lo referente a la biodisponibilidad de nutrimentos. Se ha reportado un aumento significativo en el contenido de calcio (del orden de 13 veces), el cual es biodisponible prácticamente en su totalidad (Bressani 2008). También es mayor la cantidad de fibra dietaria soluble e incrementa la biodisponibilidad de la mayoría de los aminoácidos esenciales, lo que aumenta sensiblemente el valor biológico de la proteína (Paredes-López y col 2009). Aunque se reportan pérdidas de niacina de hasta 22 % después del tratamiento alcalino (Bressani 2008), las moléculas que quedan intactas son liberadas como ácido nicotínico para su aprovechamiento, lo

que destruye el efecto pelagrógeno que tienen las dietas ricas en maíz crudo o tostado. La nixtamalización también puede favorecer la formación de almidón resistente (Paredes-López y col 2009), el cual al no ser digerido se comporta de forma similar a la fibra soluble, con los beneficios para la salud que esto conlleva. Adicionalmente, se ha reportado la degradación de aflatoxinas durante la nixtamalización y elaboración de tortillas (Méndez-Albores y col 2004).

Varios estudios han informado de los efectos de la nixtamalización en la producción de tortilla, así como en su contenido polifenólico y antioxidante (Del Pozo-Insfran y col 2006; De la parra y col 2007; Mora-Rochin y col 2010).

La nixtamalización tradicional, sin embargo, tiene aspectos negativos como requerir tiempos de remojo largos (12 a 16 h), generar altas cantidades de descargas de líquido de desecho (3-10 litros de efluentes contaminantes / kg de maíz) (Cortés-Gomez 2006; Eckhoff y col 2010), también lleva un costo energético importante debido a la baja eficiencia de transferencia de calor. Todos estos factores tienen importancia económica e implicaciones comerciales, que hacen necesario la búsqueda y utilización de tecnologías alternativas más ecológicas y rentables, una tecnología alternativa es la extrusión, la cual es un proceso que combina operaciones unitarias como transporte, mezclado, cocimiento y formado (Alam y col 2015).

b Extrusión-cocción-alkalina

La palabra extrudir proviene del latín "extrudere" que significa empujar o presionar hacia afuera. La tecnología de extrusión aplicada a alimentos se define como un proceso continuo que combina el corte mecánico y el calor para la gelatinización del almidón y la desnaturalización de las proteínas, obteniéndose un

producto plastificado y reestructurado con nuevas formas y texturas. Hoy en día se considera al extrusor como un biorreactor de temperatura alta-corto tiempo (HTST por sus siglas en inglés) (El-Dash 1981; Harper 1989).

La extrusión-cocción alcalina se emplea en la fabricación de harinas pre-gelatinizadas adecuadas para tortillas con similares características que homólogos producidos usando el proceso tradicional (Milán-Carillo y col 2006). El proceso de extrusión-cocción alcalina ofrece la ventaja principal de la nula generación de aguas residuales (nejayote); la retención de nutrientes asociados con los tejidos del pericarpio y aleurona y la producción de alimentos integrales (Serna-Saldivar y col 1988). Esto es importante porque el consumo de grano entero se ha asociado con una reducción en el riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares (ECV), diabetes tipo II, y algunos tipos de cáncer (Carvalho-Wells y col 2010; Dixit y col 2011).

El maíz en este proceso se usa molido integralmente, es acondicionado con cal y agua (de 40 a 65% de humedad con respecto al peso del maíz), la mezcla es calentada con ayuda de resistencias eléctricas ubicadas al exterior del extrusor (Martínez-Bustos y col 1996). Durante el proceso, el trabajo mecánico y temperatura propician la gelatinización del almidón (Serna-Saldívar y col 1988). En general, el cocimiento por extrusión se realiza en condiciones de temperatura alta (90–120°C), baja humedad y cortos tiempos de proceso, sin la generación de efluentes contaminantes (Harper 1990). Varios autores han reportado la extrusión como una opción para la fabricación de harina y masa nixtamalizada (Mensah-Agyapong y Horner 1992; Martínez-Bustos y col 1996; Gutiérrez-Dorado y col 2008; Aguayo-Rojas y col 2012), sin embargo, el método aún no sustituye el proceso tradicional,

debido a que las características de harinas obtenidas por este tratamiento son diferentes a las de la nixtamalización tradicional (Gómez-Aldapa y col 1999). Durante la extrusión, ocurren transiciones en el almidón que provocan mayor grado de gelatinización comparado con el proceso tradicional de nixtamalización. Se produce, además desnaturalización de proteínas, formación de complejos, reacciones de fusión y fragmentación del almidón (Lai y Kokini 1991). Los cambios son dependientes de las condiciones del proceso de extrusión.

Diversos investigadores han reportado una mayor retención en el contenido de compuestos bioactivos en la tortilla a partir de harinas de maíz producidos por extrusión-cocción alcalina comparadas con el proceso tradicional, sugiriendo que el procesamiento de extrusión-cocción-alcalina es una buena alternativa para la fabricación de harinas instantáneas empleadas en la elaboración de tortillas (Mora-Rochin y col 2010; Aguayo-Rojas y col 2012; Sánchez-Madrigal y col 2015).

Debido a estas características el proceso de extrusión está ganando popularidad, ya que además es un proceso versátil, los costos de procesamiento son relativamente bajos, presenta una alta tasa de rendimiento y producción automatizada, no produce efluentes, y los productos obtenidos se consideran de alta calidad.

1) Cambios en el contenido de antocianinas y fenólicos en productos nixtamalizados por el método tradicional y por extrusión-cocción-alcalina

La nixtamalización tradicional reduce significativamente el contenido de antocianinas en los maíces pigmentados, pérdida que se debe a que gran cantidad de estos compuestos se solubilizan en el agua de cocción con pH elevado y

temperatura extrema, lo que degrada estos compuestos. Además, otras estructuras químicas derivadas de los polifenoles son afectadas por el rompimiento de enlaces éster, y como consecuencia los fenoles se liberan a la solución de cocimiento. La mayor parte de estos compuestos se encuentran en el pericarpio del grano, y son eliminados durante el lavado del nixtamal (De la Parra y col 2007).

En la extrusión-cocción-alkalina, las pérdidas en el contenido de antocianinas en las tortillas con respecto al grano crudo son probablemente producidas como resultado del efecto sinérgico de la temperatura y pH alcalino, lo que produce importantes transformaciones en la estructura de estas.

Sin embargo empleando esta tecnología se observa una mayor concentración y estabilidad en los compuestos fenólicos totales presentes en tortillas obtenidas por este proceso, lo que podría atribuirse a la corta exposición térmica del grano entero en el extrusor, además que durante la extrusión no existen pérdidas de los componentes anatómicos del grano de maíz, por lo que hay una mayor retención de estos compuestos (Aguayo-Rojas y col 2012).

Mora-Rochin y col (2010) en un estudio con maíz azul, observaron una pérdida similar de antocianinas que las procesadas por nixtamalización tradicional, altas temperaturas en combinación con un pH elevado causan degradación, las antocianinas son compuestos estables a pH ácido, y cuando en el proceso se añade cal (hidróxido de calcio), produce numerosos cambios estructurales, así el contenido de antocianinas disminuye (Escalante-Aburto y col 2015; Nayak y col 2015).

Se ha reportado que para obtener una mayor retención de antocianinas es necesario la adición de ácido cítrico, ascórbico y/o bicarbonato de sodio, ya que

provocan un efecto positivo sobre la estabilidad de estos compuestos, permitiendo la permanencia de color de los productos extruidos (Alam y col 2015).

Aguayo-Rojas y col (2012) evaluaron el contenido de antocianinas y fenólicos en harinas de maíces mexicanos de varios colores (blanco, amarillo, rojo y azul) obtenidas por extrusión-cocción-alkalina. Al igual que lo reportado por otros autores, el maíz azul presentó el contenido de antocianinas más elevado que los demás maíces estudiados (27.52 mg equivalentes de cianidina 3-glucósido / 100 gramos de muestra), con una pérdida de estos compuestos de 53.5 % en las tortillas extruidas.

Debido a que los compuestos fenólicos, no son completamente estables durante el procesamiento, estos investigadores observaron un decremento en su concentración, la disminución de estos compuestos ha sido atribuida a la baja resistencia ante altas temperaturas (>80°C)(Alam y col 2015). Es bien conocido que las altas temperatura durante el procesamiento la estructura molecular de los diferentes compuestos fenolicos, puede reducir su reactividad química, y disminuir su extractibilidad debido a un cierto grado de polimerización (Alam y col 2015). Además, durante la molienda de maíz, para ser convertido a harina, se produce un ligero aumento de temperatura y un efecto abrasivo, que puede tener un efecto sobre la degradación de fenólicos.

Yagci y Gogus (2009) observaron que tanto el contenido de humedad y altas temperaturas provocan una disminución significativa en el contenido de fenolicos totales. Esta disminución se atribuye principalmente al efecto individual de la temperatura y la humedad empleadas en el proceso, que provocan la descarboxilación de ácidos fenólicos durante la extrusión

Los cambios en el contenido total de antocianinas y compuestos fenólicos en tortillas producidas a través de nixtamalización tradicional y el proceso de extrusión-cocción-alkalina, con respecto al grano crudo de algunas variedades de maíz se resumen en el **Cuadro 11**.

Cuadro 11. Contenido de compuestos fenólicos totales y antocianinas en diversas variedades de maíz

Variedad	Origen	Fenólicos Totales ¹			Antocianinas Totales ²			Referencias
		Crudo	TN	TE	Crudo	TN	TE	
Azul	Texas	266.2	161.8	-	36.87	3.81	-	De la parra y col (2007)
Azul	Sinaloa	142.1	86.6	122.7	30.69	13.8	13.11	Mora-Rochin y col (2010)
Azul	Sinaloa	147	-	128	27.52	-	12.78	Aguayo-Rojas y col (2012)
Negro	Querétaro	469	282	-	451.5	181.6	-	Rodríguez- Méndez y col (2013)
Azul	Tlaxcala	343.2	160.27	-	63.1	23.91	-	López-Martínez y col (2012)
Azul	Sinaloa	261.2	-	273.9	32.3	-	14.1	Pérez Uriarte y col (2014)
Morado	Corea	353	-	-	90	-	-	Kang Mo y col (2014)
AzuL	D.F.	343	-	-	274	-	-	López-Martínez y García-Galindo (2009)
Morado	Sur de Brasil	-	-	-	245	-	-	Kuhnen y col (2011)
Negro-Violáceo	Tailandia	1907	-	-	143.8	-	-	Harakotr y col (2014)
Morado	Veracruz	3400	-	-	850	-	-	López-Martínez y col (2009)
Criollo Negro	Morelia	333.9	-	-	78.8	-	-	Urias-Peraldi y col (2013)
Azul	México	45.1	-	-	32.1	-	-	Del Pozo-Insfran y col (2006)

¹ Concentración expresada en mg de ácido gálico/100 g de harina de maíz

² Concentración expresada en mg de cianidina 3-glucósido/100 g de harina de maíz

TN: Tortilla elaborada a partir del proceso tradicional de nixtamalización

TE: Tortilla elaborada a partir del proceso de nixtamalización por extrusión

IV JUSTIFICACIÓN

El estado de Sinaloa cuenta con una gran diversidad de maíces pigmentados, para potenciar su utilización, es necesario identificar los compuestos que les confieren calidad nutricional, nutracéutica e industrial, sobre las variedades comerciales, otorgándoles valor agregado. La información generada será de importancia para los fitomejoradores y conservadores del maíz nativo de México. Existe poca información científica sobre el efecto que tiene el proceso de extrusión cocción alcalina sobre los niveles y perfiles de fenólicos y antocianinas, así como la actividad antioxidante de tortillas de maíz pigmentado obtenidas a partir de dicho proceso.

V HIPÓTESIS

La actividad antioxidante de las tortillas está relacionada con las transformaciones estructurales de los fitoquímicos retenidos en el proceso de extrusión-cocción-alkalina.

VI OBJETIVOS

A OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto del proceso de extrusión-cocción- alcalina sobre los niveles y perfiles de compuestos fenólicos y antocianinas y su actividad antioxidante en tortillas elaboradas por dicho proceso a partir de maíz azul.

B OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Evaluar las propiedades tecnológicas, composición química y propiedades fisicoquímicas de maíz azul del estado de Sinaloa.
2. Evaluar la composición química y propiedades fisicoquímicas de las tortillas de maíz azul extrudidas.
3. Determinar los niveles y perfiles de compuestos bioactivos (fenólicos y antocianinas) a maíz azul y tortilla.
4. Evaluar el efecto del proceso de extrusión-cocción- alcalina sobre los niveles y perfiles de compuestos bioactivos en tortillas de maíz pigmentado.
5. Determinar la actividad antioxidante (ORAC y DPPH) a maíz azul y tortilla.
6. Evaluar el efecto del proceso de extrusión cocción alcalina sobre la actividad antioxidante de tortillas de maíz pigmentado.

VII MATERIALES Y MÉTODOS

A MATERIALES

Se utilizó maíz (*Zea mays* L.) criollo Azul Raza Elotero de Sinaloa, cultivado en condiciones de riego en el municipio de Concordia. Y como control un genotipo blanco híbrido (DEKABL-2038). Después de la cosecha los granos se limpiaron y almacenaron en refrigeración (4°C) hasta su utilización.

B MÉTODOS

1 Características físicas de los granos de maíz azul y blanco comercial

a Dimensiones físicas

Se determinó longitud, ancho y grosor utilizando un vernier digital Lcd (Truper) (Milán- Carrillo y col 2000). Las determinaciones se realizaron en 50 semillas seleccionadas al azar por triplicado.

b Peso de 1000 granos

Para el peso de 1000 granos, se seleccionaron al azar 1000 granos de un lote de semillas limpias, y se pesaron en una balanza analítica. La prueba se realizó por triplicado (AACC 1995).

c Peso hectolítrico

Para la determinación del peso hectolítrico se empleó el procedimiento 55-10 de la AACC (1995), utilizando una micro escala. Un recipiente de volumen conocido (1 L) se llenó de granos y se pesó en una balanza analítica. El peso hectolítrico se

obtuvo al dividir el peso de los granos entre el volumen del recipiente y relacionándolo a un volumen de 100 L (kg/hL). Las mediciones se realizaron por triplicado.

d Índice de Dureza

1) Índice de flotación

Se determinó de acuerdo a la norma mexicana NMX-FF-034/1-SCFI-2002 (NOM 2010). Se utilizó una solución de nitrato de sodio (NaNO_3), a una densidad de 1.25 g/mL. Se tomaron 25 granos al azar y se colocaron en un vaso de 50 mL que contenía la solución de nitrato de sodio, separando los granos por medio de un agitador de vidrio, se agita y se espera un minuto para tomar la lectura. El número de granos que ascienden a la superficie se usa como el índice de flotación. El número de granos que flotaron fue multiplicado por cuatro. Se relacionó granos flotantes, respecto a dureza y tiempo de cocción. La prueba se realizó por triplicado.

2) Pericarpio remanente

La determinación consiste en colocar en baño María a 50 °C, 5 granos de maíz en un vaso de precipitado de 100 mL, con un volumen de 25 mL de hidróxido de sodio 2N (NaOH). Los vasos son mantenidos en el baño María durante 10 y 15 min, tomando lectura del comportamiento del pericarpio del grano respecto a las características presentadas referentes a la hinchazón, formación de burbujas, separación parcial del pericarpio, endospermo de cada grano de maíz, así como también, separación total del pericarpio, por medio de una valoración visual a los 10 y 15 min. Se asignó un valor en una escala del 1 al 5 según lo reportado en la NMX-FF-034/1-SCFI-2002 (NOM 2010). La prueba se realizó por triplicado.

2 Propiedades fisicoquímicas de los granos de maíz azul y blanco comercial

a Diferencia total de color (ΔE)

Se determinó con un Colorímetro Minolta Chromameter mod CR-210 (Minolta LTD, Japón). La determinación de color se basa en el efecto triestímulo, donde L mide brillantez y varía de 100 (blanco) a cero (negro). Las dimensiones de cromaticidad son dadas por los parámetros a y b. Se utilizó un mosaico blanco como referencia (estándar) de valores L, a y b conocidos (L=97.63, a=-0.78 y b=2.85). La diferencia total de color (ΔE) de las muestras, se calculó con la ecuación: $\Delta E = [(\Delta L)^2 + (\Delta a)^2 + (\Delta b)^2]^{1/2}$ Donde: ΔE = Diferencia total de color entre el estándar y la muestra. ΔL , Δa , Δb = Diferencias absolutas de los valores de L, a y b del estándar a utilizar y los valores correspondientes que se observaron en la muestras (Milán-Carrillo y col 2002). Las lecturas se tomaron por triplicado.

b pH

Se determinó de acuerdo a la AACC (1995), 2.5 g de muestra se colocaron en solución con 25 mL de agua desionizada hervida y enfriada (agua mili Q) (relación 1/10); la solución se sometió a agitación a 240 rpm por 10 min, después se midió el pH de la suspensión con un potenciómetro. Las mediciones se realizarán por triplicado.

c Densidad aparente

Se determinó de acuerdo a NMX-FF-034/1-SCFI-2002 (NOM 2007). En una probeta graduada se midió 100 mL de harina, vaciada con ayuda de un embudo, y

golpeada suavemente 5 veces para acomodo de las partículas. Se midió el volumen de la harina, y su peso correspondiente, la harina se vació en otro recipiente, para el cálculo de la densidad aparente, la cual se expresó en g/cm³. La prueba se realizó por triplicado.

3 Composición química de los granos de maíz azul y blanco comercial

a Humedad

Se determinó de acuerdo al método 925.10 de AOAC (1999); se midió la pérdida de peso de la muestra después de someterse a calentamiento para remover la humedad por temperatura. Se empleó una muestra de 3 g y una temperatura de 70°C por 12 h y a 130°C por 3 h, en una estufa sin circulación de aire. La prueba se realizó por triplicado.

b Proteína

Se utilizó el método 960.52, microKjeldahl, de la AOAC (1999), para la determinación de nitrógeno en un sistema Kjeltex (Mod 1009 y 1002, Tecator, Suecia). Se digirieron 0.2 g de muestra, con 5 mL de ácido sulfúrico y mezcla reactiva de selenio (Merk Co., Alemania) a una temperatura de 550 °C. En la destilación de la muestra, previamente diluida con 10 mL de agua, se emplearon disoluciones de NaOH al 40% y ácido bórico al 4% como indicador para recibir el destilado. La titulación se llevó a cabo con una disolución valorada de HCl 0.1 N. Posteriormente, la proteína cruda se calculó multiplicando el contenido de nitrógeno total por el factor 6.25. La prueba se realizó por triplicado.

c Lípidos

Se determinó de acuerdo al método 920.39 C de la AOAC (1999). Las extracciones se realizaron en muestras de 2 g de harina, que pasaron a través de malla 80 (0.180 mm) desgrasadas en equipo Soxhlet con éter de petróleo. La prueba se realizó por triplicado.

d Cenizas

Se utilizó el método 934.01 de la AOAC (1999). Se pesaron 3 g de muestra, la cual se colocó en un crisol de porcelana, y se sometió a incineración en mufla a 550 °C hasta que resultó una ceniza gris luminosa con peso constante. Las muestras incineradas se enfriaron en un desecador, se atemperaron (25 °C) y se pesaron. La prueba se realizó por triplicado.

e Carbohidratos

El porcentaje de carbohidratos se calculó por diferencia de 100, tomando en consideración los porcentajes de humedad, proteína cruda, grasa cruda y cenizas.

4 Obtención de harinas instantáneas extruidas de maíz azul y blanco comercial

Se aplicó la metodología reportada por Milán-Carrillo y col (2006). El maíz se fragmentó con ayuda de un molino doméstico. Los fragmentos (1-2 mm) de maíz se mezclaron con cal (0.21 g cal/100 g maíz) y, posteriormente, se acondicionó con agua para alcanzar un contenido de humedad de 28%. La extrusión se realizó en un extrusor de tornillo simple modelo 20N (Brabender Inc, NJ, EUA). Las condiciones de extrusión fueron 85°C y 240 rpm, para la temperatura de extrusión y la velocidad de

tornillo, respectivamente. Estas condiciones favorecen la producción de harinas de maíz extrudido, apropiado para la elaboración de tortillas. Los extrudidos se enfriaron y secaron a temperatura ambiente por 24 h, posteriormente se molturaron hasta obtener un tamaño de partícula de 0.180 mm de diámetro. Las harinas obtenidas, se guardaron en bolsas de polietileno selladas y se almacenaron a 4°C hasta su utilización.

5 Elaboración de tortillas a partir de harinas instantáneas extruidas de maíz azul y blanco comercial

Las tortillas se prepararon mezclando 200 g de harina instantánea de maíz azul extrudido con suficiente agua hasta alcanzar una consistencia adecuada para la producción de tortillas. La masa fresca (30 g por tortilla) se moldeó en forma de disco plano, utilizando máquina manual. Los discos de masa se cocieron en un comal caliente a 290 ± 10 °C por 27 s en un lado, seguido de 30 s en la otra cara, posteriormente se volteó otra vez hasta su expansión (hinchamiento).

6 Obtención de harinas de tortillas de tortillas de maíz azul y blanco extruido

Las tortillas obtenidas se enfriaron a temperatura ambiente y luego se molieron hasta pasar a través de malla 80 (0.180 mm). Las harinas se guardaran en bolsas de polietileno selladas y se almacenaron (4 °C) hasta su utilización.

7 Determinación de la composición química de tortillas de maíz azul y blanco comercial extruidas

A las tortillas de maíz criollo azul se les evaluó proteína cruda, lípidos cenizas y carbohidratos acorde a los procedimientos oficiales de la AOAC (1999) descritos en

la sección 3.

8 Propiedades fisicoquímicas de tortillas de maíz azul y blanco comercial

A las tortillas de maíz criollo azul se les determinó diferencia total de color (ΔE), pH y densidad aparente de acuerdo a los procedimientos descritos en la sección 2.

9 Compuestos bioactivos

a Obtención de extractos de fenólicos

1) Extractos de fenólicos libres

La extracción de fenólicos libres se realizó según el método descrito por Adom y Liu (2002). Se realizó una extracción de los fenólicos libres de las diferentes muestras, a partir de 0.5 g de harina con la adición de 10 mL de etanol al 80% (v/v); esta suspensión se agitó en un rotator a una velocidad de 25 rpm por 10 min. Después se centrifugó a $3000 \times g/10^{\circ}\text{C}/10$ min. El precipitado se guardó para preparar el extracto de fenólicos ligados. El sobrenadante se colocó en un tubo nuevo y se concentró a 35°C a presiones bajas (Speed Vac Concentrator, Thermo Electron Corporation), el extracto se resuspendió con metanol al 50% hasta alcanzar un volumen final de 2 mL. El extracto se almacenó a -20°C hasta su posterior uso en la determinación de actividad antioxidante. Las extracciones se realizaron por cuadruplicado.

2) Extractos de fenólicos ligados

La extracción de fenólicos ligados se realizó de acuerdo al método descrito por Adom y Liu (2002) con algunas modificaciones. El precipitado que se obtuvo en la

obtención del extracto de fitoquímicos libres se digirió con 10 mL de NaOH 2 M, la muestra se sometió a un tratamiento térmico por 30 min en baño María a 95°C y, posteriormente, se agitó durante una hora a temperatura ambiente. La mezcla se neutralizó con 2 mL de HCL concentrado, se agitó por 2 minutos en un vortex y se le agregaron 10 mL de hexano para remover lípidos. A la mezcla resultante se le hizo un lavado con 10 mL de acetato de etilo, se agitó por 2 min y se colocó en un rotator por 10 min. Los extractos se centrifugaron (3000 x g/10°C/10 min). Los lavados se llevaron a cabo cinco veces. La fracción de acetato de etilo se evaporó hasta sequedad (Speed Vac Concentrator, Thermo Electron Concentrator). Los compuestos extraídos fueron reconstituidos con 2 mL de metanol al 50% y se almacenarán a -20°C para su posterior utilización en la determinación de capacidad antioxidante. Las extracciones se realizaron por cuádruplicado.

b Preparación de extractos ricos en antocianinas

1) Extracto crudo

Para la obtención del extracto crudo se tomaron 3 g de harina y se mezclaron con una solución de 20 ml de etanol al 80% (v/v) durante 30 minutos, la suspensión se centrifugó a 3000 g, durante 15 minutos a 10 °C, el sobrenadante se recolectó, y el solvente se evaporó empleando un concentrador (Speed Vac Concentrator, Thermo Electron Concentrator). Los extractos crudos obtenidos se almacenaron a -20 °C hasta su utilización.

2) Extracto concentrado de polifenoles

Para la obtención de extractos concentrado de polifenoles, el extracto crudo

obtenido anteriormente se mezcló con 5 ml de agua acidificada (0.3% ácido trifluoroacético), se agitó por 2 minutos. El concentrado acuoso se diluyó con 5 ml de hexano para remover los compuestos liposolubles, se agitó y se centrifugó a 3500 rpm, durante 5 minutos a 25 °C, el lavado con hexano se realizó dos veces. La fracción acuosa resultante se vertió en la parte superior de una columna cromatográfica empacada con resina Amberlite XAD7HP (tamaño del grano, 20-60 mesh, Sigma Life Science, CO, EUA), previamente acondicionada con agua acidificada (0.3% ácido trifluoroacético) , esto con el fin de remover los azúcares libres, pectinas y otras impurezas. Una vez realizado esto, los compuestos atrapados en la columna se eluyeron con metanol al 80% acidificado (0.3% ácido trifluoroacético (p/v) como fase móvil. El metanol se evaporó en un concentrador (Speed Vac Concentrator, Thermo Electron Concentrator), y el extracto se almacenó herméticamente en frascos de vidrio color ámbar en congelador a – 20°C, hasta su uso, asegurando que estuviera libre de humedad.

3) Extracto de antocianinas

La extracción de antocianinas se llevó a cabo de acuerdo al método reportado por Grace y col (2009). Los extractos ricos en polifenoles anteriormente obtenidos se disolvieron en 2 ml de metanol al 80% acidificado (0.3% ácido trifluoroacético (p/v)) con sonicación para facilitar la disolución y después se vertieron en la parte superior de una columna cromatográfica empacada con resina Sephadex-LH-20, previamente preacondicionada con una disolución de metanol (80% (v/v), 0.3% ATA). Se utilizaron dos sistemas de disolventes para eluir los compuestos polifenólicos de la columna Sephadex : metanol (80% (v/v), 0.3% ATA) y acetona al 70 % (v/v). La

fracción rica en antocianinas se colectó, iniciando cuando el material purpura comenzó a eluir de la columna, utilizando como fase móvil metanol (80% (v/v), 0.3% ATA). Para eluir las fracciones ricas en proantocianidinas de la columna se utilizó como fase móvil acetona al 70 %. Los solventes orgánicos de las fracciones se evaporaron. Los extractos ricos en antocianinas posteriormente se liofilizaron y finalmente el extracto rico en antocianinas se almacenó en frascos de vidrio color ambar en un congelador (-20°C) hasta su uso para ser inyectadas al HPLC, espectrómetro de masas y RMN. Las extracciones se realizaron por duplicado.

c Determinación de compuestos fenólicos totales

Para determinar la concentración de fenólicos totales de los extractos, de las harinas se empleó el método colorimétrico de Folin-Ciocalteu, descrito por Singleton y col (1999). En una placa de 96 celdas, se agregaron 20 µL de una solución estándar de ácido gálico, en las siguientes celdas se agregaron 20 µL del extracto de fenólicos libres y ligados. El estándar y los extractos se mezclaron con 180 µL del reactivo de Folin, la reacción se neutralizó con 50 µL Na₂CO₃ al 7% y posteriormente se incubó en el espectro, después de 90 min, se midió la absorbancia a 750 nm en un lector de microplatos (Synergy HT, Biotek Instrument), usando metanol como blanco, se construyó una curva de calibración con ácido gálico. Los resultados se expresaron como mg equivalente de ácido gálico (EAG) /100 g de muestra. El contenido de compuestos fenólicos totales se calculó al sumar los compuestos fenólicos presentes en los extractos de fenólicos libres y ligados. La determinación se realizó por cuadruplicado.

d Caracterización de ácidos fenólicos

1) Análisis por cromatografía de alta resolución (HPLC)

El contenido de ácidos fenólicos, ferúlico, *p*-cumárico, sinápico, *p*-hidroxibenzóico, siríngico, vanílico y catequina se determinaron por cromatografía de líquidos de alta resolución (HPLC, por sus siglas en inglés) de acuerdo al protocolo descrito por Adom y Liu (2002) y Adom y col (2003). Los extractos libres y ligados se utilizaron para cuantificar el contenido de ácidos fenólicos usando un HPLC (Perkin Elmer, Alemania), equipado con una columna de 250 mm x 4.6 mm, C-18 YMC y un detector UV-visible. La elución isocrática se condujo con 20% de acetonitrilo en agua ajustado a un pH 2 con ácido trifluoroacético, con una velocidad de flujo de 0.5 mL/min y con una temperatura de columna de 25°C. La detección de los compuestos se llevó a cabo a 320 nm para los ácidos *p*-cumárico, sinápico y ferúlico, 275 nm para la identificación de catequina y ácido siríngico y 260 nm para los ácidos *p*-hidroxibenzóico y vanílico. El pico de identificación de cada ácido en los extractos de las muestras se basó en el tiempo de retención de cada estándar así como sus correspondientes espectros UV. La concentración de ácido ferúlico, *p*-cumárico, sinápico, *p*-hidroxibenzóico, siríngico, vanílico y catequina en las muestras, se calculó por extrapolación en una curva de calibración. Se inyectaron, para el análisis, 20 µL de cada extracto al equipo.

e Determinación de Antocianinas Totales

Las antocianinas totales se determinaron por el método descrito por Abdel-Aal y Huel (1999). Se pesaron 0.1 g de muestra en un vial de 2 mL, se agregó 1 mL de

etanol frío acidificado (95% metanol y 1 N HCl, 85:15, v/v). Posteriormente se centrifugó a 3000 x g por 10 min, el sobrenadante se recolectó. La absorbancia de las muestras se midió inmediatamente a 535 nm y 700 nm en un lector de microplatos (Synergy HT, Biotek Instrument). El contenido de antocianinas se calculó de la siguiente manera: $C = ((A_{535nm} - A_{700nm}) / \epsilon) \times (\text{vol. total de extracto}) \times PM \times (1/\text{peso de muestra})$, Donde, C es la concentración total de antocianina (mg equivalentes de cianidina-3-glucosido por gramo de muestra), ϵ es la absorción molar (cianidina-3-glucósido = $25965 \text{ cm}^{-1} \text{ M}^{-1}$) y PM es el peso molecular de cianidina-3-glucósido, 449.2 g.

f Caracterización de antocianinas

1) Análisis por Cromatografía de Alta Resolución (HPLC)

La cuantificación e identificación de antocianinas se realizó por HPLC. Se utilizó un equipo HPLC (Perkin Elmer, Alemania), equipado con una columna de 250 mm x 4.6 mm, una columna 18 YMC y un detector UV-visible. El método consistió en inyectar 10 μL de muestra a temperatura ambiente (25 °C), se midió la absorbancia a 520 nm. Para el análisis se utilizaron dos fases móviles, la fase (A) consistió en 5% de ácido fórmico en agua grado HPLC y la fase (B) 100% de metanol, el gradiente de elución utilizado fue: 10, 15, 25, 30, 60, 10 y 10% del solvente B, y 0, 5, 15, 20, 25, 45, 47, Y 60 min solvente A. La velocidad de flujo utilizada fue 1 mL/min, como estándar se utilizó cianidina-3-glucósido. La identificación en el extracto de cianidina-3-glucósido se realizó por comparación del tiempo de retención que presentó el estándar y la muestra utilizando idénticas condiciones para ambos análisis. La curva de calibración consistió en preparar 4 concentraciones de cianidina-3-o-glucosido(

0.005, 0.5, 1 y 5 mg/ml). Todos los extractos ricos en antocianinas se analizaron por duplicado.

2) Análisis por espectrometría de masas (MS)

El análisis de MS se llevó a cabo con un espectrómetro de masas, LTQ XL Thermo Scientific, la ionización por electrospray (ESI) se llevó a cabo en el modo de ion positivo con un detector de arreglo de fotodiodos (PDA) un software Xcalibur para el procesamiento de datos.

1) Análisis por resonancia magnética nuclear (RMN)

Los espectros de Resonancia Magnética Nuclear de Hidrógeno (RMN ^1H) se obtuvieron con ayuda de un espectrofotometro modelo Bruker de 400 MHz. Los valores de desplazamiento químico (δ) fueron expresados en partes por millón (ppm). Los valores de las constantes de acoplamiento (J) se expresaron en Hertzios (Hz) en todos los casos. Los compuestos a analizar fueron disueltos en metanol deuterado (CD_3OD).

10 Determinación de la capacidad antioxidante

a ORAC para compuestos hidrofílicos

Para preparar la solución generadora de radicales libres (2-2'-azobis amidinopropano) AAPH, se pesaron 0.207 g del reactivo y se aforó en un matraz volumétrico de 5 mL con solución reguladora de fosfato (pH 7.4). La fluoresceína se preparó hasta el final (ya que puede ser oxidada muy lentamente en condiciones ambientales) a una concentración de 0.1 μM con solución reguladora de fosfato (pH 7.4). Se realizarán diluciones de los extractos de las muestras (fitoquímicos libres y

ligados) usando solución reguladora de fosfato (pH 7.4) y, posteriormente, se transfirieron 25 μL de dilución a una placa de 96 celdas. La placa con las muestras se colocó en un lector de microplatos (Synergy HT, Biotek Instrument). Por medio del autodispensador del equipo previamente programado, la reacción se inicia agregando 25 μL de AAPH a cada celda del microplato, seguido de la adición de 150 μL de fluoresceína. La reacción se llevó a cabo a 37°C y la fluorescencia se midió a 485 nm de excitación y 538 nm de emisión. Los valores de ORAC se reportaron como micromoles equivalentes de Trolox por 100 g de muestra. Las determinaciones se realizaron por cuadruplicado. Se generó una curva estándar de calibración de cinco puntos (concentración de 25 a 100 μM) (Ou y col 2001; Prior y col 2005).

b DPPH

La actividad antiradical DPPH de las muestras se determinó mediante el procedimiento descrito por Brand-Williams y col (1995) y modificado por Fukumoto y Mazza (2000) para microplaca de 96 pozos. Se preparó una solución DPPH (150 μM) disuelta en metanol. En una microplaca de 96 pozos, 22 μL de cada extracto, previamente diluidos en metanol, se mezclaron con 200 μL de la solución DPPH (150 μM). Después de 30 min de incubación a temperatura ambiente y en completa oscuridad se midió la absorbancia en un lector de microplaca (Synergy HT, Biotek Instrument) a 520 nm. Se utilizó como estándar una curva patrón de Trolox (0-200 μM). Los datos se expresaron como micromoles equivalentes de trolox por 100 g de muestra en base seca.

11 Análisis estadístico

Los datos se analizaron aplicando una ANOVA bifactorial, mediante el paquete estadístico Minitab 16, y para la comparación de medias se utilizó la prueba de Tukey con un nivel de significancia del 95% ($p \leq 0.05$).

VIII RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DEL GRANO CRUDO DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL

En el **Cuadro 12** se muestran las características físicas del grano de maíz criollo azul del estado de Sinaloa y maíz blanco comercial, el maíz azul presentó un valor promedio en longitud, ancho y grosor de 1.04, 1.09, 0.47 cm, los valores correspondientes al maíz blanco comercial fueron de 1.08, 0.91 y 0.4 cm respectivamente, no se observó diferencia ($p < 0.05$) entre los valores promedio de longitud entre los dos maíces, sin embargo, se observó diferencia para las demás características; el maíz azul presentó los mayores valores promedio, siendo este un grano más grande, comparado con el blanco comercial. Los valores promedio de las características físicas del genotipo pigmentado son similares a lo reportado por Mora-Rochín (2011), quien reportó valores de 0.9, 0.92 y 0.5 cm, respectivamente para maíz azul de Sinaloa, y se encuentran dentro de lo reportado por Figueroa-Cárdenas y col (2013), quienes elaboraron una revisión de los resultados que se han publicado sobre las características físicas de los maíces nativos de México, con el objetivo de comparar los diferentes grupos raciales, estos investigadores reportaron rangos para longitud, ancho y grosor de (1-1.3, 0.75-1, 0.45-0.55 cm) respectivamente, valores similares a lo encontrado en la presente investigación.

El peso de 1000 granos indica el tamaño del grano y el peso hectolítrico es una medida indirecta de la densidad del grano, los valores observados en el grano de maíz azul fueron 456.9 g y 77.95 kg/hL, respectivamente, valores mayores a los observados en el maíz blanco comercial (320.9 g y 77.06 kg/hL) (**Cuadro 12**).

Cuadro 12. Características físicas de los granos de maíz azul y blanco

Característica ¹	Maíz	
	Azul	Blanco
Dimensiones		
Largo (cm)	1.04 ± 0.09 ^a	1.08 ± 0.05 ^a
Ancho (cm)	1.09 ± 0.11 ^a	0.913 ± 0.05 ^b
Grosor (cm)	0.47 ± 0.05 ^a	0.40 ± 0.03 ^b
Peso 1000 granos (g)	456.9 ± 9.8 ^a	320.9 ± 2.26 ^b
Peso hectolítrico (kg/hL)	77.95 ± 0.25 ^a	77.06 ± 0.11 ^b
Índice de flotación %	71.0 ± 1.4 ^a	16 ^b
Dureza	Suave	Duro
Pericarpio remanente	5	5
Pericarpio (g/100 g, bs)	4.46 ± 0.02 ^b	4.63 ± 0.03 ^a
Endospermo (g/100 g, bs)	82.03 ± 0.03 ^a	82.12 ± 0.12 ^a
Germen (g/100 g, bs)	8.58 ± 0.11 ^a	8.99 ± 0.14 ^a
Pedicelo (g/100 g, bs)	4.93 ± 0.12 ^a	4.26 ± 0.04 ^b

¹Las medias se separaron por filas, aplicando la prueba de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes (p<0.05).

De acuerdo a la norma de productos nixtamalizados, NMX-FF-034/1- SCFI-2002, los valores de peso de 1000 granos deben ser mayores a 300 g y superiores a

77 kg /hL, en el caso del peso hectolítrico. Los maíces empleados en esta investigación cumplen con dichas especificaciones, pudiendo ser utilizados en la industria de la masa y la tortilla.

El índice de flotación permite evaluar indirectamente la dureza del grano, a mayor valor, los granos son más suaves, este parámetro permite diferenciar claramente entre un grano muy suave (88 a 100%), suave (63 a 87%), intermedio (38 a 62%), duro (13 a 37%) y muy duro (0 a 12%) (NOM 2007). El valor obtenido del índice de flotación en maíz azul fué de 71 % mientras que en el blanco comercial fué de 16%, observando un endospermo suave en el genotipo pigmentado y un endospermo duro en la variedad comercial. De acuerdo con Gaxiola-Cuevas (2013), en un estudio con 15 genotipos de maíz azul nativos de Sinaloa, el índice de flotación mostró valores promedio de 34.7 a 94.7%, y la mayoría de los granos presentaron endospermos suaves. El conocimiento de esta propiedad tecnológica es de suma importancia para la industria de la tortilla, ya que de esto dependen los tiempos de proceso, así como las propiedades fisicoquímicas y sensoriales de la masa y del producto final. De acuerdo a la NOM (2010), los granos aptos para ser utilizados en la industria de la masa y la tortilla, son granos suaves, ya que precisan de menores tiempos de cocción térmico-alkalina para el proceso de nixtamalización en comparación con un grano duro, el cual es más apropiado para la elaboración de botanas (Fernández-Morales y col 2013). Sin embargo, no se tienen reportes acerca de las características físicas óptimas que deben tener los granos de maíz para elaborar tortillas usando el proceso de extrusión-cocción-alkalina.

El pericarpio remanente de los maíces registró valores de 5 (**Cuadro 12**). Este parámetro fue evaluado de acuerdo a una escala hedónica del 1 al 5, donde 1

significa que el pericarpio se removió totalmente de todos los granos de maíz después de 10 minutos de permanecer en una solución alcalina, y 5 indica que existió poco cambio en los granos de maíz después de 15 minutos. La presencia de pericarpio residual es importante pues afecta tanto el color de la masa, como su textura.

Los porcentajes de pericarpio, endospermo, germen y pedicelo del grano de maíz azul mostraron valores promedio en base seca de 4.46, 82.03, 8.58, 4.93 g/100 g, bs respectivamente. No se observaron diferencias ($p < 0.05$) entre los porcentajes de las partes anatómicas (pericarpio, endospermo y germen) entre el maíz azul y el blanco comercial, a excepción del porcentaje de pedicelo, el cual fue mayor ($p < 0.05$) en maíz azul. Resultados similares fueron reportados por Aguayo-Rojas y col (2012), quienes reportaron valores de pericarpio, endospermo, germen y pedicelo de 5.13 , 79.4 , 11.5 , 3.93 g/100 g, bs respectivamente, en maíz azul nativo de Sinaloa. Gaytán (2004) menciona que el porcentaje de pericarpio máximo tolerado por la industria de las harinas nixtamalizadas es del 4.5 %, por lo que el maíz azul aquí estudiado, es apto para la industria mencionada, con un porcentaje de pericarpio de 4.46. De Sinibaldi y Bressani (2001) mencionan que la industria prefiere bajos porcentajes de pericarpio debido a que éste se elimina con el lavado después de la nixtamalización, por lo que aumenta la pérdida de sólidos si el porcentaje de pericarpio es elevado, pero no afecta negativamente a la industria de la masa y la tortilla, ya que las gomas presentes en este componente del grano confieren calidad a la tortilla (Vázquez y col 2003). El porcentaje de endospermo es una variable importante para la industria molinera, ya que el producto de la misma es el endospermo pulverizado para la molienda en seco, o refinado para la molienda en

húmedo (Gómez y col 2004). Espinosa y col (2006) mencionan que los maíces pigmentados poseen mayores contenidos de endospermo y mayor tamaño de grano comparado con los maíces blancos. En el germen se encuentran la mayoría de los lípidos del grano, por esto, mientras mayor sea el porcentaje de germen mayor será su contenido de aceites, por lo que no son aptos para la industria de productos nixtamalizados debido a que reducen la vida de anaquel de los mismos (Acuña 2001; Salinas 2004). Diversos Investigadores (Gaytán 2004 y Salinas y Vázquez 2006) mencionan que el porcentaje de germen máximo aceptado por la industria de harinas de maíz nixtamalizado es del 12 %, por lo que los maíces evaluados en el presente trabajo serían aptos para esta industria, tomando en cuenta esta variable. En cuanto al contenido de pedicelo, Figueroa y col (2012) mencionan que el porcentaje de pedicelo máximo tolerado por la industria de las harinas nixtamalizadas es de 0.5 %, por lo que el maíz azul y blanco comercial en este estudio no son adecuados por dicha industria, ya que sobrepasan el porcentaje, sin embargo, también mencionan que el porcentaje de pedicelo no es un factor limitante para la industria de la masa y la tortilla.

B PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS DEL GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL

El **Cuadro 13** muestra los valores obtenidos para las propiedades fisicoquímicas del maíz azul, blanco comercial y sus correspondientes tortillas.

El color de los granos de maíz es un atributo de importancia para los que procesan este cereal, porque determina la aceptación o rechazo por los consumidores de los productos obtenidos.

La luminosidad (L) se relaciona con el grado de brillantez de la muestra (0 = negro, y 100 = blanco), el maíz azul mostró un valor Hunter "L" (**Cuadro 13**) promedio de 68.9, y el blanco comercial de 88.6, lo que indica que el maíz pigmentado presenta una coloración oscura y el maíz comercial una coloración clara.

Mientras que la tortilla azul, presentó un valor Hunter "L" promedio de 53.2, lo que corresponde a una baja luminosidad, caso contrario, la tortilla blanca comercial presentó un valor promedio de 78.5, lo que corresponde a una alta luminosidad.

Los valores de ΔE (**Cuadro 13**) mostraron un comportamiento contrario. Las tortillas elaboradas por el proceso de extrusión-cocción-alcaldina presentaron valores mayores de ΔE en comparación al grano crudo, por lo que el proceso de extrusión provocó un incremento en la diferencia total de color (ΔE). Bazúa y col (1979) reportaron que la concentración de cal, genotipo del grano, y condiciones de proceso al que fue sometido el grano para su procesamiento, afectan el color de los materiales extrudidos, así, valores mayores de ΔE significan materiales más oscuros.

Los valores de pH del grano de maíz azul y blanco comercial fueron de 6.28 y 6.34, respectivamente, observándose diferencias ($p < 0.05$) entre ambos materiales.

En el caso de las tortillas de maíz azul y blanco comercial, estas presentaron valores promedios de pH de 6.7 y 6.9, respectivamente, observándose un incremento en el pH en ambas tortillas, comparadas con sus respectivos granos crudos, lo que puede deberse a la adición de cal durante el procesamiento de extrusión-cocción-alcaldina, en donde la adición de cal se realiza con el fin de proporcionarle el sabor característico de las tortillas elaboradas por nixtamalización.

Cuadro 13. Propiedades fisicoquímicas del grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco

Propiedad ¹	Maíz Azul		Blanco Comercial	
	Crudo	Tortilla	Crudo	Tortilla
Valor Hunter L	68.9 ± 0.07 ^c	53.2 ± 0.16 ^d	88.6 ± 0.08 ^a	78.5 ± 0.05 ^b
ΔE	29.4 ± 0.08 ^b	44.65 ± 0.15 ^a	10.9 ± 0.04 ^d	21.7 ± 0.21 ^c
pH	6.28 ± 0.003 ^d	6.7 ± 0.00 ^b	6.34 ± 0.001 ^c	6.9 ± 0.001 ^a
DA	0.86 ± 0.001 ^a	0.83 ± 0.00 ^c	0.85 ± 0.007 ^b	0.83 ± 0.00 ^c

¹Las medias se separaron por filas, aplicando la prueba de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes (p<0.05). L= valor de luminosidad; ΔE= Diferencia total de color; DA= Densidad aparente (g/cm³).

Así, utilizar una concentración mayor de cal, produce un incremento mayor en el pH del producto obtenido.

La densidad aparente depende del tipo de harina, tamaño de partículas y de la humedad de la harina. Las harinas de maíz azul crudo y tortilla mostraron valores promedios de densidad aparente de 0.87 y 0.83 g/cm³, respectivamente.

C COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL GRANO CRUDO Y TORTILLAS DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL

Debido a su gran diversidad genética y condiciones de cultivo, los maíces presentan diferencias en su composición química. La composición química al igual que las características físicas del grano de maíz afectan críticamente los procesos de producción de tortilla como la nixtamalización y extrusión cocción-alcalina (Sahai y col 2001; Gutiérrez-Dorado y col 2008). Las interacciones entre los diferentes componentes del maíz (almidón, proteínas, lípidos) y el hidróxido de calcio, durante dichos procesos, produce cambios microestructurales, los cuales modifican las propiedades de las harinas de maíz y de la masa fresca producida, causando altos niveles de variabilidad en la calidad de las tortillas elaboradas a partir de estas (Arambula-Villa y col 2001; Gutiérrez-Dorado y col 2008). El conocimiento de la composición química es de gran importancia para poder seleccionar el maíz adecuado para nixtamalizar o extrudir, o bien para ajustar las variables del proceso, ya que la masa producida debe reunir ciertos requisitos para la elaboración de tortillas.

El **Cuadro 14** muestra la composición química del grano de maíz azul, blanco comercial y sus correspondientes tortillas obtenidas vía extrusión-cocción-alcalina.

El valor de proteína en base seca del grano de maíz azul fue de 7.7 %, valor inferior a lo encontrado para el maíz comercial (9.07%). No se observó diferencia

($p < 0.05$) en el contenido de proteína al transformar el grano crudo en tortilla, para ambos maíces.

El contenido de lípidos en base seca en maíz azul y blanco crudo fue de 3.7 y 6.6 %, respectivamente. Estos valores se encuentran dentro del rango reportado por Vázquez-Carillo y col (2015) quienes en un estudio con seis diferentes genotipos de maíces mexicanos encontraron valores promedio en el contenido de lípidos que van desde 4.2 a 6.8 %, encontrando una correlación positiva entre el contenido de lípidos y la proporción de germen en el grano de maíz.

Las tortillas presentaron un decremento en el contenido de lípidos, la tortilla azul mostró un valor promedio en el contenido de lípidos de 2.7 % y 1.6% en tortilla blanca comercial. Esto podría ser una consecuencia del proceso de extrusión-cocción alcalina, ya que se origina la formación de complejos lípidos - amilosa: la parte hidrofóbica de la molécula de amilosa puede atrapar la cadena de un hidrocarburo de una molécula de lípido y formar el complejo lípido-amilosa (Tran y col 2008). Además, es posible que ocurra saponificación de los lípidos que se encuentran presentes en el germen, que al entrar en contacto el hidróxido de calcio adicionado en el proceso se lleva a cabo esta reacción, aunado a esto, la aplicación de calor usado en el cocimiento de las tortillas también afecta el contenido de lípidos en el producto final.

Los maíces presentaron diferencias ($p < 0.05$) en el contenido de cenizas, el maíz blanco comercial presentó el contenido más alto (1.62 %). Valores elevados en el contenido de cenizas indican contaminaciones por calcio, sal y tierra por la poca

Cuadro 14. Composición química del grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco

		Composición Química (% bs)¹			
Maíz	Muestra	Proteína	Lípidos	Cenizas	Carbohidratos
Maíz Azul	Crudo	7.7 ± 0.67 ^{bc}	3.7 ± 0.10 ^b	1.18 ± 0.02 ^c	78.5 ± 0.58 ^b
	Tortilla	7.1 ± 0.01 ^c	2.7 ± 0.03 ^c	1.56 ± 0.01 ^b	80.6 ± 0.06 ^a
Blanco Comercial	Crudo	9.07 ± 0.01 ^a	6.6 ± 0.22 ^a	1.62 ± 0.01 ^b	74.5 ± 0.34 ^c
	Tortilla	8.9 ± 0.01 ^{ab}	1.6 ± 0.03 ^d	1.8 ± 0.01 ^a	80.4 ± 0.04 ^a

¹ Las medias se separaron por columnas, aplicando la prueba de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes (p<0.05).

limpieza durante la cosecha y recolección de los granos. Las diferencias en el contenido de cenizas puede ser también atribuida a la composición del suelo en el que fueron cultivados los maíces, los fertilizantes utilizados y factores ambientales (López y col 2007).

Se puede observar un aumento en el contenido promedio de cenizas en las tortillas para ambos maíces (azul y blanco); en el proceso de extrusión se adiciona cal, por lo que el incremento en cenizas se debe principalmente a la presencia de calcio, mineral presente en la cal.

D COMPUESTOS BIOACTIVOS EN GRANO CRUDO Y TORTILLAS DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL

El contenido de fenólicos y antocianinas totales en grano crudo y tortilla elaborada por el proceso de extrusión-cocción-alcalina, para ambos maíces, se muestran en el **Cuadro 15**.

El contenido de fenólicos totales se determinó como la suma de fenólicos libres y ligados. El contenido de fenólicos totales para el grano de maíz azul [234.3 mg (EAG)/100 g, bs] fue mayor ($p < 0.05$) comparado con el comercial [200.1 mg (EAG)/100 g, bs]. Los resultados obtenidos en este estudio son superiores de lo reportado por Aguayo-Rojas y col (2012), quienes obtuvieron un contenido de fenólicos totales en un rango de 126.3 a 159.1 mg (EAG)/100 g, bs, en 5 maíces nativos de Sinaloa (blanco, amarillo, azul, rojo y blanco comercial). Las diferencias observadas podrían atribuirse a la genética de los genotipos, a sus propiedades físicas, primordialmente a la relación relativa de las partes anatómicas del grano; pericarpio, endospermo y capa de aleurona donde se encuentran la mayoría de

Cuadro 15. Compuestos fenólicos y antocianinas en grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco

Propiedad¹	Muestra	Fenólicos Totales²	Fenólicos Libres	Fenólicos Ligados	Antocianinas Totales³
Maíz Azul	Crudo	234.3 ± 0.39 ^a	52.1 ± 0.05 ^a	182.2 ± 0.44 ^a	26.2 ± 0.45 ^a
	Tortilla	216.4 ± 1.14 ^b	25.9 ± 0.54 ^c	190.5 ± 1.68 ^a	6.7 ± 0.01 ^b
Blanco comercial	Crudo	200.1 ± 1.69 ^c	29.5 ± 0.63 ^b	170.6 ± 2.31 ^b	0.27 ± 0.01 ^c
	Tortilla	201.1 ± 3.91 ^c	12.9 ± 0.001 ^d	188.2 ± 3.91 ^a	0.24 ± 0.005 ^c

¹ Las medias se separaron por columnas, aplicando la prueba de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes ($p < 0.05$); ² Suma de compuestos fenólicos libres y ligados, en mg equivalentes de ácido gálico EAG/100 g, bs.; ³ mg equivalentes cianidina-3-glucósido/100 g, bs.

compuestos fenólicos. Asimismo, al método de extracción y condiciones agronómicas y ambientales a las que estos maíces fueron expuestos (Adom y Liu 2002; Mora-Rochín y col 2010).

Los valores de fenólicos libres en maíz azul y blanco comercial (**Cuadro 15**) fueron de 52.1 y 29.5 mg (EAG) /100 g, bs, respectivamente, donde se observó que el mayor ($p < 0.05$) contenido lo presentó el genotipo pigmentado. Urias-peraldi y col (2013), en un estudio con 25 genotipos de maíz azul originarios de Celaya, Morelia y Mexico, mostraron valores superiores en fenólicos libres (94.6-118.1 mg EAG/100 g b,s.) con respecto a lo encontrado en este estudio.

La mayor contribución en el contenido de fenólicos totales, fue la fracción ligada para ambos tipos de maíz (> 80%), su presencia se manifestó en un rango de 170.6 a 182.2 mg (EAG) /100 g, bs, (**Cuadro 15**), siendo nuevamente el maíz azul quien presento el mayor valor ($p < 0.05$). Resultados similares fueron obtenidos por Urías-Lugo y col (2015), quienes reportaron que la fracción de fenólicos ligados en maíz azul originario de Chihuahua y Querétaro, representan del 85 al 93 % de contribución. Asi mismo Urias-Peraldi y col (2013), reportaron un rango de concentración de fenolicos ligados de 189-294.1 mg EAG/ 100 g b,s, similar a lo obtenido en esta investigación. Numerosos ensayos *in vitro* han demostrado que los compuestos fenólicos de la fracción ligada tienen mayor capacidad antioxidante en comparación con los compuestos fenólicos libres, el alto contenido fenólico en esta fracción podría tener un efecto importante en la salud (Acosta-Estrada y col 2014).

El proceso de extrusión-cocción-alkalina causó un decremento ($p < 0.05$) del 8% en el contenido de fenólicos totales al transformar el maíz azul crudo en tortilla,

resultados similares han sido observados por diversos investigadores (Mora- Rocín y col 2010; Aguayo-Rojas y col 2012).

La disminución en el contenido de compuestos fenólicos podría ser atribuida a efectos del tratamiento térmico alcalino durante el proceso de extrusión, sin embargo las pérdidas en el contenido de fenólicos totales por el proceso de extrusión son menores a las pérdidas reportadas para el proceso de nixtamalización, lo que podría atribuirse a la corta exposición térmica del grano entero en el extrusor, además, durante el proceso de extrusión no existen pérdidas de los componentes anatómicos del grano de maíz, lo cual si ocurre en la nixtamalización tradicional. Esto permite obtener tortillas con mayor contenido de fenolicos totales en tortillas obtenidas por extrusión cocción.

El contenido promedio de antocianinas en el grano crudo y tortilla de maíz azul se muestra en el (**Cuadro 15**). El maíz azul sin procesar presentó un contenido de antocianinas de 26.2 mg equivalentes de cianidina-3-glucosido (ECG)/100 g, bs. El contenido de antocianinas en maíz blanco comercial solo representa el 1.03% del contenido de antocianinas encontradas en maíz azul.

La transformación del grano en tortilla por el proceso de extrusión-cocción-alcalina, mostró un decremento ($p < 0.05$) del 75% en el contenido total de antocianinas en maíz azul con respecto al grano sin procesar. Las disminuciones encontradas en este estudio son similares a lo reportado por Mora-Rochín y col (2010) y Aguayo-Rojas y col (2012) en tortillas obtenidas por el mismo proceso. Sanchez-Madrigal y col (2015) reportaron que las pérdidas en el contenido de antocianinas se incrementan con el pH alcalino, el cual afecta la estabilidad de las antocianinas, el color y apariencia de la tortilla.

E PERFIL DE ÁCIDOS FENÓLICOS EN GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL

Ácidos fenólicos en grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco fueron identificados y cuantificados por HPLC. La contribución parcial de cada ácido fenólico identificado, tanto en fracción libre y ligada, así como la suma de estas dos fracciones expresada como fenólicos totales se muestran en el **Cuadro 16**. Los extractos de fenólicos libres y ligados en grano crudo fueron registrados a longitudes de onda de 220, 260, 275 y 320 nm para una mejor identificación respecto a sus niveles máximos de absorbancia, los perfiles presentados en los cromatogramas en esta sección corresponden a la fracción libre y ligada determinada a 275 nm (**Figura 11**). La comparación de los tiempos de retención con patrones conocidos y los espectro UV-visible, revelaron la presencia de tres ácidos hidroxicinámicos en grano crudo (ferúlico, *p*-cumárico y sinápico); tres ácidos hidroxibenzoicos (siringico, *p*-hidroxibenzoico y vanílico) y un flavonoide (catequina), con tiempos de retención de 24, 21, 23, 13.1, 12.4, 13.3 y 9.7 min, respectivamente. El ácido ferúlico, *p*-cumárico y sinápico se detectaron en ambas fracciones (libre y ligada), de los cuales el ferúlico fue predominante (160.74- 185.93 mg AF/100 g b,s), seguido del *p*-cumárico (15.79- 20.87 mg AC/100 g b,s) y sinápico (3.93-6.63 mg AS/100 g b,s). El contenido de los ácidos fenólicos identificados en la fracción libre se muestra en el **Cuadro 16**. Los rangos de concentración de cada ácido fueron, AF (0.23-0.44), ASP (0.33-0.38), A *p*-C (0.87-1.09), A *p*-HB (0.36-0.38) y Cat (3.4-14.7) (mg ácido fenólico / 100 g b,s), siendo la catequina el compuesto que se encontró en mayor abundancia seguido por el ácido ferúlico y el *p*-cumárico, rangos comparables de ácido ferúlico (0.26-1.0 mg/100 g b,s) y *p*-cumárico (0.31-1.8 mg/100 g b,s), fueron reportados en la

Cuadro 16. Ácidos fenólicos en grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco

Ácido Fenólico ¹		Maiz Azul		Maiz Blanco	
		Crudo	Tortilla	Crudo	Tortilla
Fenólicos totales	Lib	16.9±0.73 ^a	16.8±0.06 ^a	5.3±0.3 ^b	3.5±0.18 ^c
	Lig	189.6±6.4 ^b	199.7±6.4 ^{ab}	210.1±1.7 ^a	214.3±0.6 ^a
	Total	202.0±5.7 ^a	212.0±6.35 ^a	216.6±2.01 ^a	217.3±0.85 ^a
AF	Lib	0.44 ±0.02 ^b	1.60±0.02 ^a	0.23±0.01 ^c	0.54±0.07 ^b
	Lig	168.3±4.2 ^b	165.8±5.2 ^b	185.7 ±1.0 ^a	178.2±0.4 ^{ab}
	Total	168.74±4.25 ^b	167.4±5.24 ^b	185.93±1.07 ^a	178.74±0.51 ^{ab}
ASP	Lib	0.33±0.02 ^b	0.52±0.01 ^a	0.38± 0.0 ^b	0.33±0.02 ^b
	Lig	3.6±0.2 ^a	8.6±0.5 ^c	ND	6.3±0.07 ^b
	Total	3.93±0.27 ^c	9.12±0.48 ^a	0.38±0.004 ^d	6.63±0.05 ^b
A p-C	Lib	1.09±0.01 ^a	0.76±0.0 ^c	0.87±0.02 ^b	0.65±0.04 ^c
	Lig	14.7±0.2 ^b	15.9±0.8 ^b	20± 0.6 ^a	20±0.02 ^a
	Total	15.79±0.20 ^b	16.66±0.83 ^b	20.87±0.69 ^a	20.65±0.02 ^a
A p- HB	Lib	0.38±0.01 ^b	0.67± 0.02 ^a	0.36± 0.0 ^{bc}	0.30±0.0 ^c
	Lig	0.5±0.0 ^b	0.6±0.0 ^b	0.4±0.0 ^b	3.2±0.1 ^a
	Total	0.88±0.01 ^c	1.27±0.03 ^b	0.76±0.01 ^c	3.5±0.11 ^a
AS	Lib	ND	ND	ND	ND
	Lig	3.8± 0.09 ^a	1.5±0.04 ^c	1.6± 0.04 ^c	2.3±0.08 ^b
	Total	3.8± 0.09 ^a	1.5±0.04 ^c	1.6± 0.04 ^c	2.3±0.08 ^b
AV	Li	ND	ND	ND	ND
	Lig	2.1±0.0 ^b	3.0±0.09 ^a	3.1±0.04 ^a	3.2±0.11 ^a
	Total	2.1±0.0 ^b	3.0±0.09 ^a	3.1±0.04 ^a	3.2±0.11 ^a
Cat	Lib	14.7±0.7 ^a	13.2±0.02 ^a	3.4±0.26 ^b	1.7±0.04 ^c
	Lig	ND	ND	ND	ND
	Total	14.7±0.7 ^a	13.2±0.02 ^a	3.4±0.26 ^b	1.7±0.04 ^c

Las medias se separaron por columnas, aplicando la prueba de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes ($p < 0.05$).

¹ mg Equivalente de ácido fenólico/100 g bs

AF: Ácido ferúlico; ASP: Ácido sinápico; A p-C: Ácido *p*-cumárico; A p-HB: Ácido *p*-hidroxibenzóico; AS: Ácido siríngico; AV: Ácido vanílico; Cat: Catequina; ND: No detectado; Lib: Fracción libre Lig: Fracción ligada

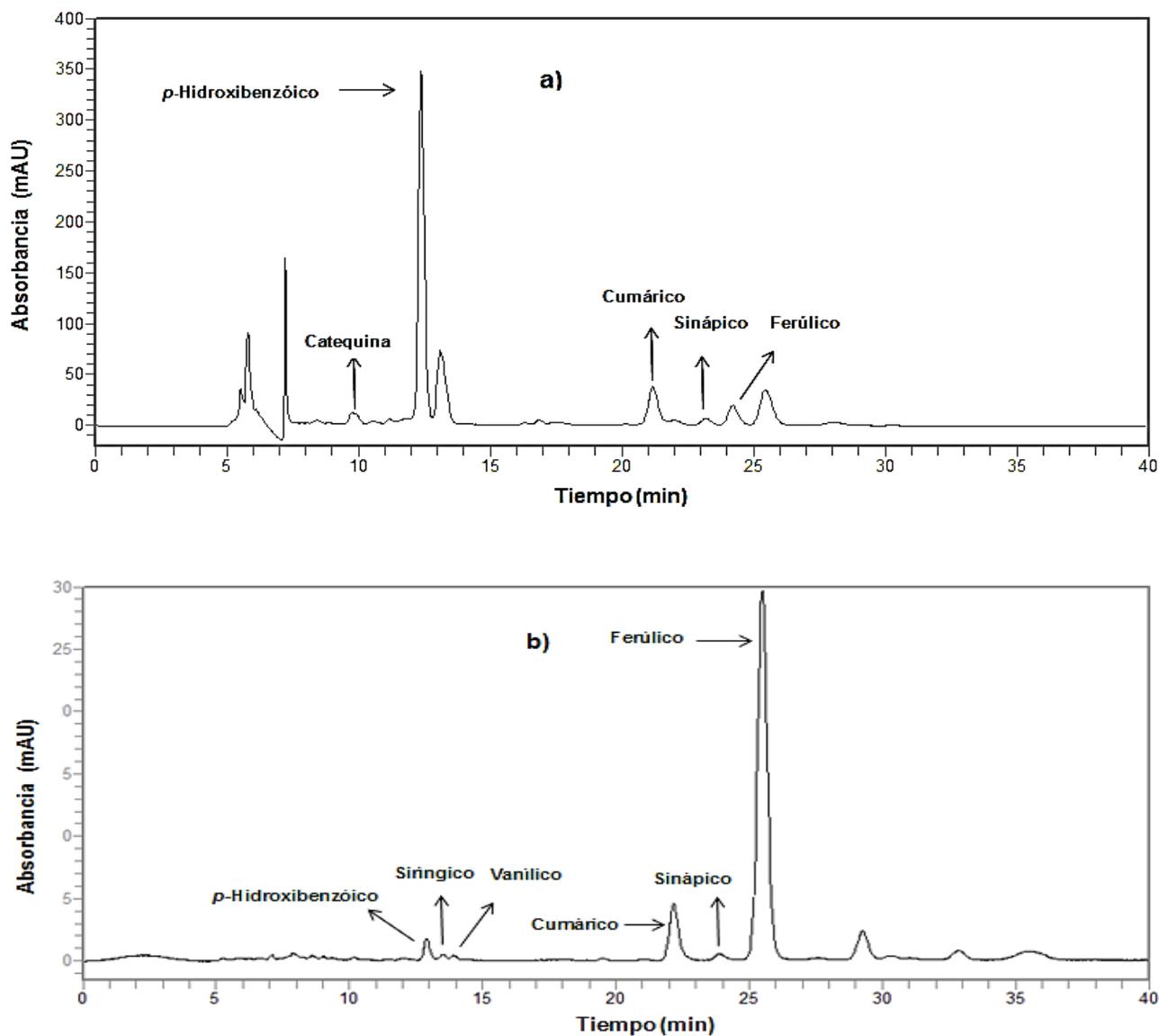


Figura 11. Perfil de ácidos fenólicos presentes en tortilla de maíz azul elaborada por el proceso de extrusión-cocción-alcalina a) cromatograma de HPLC de la fracción de fenólicos libres b) cromatograma de HPLC de la fracción de fenólicos ligados, monitoreados a 275 nm.

fracción fenólica libre de 14 variedades de maíces pigmentados cultivados en Chile (González-Muñoz y col 2013).

El contenido de ácidos fenólicos libres detectado en grano de maíz azul y blanco crudo varió de 5.3 a 16.9 mg EAG/ 100 g b,s. Estos valores son significativamente más bajos que el rango encontrado en la cuantificación de ácidos fenólicos libres analizados por el método Folin-Ciocalteu (29.5 -52.1 mg EAG / 100 g b,s) (**Cuadro 15**), lo que probablemente indique la presencia de otros compuestos fenólicos libres no detectados por el método de HPLC aplicado en esta investigación, o a que el método colorimétrico cuantificó además de compuestos fenólicos, otros compuestos interferentes.

En el grano de maíz, los compuestos fenólicos no sólo existen en forma libre, sino también en formas conjugadas o ligadas, en este sentido se encontró una mayor concentración en la fracción ligada. Los resultados obtenidos muestran que aproximadamente del 79 a 86% del total de ácidos fenólicos en esta fracción es ácido ferúlico, siendo el maíz blanco comercial quien presentó el mayor contenido (185.7 mg AF / 100 g b,s), seguido por el maíz azul (160.3 mg AF/ 100 g b,s). Los resultados encontrados para el contenido de ácido ferúlico total son similares a los encontrados por De la Parra y col (2007) (102-153 mg / 100 g b,s) y López-Martínez y col (2009) (140-164 mg / 100 g b,s), y menores a lo reportado por Zilic y col (2012) (155.6 a 452.1 mg / 100 g b,s) y Montilla y col (2011) (132.9 a 298.4 mg / 100 g b,s) en trabajos con variedades de maíces pigmentados. Las diferencias podrían estar relacionadas con el tipo de cultivar, origen, y otras condiciones agroclimáticas.

En comparación con el grano crudo, los ácidos fenólicos presentes en tortilla mostraron diferencias en su concentración (**Cuadro 16**). El tratamiento térmico

generó un incremento del 263 % de ácido ferúlico, 73% de ácido sinápico y 76 % de ácido *p*-Hidroxibenzóico, en la fracción libre de la tortilla de maíz azul, así mismo en la fracción ligada se observó un incremento del 138% y 42% de ácido sinápico y vanílico con respecto al grano crudo, sin embargo no se observó diferencia significativa en el contenido de los ácidos fenólicos restantes. Estos incrementos pudieran indicar que el tratamiento térmico causa cambios en la matriz del grano de maíz con la consecuente liberación de estos compuestos ligados a pared celular, a su forma libre (Xu y Chang 2009; Hiemori, Koh, y Mitchell 2009).

Los cambios en el contenido de ácidos fenólicos en tortilla dependen del tipo de proceso aplicado. Algunos reportes mencionan incrementos, así como degradación de estos compuestos, los diferentes resultados dependen de diversos factores, así como tipo de material utilizado, tratamiento térmico, y la presión y energía empleadas en dicho tratamiento (Ioannou y col 2012). De acuerdo a nuestros resultados, se observa que es posible la preservación e incremento de estos compuestos en tortillas obtenidas por el proceso de extrusión-cocción-alcalina.

Conocer el perfil fenólico de los diferentes genotipos de maíz es importante debido a los usos terapéuticos reportados para ácidos fenólicos en la salud humana, ya que estos actúan como antioxidantes, antiinflamatorios, antimutagénicos, además de otras propiedades (Pandey y col 2013). Dado que el maíz, así como sus productos contienen diferentes tipos de ácidos fenólicos, el consumo de estos materiales es siempre a favor de la salud humana.

F PERFIL DE ANTOCIANINAS PRESENTES EN GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAIZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL POR HPLC, MS Y RMN

La cromatografía de líquidos de alta resolución acoplada a masas (HPLC-MS), así como resonancia magnética nuclear (RMN), son técnicas analíticas ampliamente utilizadas en el análisis estructural de alimentos, especialmente en la separación e identificación de compuestos polares, solubles en agua, térmico-lábiles no volátiles. Estas metodologías presentan ventajas tales como fácil manejo, excelente separación, alta sensibilidad y tiempos de análisis relativamente cortos (Kennedy y Waterhouse 2000). Por lo tanto, estas técnicas, representan una opción ideal para la identificación de compuestos como las antocianinas (González-Manzano y col 2008; Castañeda-Ovando y col 2010; Yang y Zhai 2010; Harakotr y col 2014). En este sentido, en la presente investigación, se realizó el análisis de antocianinas en grano de maíz azul y su producto (tortilla), con el fin de confirmar su presencia en los extractos obtenidos a partir de estos, siendo necesario para una mejor caracterización y elucidación espectroscópica. Las antocianinas fueron caracterizadas en base a su tiempo de retención, orden de elución, datos del espectro UV-visible, y comparadas con el estándar, el cual consistió en una mezcla de antocianinas, que fueron extraídas y purificadas de una fuente de origen vegetal de zarzamoras (*Rubus* spp.) cultivadas en México, en un trabajo realizado en nuestro grupo de investigación por Cuevas-Rodríguez (2011).

Como se puede observar en la **Figura 12a**, siete señales aparecen en el cromatograma, indicando la existencia de siete antocianinas predominantes con una absorbancia máxima a 520 nm. Se lograron identificar dos antocianinas en el extracto del grano crudo, estas fueron: la cianidina-3-glucósido y la cianidina-3-(6''-

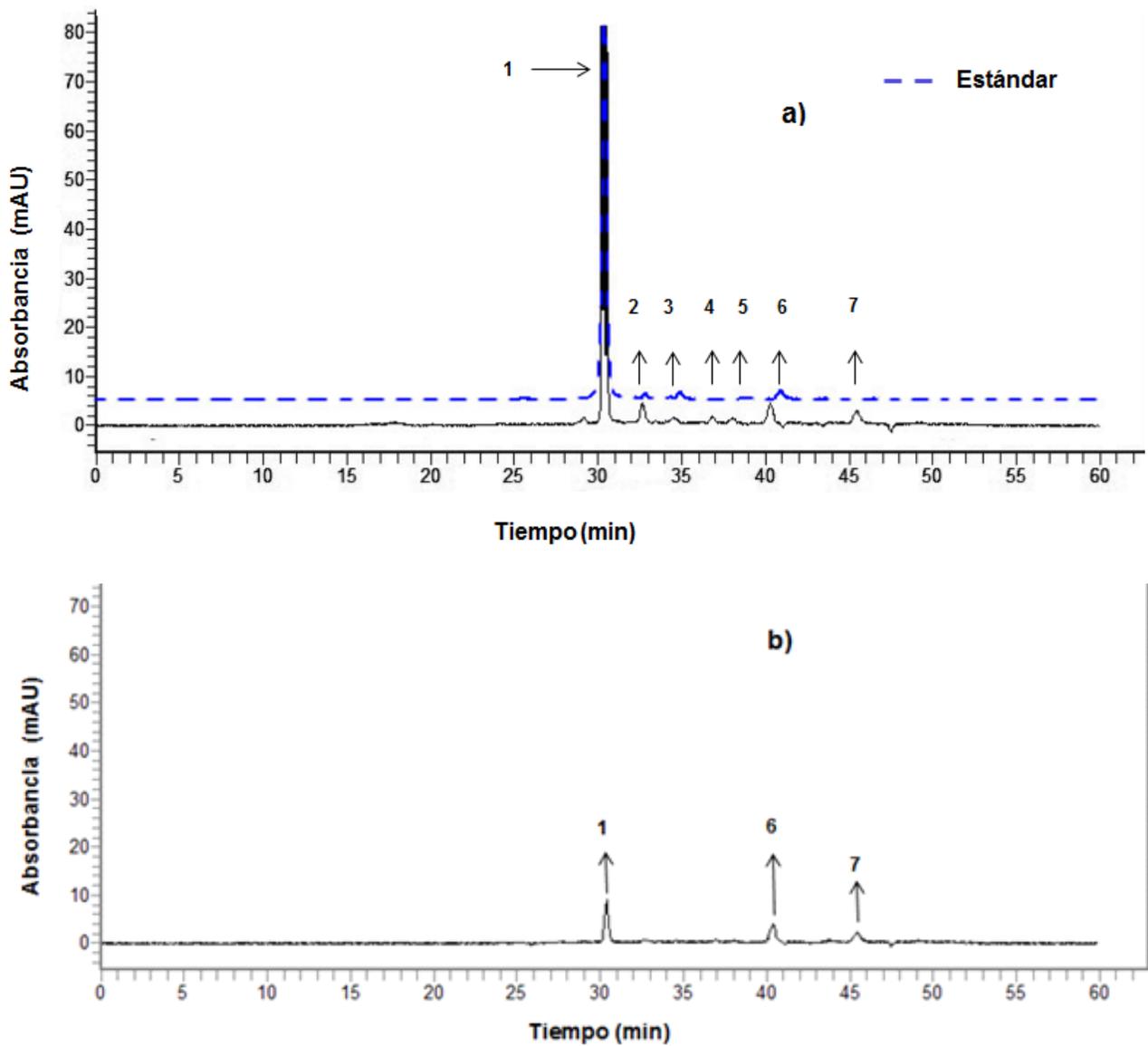


Figura 12. Cromatograma de HPLC representativo de extractos ricos en antocianinas identificadas a 520 nm de **a)** grano crudo de maíz azul. **b)** tortilla elaborada por el proceso de extrusión-cocción-alcalina. El número de señal muestra la antocianina identificada en el Cuadro 17.

malonilglucósido), con tiempos de retención de 30.1 y 40.3 min, respectivamente (**Cuadro 17**), valores que coinciden con el estándar utilizado para su identificación (**Figura 12a**), siendo la cianidina-3-glucósido la más abundante, representando un 84% relativo de la cantidad total de antocianinas presentes en dicho extracto. Un similar comportamiento fue encontrado por Žilić y col (2012) y Sánchez-Madrugal y col (2015), quienes en estudios con maíces azules mexicanos y americanos, observaron que la cianidina-3-glucosido representó alrededor del 75% del total de antocianinas, mientras que las restantes se presentaron en menor porcentaje. El aglicón derivado de la cianidina muestra una elevada actividad antioxidante en comparación con la delphinidina, malvidina, peonidina y petunidina, así mismo estos compuestos mostraron una actividad comparable a la conocida de compuestos altamente antioxidantes como lo es el α -tocoferol, trolox, catequina, quercetina, característica que le proporciona al maíz azul propiedades antioxidantes altas (Kähkönen y Heinonen 2003).

El perfil cromatográfico de antocianinas en tortillas de maíz azul elaboradas a partir del proceso de extrusión cocción alcalina, fue similar a la del grano de maíz crudo, con una variación solo en la proporción de cada antocianina (**Figura 12b**); se observó un decremento en la primer señal del cromatograma, el cual corresponde a la cianidina-3-glucosido, con lo que se corroboró que el proceso de extrusión-cocción-alcalina afecta drásticamente el contenido de estas, principalmente a la cianidina-3-glucosido, con una concentración del 13.1% del contenido total con respecto al grano crudo. Un comportamiento similar se observó al realizar la determinación de antocianinas totales por el método colorimétrico desarrollado por Abdel-Aal y Huel, en 1999, en donde la tortilla retuvo solamente un 25% del

Cuadro 17. Antocianinas detectadas por HPLC en grano crudo y tortilla de maíz azul

Pico¹	Tr (min)	Compuesto
1	30.1	Cianidina-3-glucósido
2	32.7	NI
3	34.9	NI
4	37.1	NI
5	38.0	NI
6	40.3	Cianidina-3-(6''-malonilglucósido)
7	45.7	NI

¹ Enumerado de acuerdo a la **Figura 12**

Tr: Tiempo de retención

NI: No identificado

contenido total de antocianinas (**Cuadro 15**). Esto puede ser atribuido a que las antocianinas son susceptibles a la degradación ante condiciones de luz, temperaturas y pH elevados, condiciones que involucra el proceso de extrusión, lo que afecta directamente la estabilidad de las estructuras de estos compuestos (Castañeda-Ovando y col 2010).

La determinación e identificación de antocianinas pudiera parecer una labor relativamente simple cuando se emplea HPLC, sin embargo, la falta de estándares es una gran desventaja, y en muchos casos dificulta el conocer la identidad de una señal en particular. Por lo tanto, la espectrometría de masas (MS) y resonancia magnética nuclear ($^1\text{H-RMN}$) fueron empleadas como técnicas para la elucidación de la estructura de las principales antocianinas presentes en los extractos de maíz crudo y tortilla. Las estructuras se estimaron sobre la base de medios espectrales y patrón de fragmentación. Los pigmentos encontrados fueron derivados de la cianidina, pelargonidina y peonidina, cada uno fue identificado comparando su peso molecular con lo reportado en literatura previa (**Cuadro 18**).

Las **Figuras 13 y 14** muestran los espectros de MS para cada antocianina identificada en los extractos de tortilla de maíz azul. En el espectro 1 se observó el ion cuasimolecular $[\text{M} + \text{H}]^+$ con $m/z = 549$ uma, que fue identificado como cianidina-3-(6''-succinilglucósido). La fragmentación generó los iones de $m/z = 449$ y 287 umas, los cuales corresponden a cianidina-3-glucósido y cianidina, respectivamente. En el espectro 2 se registró el ion cuasimolecular $[\text{M} + \text{H}]^+$ con $m/z = 535$ umas, el cual fue identificado como cianidina-3-(6''-malonilglucósido). El ion fragmento $[\text{M} + \text{H} - 162 - 86]^+$ de $m/z = 287$ umas, se caracterizó como cianidina, en donde la cianidina-3-(6''-malonilglucósido) perdió el carbohidrato (-162) y un

Cuadro 18. Antocianinas detectadas por espectrometría de masas en grano crudo y tortilla de maíz azul

Antocianinas	<i>m/z</i> (uma)	
	[M] ⁺	Fragmentos
Cianidina-3-glucósido	449	287
Pelargonidina-3-glucósido	433	271
Peonidina-3-glucósido	463	301
Cianidina-3-(6''-malonilglucósido)	535	449,287
Pelargonidina-3-(6''-malonilglucósido)	519	433,287
Cianidina-3-(6''-succinilglucósido)	549	449,287

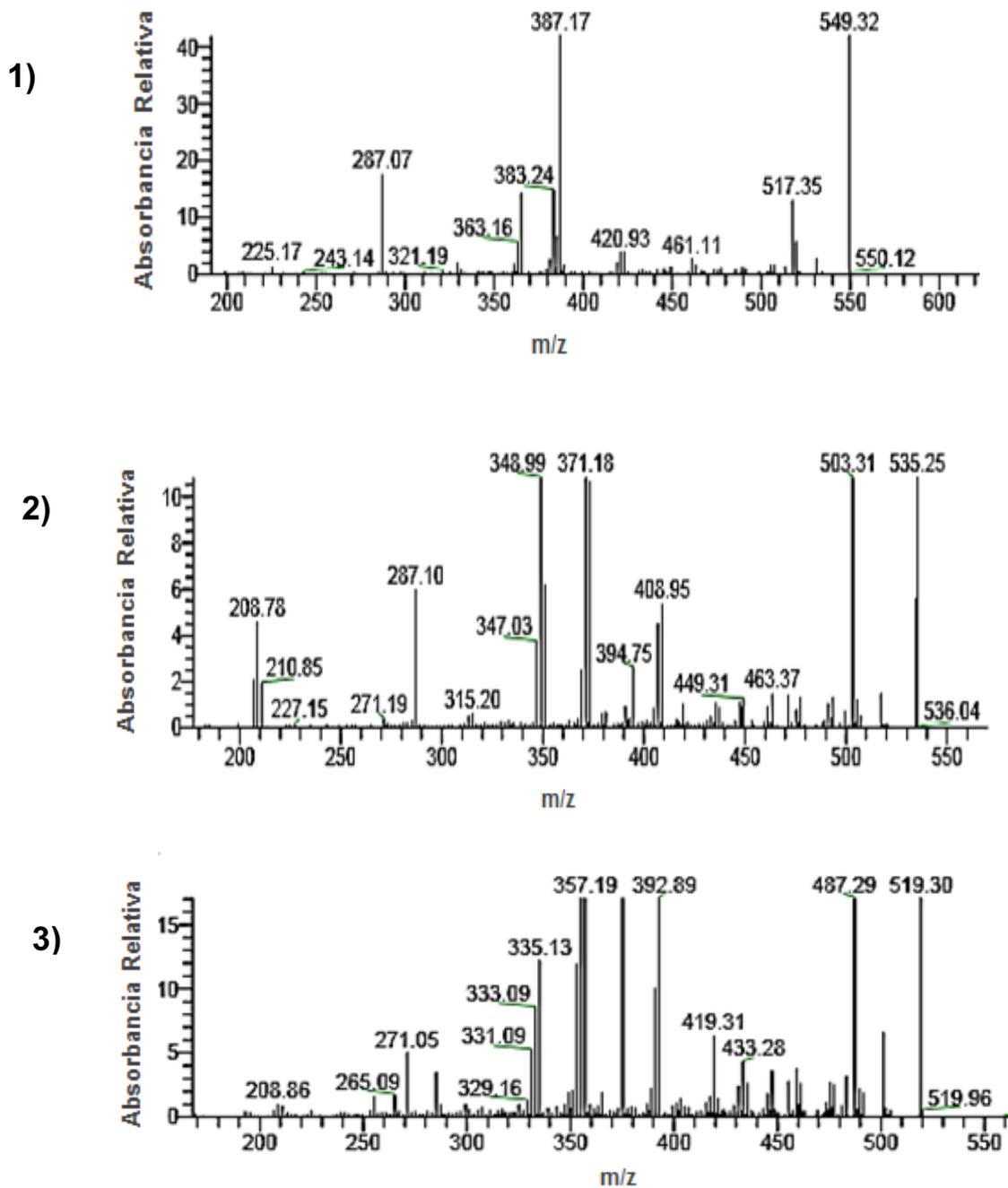


Figura 13. Espectros de masas en ion positivo de tortilla de maíz azul elaborada por el proceso de extrusión- cocción alcalina. 1) cianidina-3-(6''-succinilglucósido), 2) cianidina-3-(6''-malonilglucósido), 3) pelargonidina-3-(6''-malonilglucósido).

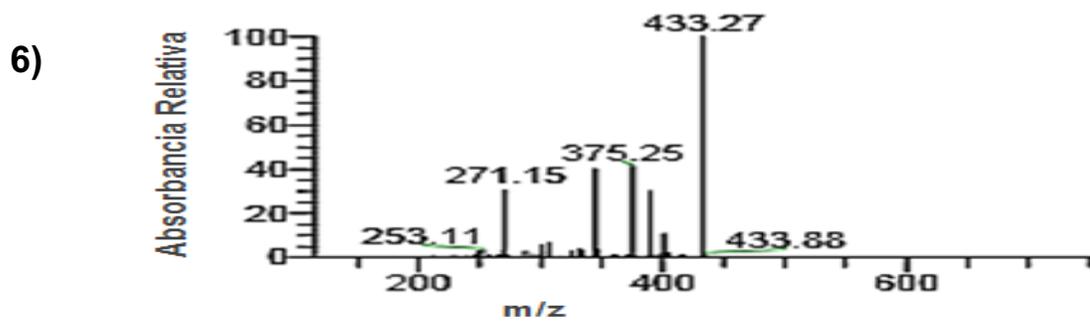
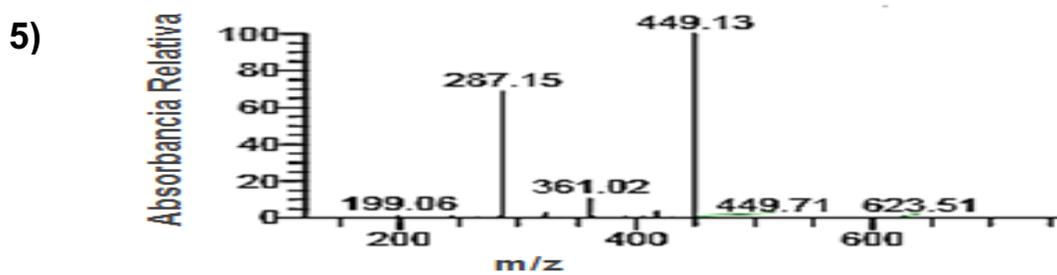
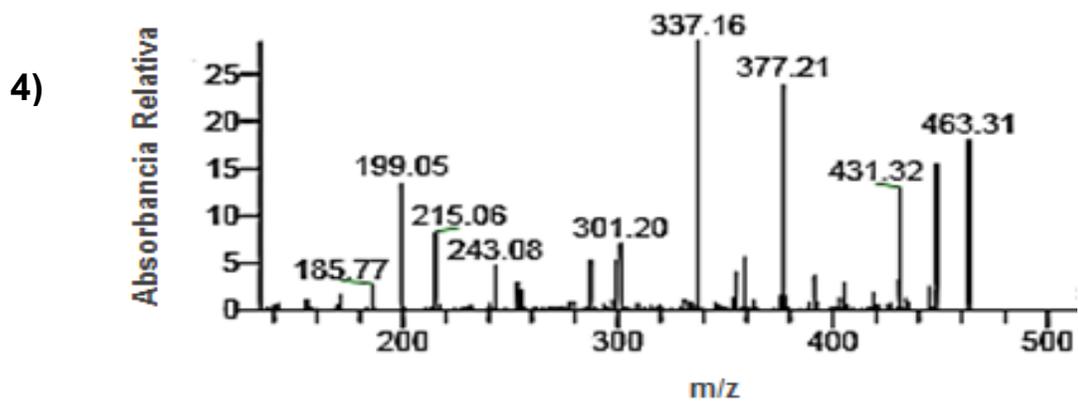


Figura 14. Espectros de masas en modo positivo de tortilla de maíz azul criollo elaborada por el proceso de extrusión-cocción-alcalina. 4) peonidina-3-glucósido, 5) cianidina-3-glucosido, 6) pelargonidina-3-glucósido

residuo derivado del ácido malónico (-86). En el espectro 3 se identificó el ion $[M + H]^+$ de $m/z = 519$ uma, que fue asociado a pelargonidina-3-(6''-malonilglucósido). El ión fragmento de $m/z = 433$ uma fue identificado como pelargonidina-3-glucósido el cual se originó a partir de la pérdida del residuo de malonil (-86). En los espectros 4, 5 y 6 se registraron los iones cuasimoleculares $[M + H]^+$ con m/z 463, 449 y 433 umas, identificados como peonidina-3-glucósido, cianidina-3-glucósido y pelargonidina-3-glucósido. Los iones fragmentos de $m/z = 301$, 287 y 271 umas, se asociaron a peonidina, cianidina y pelargonidina, respectivamente. Posterior a la pérdida del carbohidrato (-162). En este estudio, las antocianinas glucosiladas identificadas en extracto de maíz azul y tortilla (cianidina-3-glucósido, peonidina-3-glucósido y pelargonidina-3-glucósido) mostraron características similares con lo reportado por Abdel-Aal y col (2006); Urías-Lugo y col (2015) y Sánchez Madrigal y col (2015).

Así mismo, antocianinas aciladas, fueron identificadas en grano crudo y tortilla [(cianidina-3-(6''-succinilglucósido), pelargonidina-3-(6''-malonilglucósido) y cianidina-3-(6''-malonilglucósido)], la presencia de estos compuestos en los extractos es de importancia debido a su mayor estabilidad ante altas temperaturas y amplios rangos de pH, lo que conlleva a una menor degradación durante el procesamiento como es el de la elaboración de tortillas. Estos resultados concuerdan con lo reportado por otros investigadores (Pedreschi y Cisneros-Zevallos 2007; Castañeda-Ovando y col 2010; Yang y Zhai 2010; Žilić y col 2012; Harakotr y col 2014).

El espectro de ^1H -RMN de la fracción enriquecida de antocianinas permite reconocer características estructurales importantes. Como se muestra en la **Figura 15**,

después de la purificación en fase sólida, el espectro de ^1H -RMN de la mezcla de antocianinas de maíz azul presenta señales complejas, por lo tanto, la asignación de señales individuales es importante. La región de δ 4.8-3.0 ppm corresponde a protones de azúcares, mientras que la región aromática se ubica a 9.0-6.2 ppm, las antocianinas pueden ser reconocidas en los espectros de ^1H -RMN por la señal característica a δ 8.9 ppm. Los resultados de ^1H -RMN en el presente estudio, demuestran la presencia de compuestos glucosilados, lo que confirma los resultados anteriores. Sin embargo, se sugiere seguir avanzando en la estrategia de purificación con el objetivo de eliminar la mayor cantidad de carbohidratos de la muestra.

Actualmente se han atribuido a las antocianinas, diversas propiedades bioactivas relacionadas con efectos benéficos a la salud, incluyendo dentro de estos, efecto antioxidante, antimicrobiano, y anticancerígeno principalmente. Por lo tanto, el estudio y caracterización de estos compuestos en variedades de maíz azul originario de Sinaloa es una necesidad para su potencialización y uso industrial (Kuhnen y col 2011; Collison y col 2015).

G ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE HIDROFILICA POR EL MÉTODO ORAC Y DPPH DEL GRANO CRUDO Y TORTILLA DE MAÍZ AZUL Y BLANCO COMERCIAL

1 Actividad antioxidante por ORAC

En el **Cuadro 19** se muestra la actividad antioxidante de los maíces crudos azul y blanco y sus correspondientes tortillas.

La actividad antioxidante total (suma de actividades antioxidante de compuestos fenólicos libres y ligados) en maíces crudos varió de 8929.2 a 9267.5 $\mu\text{mol ET} / 100 \text{ g}$, bs. No se observaron diferencias ($p < 0.05$) en la actividad antioxidante total entre ambos

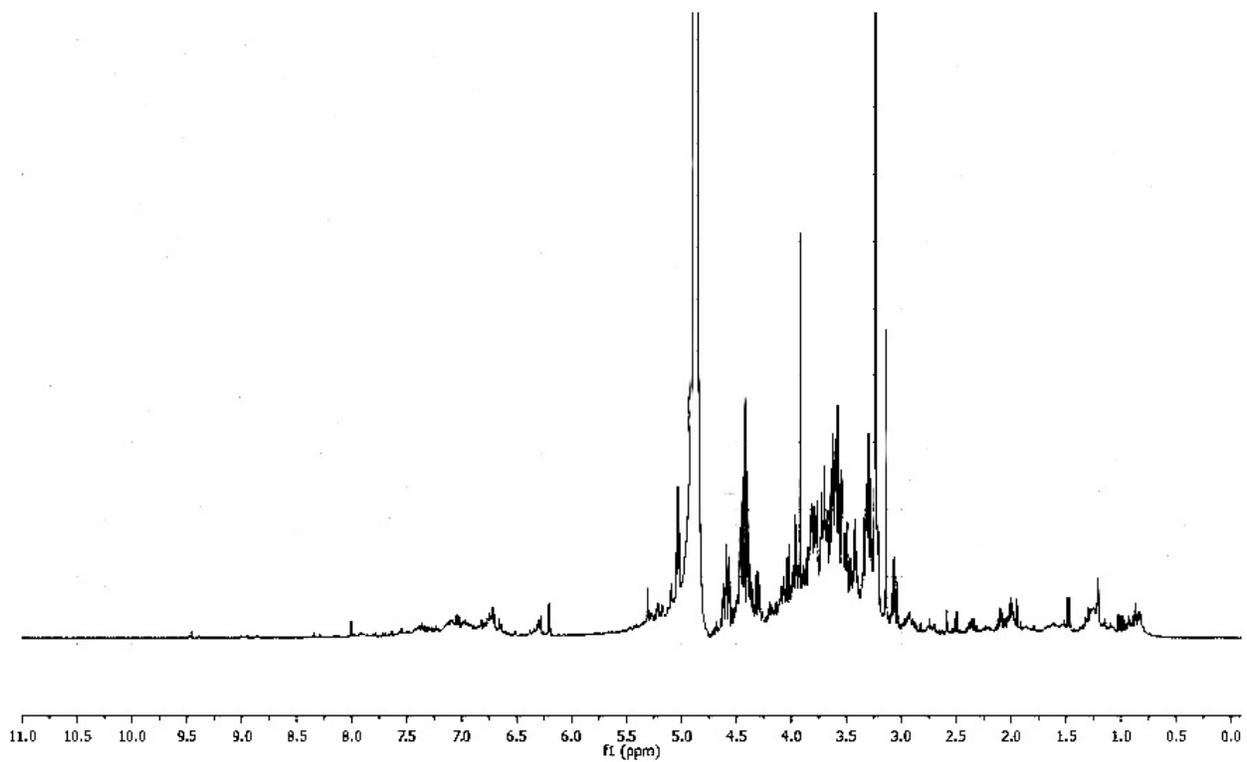


Figura 15. Espectro de ^1H RMN (400 MHz) del extracto rico en antocianinas de tortilla después de la purificación en fase sólida.

maíces. Estos resultados se encuentran por debajo de lo reportado por Mora-Rochín y col (2010) (12,286 $\mu\text{mol TE}/100 \text{ g, bs}$), para maíz azul procedente del estado de Sinaloa.

La actividad antioxidante de fenólicos libres presentó valores de 879.9 para el maíz blanco comercial y 1483.2 para el maíz azul ($\mu\text{mol equivalentes de Trolox (ET)}/100 \text{ g, bs}$). El maíz azul presentó la mayor ($p < 0.05$) actividad antioxidante de fenólicos libres, mientras que la actividad antioxidante de fenólicos ligados en maíces varió de 7784.2 a 8049.3 $\mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$, no se observaron diferencias ($p < 0.05$) al comparar ambos materiales (**Cuadro 19**), estos resultados se encuentran por debajo de lo reportado por Aguayo-Rojas y col (2012), con valores promedio de actividad antioxidante de fenólicos libres y ligados de 4078.9-4726.4 y 11917-13808.2 $\mu\text{mol (ET)}/100 \text{ g, bs}$, respectivamente

La actividad antioxidante total en tortillas obtenidas por extrusión-cocción-alcalina presentó valores de 9353.9 (blanco comercial) y 10017.5 (maíz azul) $\mu\text{mol (ET)}/100 \text{ g, bs}$. El mayor ($p < 0.05$) contenido correspondió a la tortilla de maíz azul, observándose un incremento del 8 % de la actividad antioxidante al comparar la tortilla azul con el grano de maíz sin procesar. Este comportamiento no corresponde con lo reportado por Aguayo-Rojas y col (2012), en dicho trabajo las tortillas obtenidas a partir de diferentes genotipos de maíz, presentaron un decremento de aproximadamente el 33 % de la actividad antioxidante, atribuidos probablemente a las condiciones del proceso, sin embargo, aunque en esta investigación se empleó el mismo proceso, los materiales de estudio son diferentes, así mismo sus componentes, concentración y comportamiento ante los factores involucrados en dicho proceso, en algunas investigaciones con

cereales como la avena, la cebada y el frijol, el decremento en la actividad antioxidante durante la extrusión, se ha atribuido a la baja resistencia de los compuestos fenolicos al calor, la evaporación y la descomposición ante altas temperaturas, también se ha reportado que altas temperaturas durante la extrusión, altera la estructura molecular y puede reducir su reactividad química, causando pérdida de propiedades antioxidantes (Nayak y col 2015).

La actividad antioxidante de fenólicos libres en tortillas varió de 822.7 a 1343 $\mu\text{mol (ET)}/100 \text{ g, bs}$ (**Cuadro 19**). La actividad antioxidante de fenólicos ligados mostró valores promedio de 8531.2 a 8674.6 $\mu\text{mol (ET)}/100 \text{ g, bs}$, siendo nuevamente la tortilla azul quien presentó la mayor capacidad antioxidante en esta fracción.

Los fenólicos ligados contribuyeron con la mayor ($p < 0.05$) proporción de la actividad antioxidante total ($\geq 80\%$).

2 Actividad antioxidante por DPPH

La actividad antioxidante total expresada como DPPH, se determinó como la suma de fracciones de fenólicos libres y ligados en maíz azul y blanco comercial crudo y tortilla obtenidas por el proceso de extrusión-cocción-alkalina (**Cuadro 19**).

La menor ($p < 0.05$) y mayor ($p < 0.05$) actividad antioxidante expresada como DPPH en fenólicos libres la presentó el maíz azul (549 $\mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$), y el genotipo blanco comercial (617 $\mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$), respectivamente.

En la fracción ligada, la mayor capacidad antioxidante la presentó el maíz blanco (2649.83 $\mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$), contribuyendo con el 81 % a la actividad antioxidante total (3266.8 $\mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$), mayor ($p < 0.05$) a la presentada por el genotipo azul (2973.4 $\mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$).

La actividad antioxidante en la fracción de fenólicos libres en tortillas, fue mayor ($p < 0.05$) en tortilla azul ($367.3 \mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$) al compararla con su contraparte tortilla blanca comercial ($284.4 \mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$).

En la fracción ligada, no se encontró diferencia ($p < 0.05$) entre la actividad antioxidante de ambas tortillas (azul y blanca) (2928.3 y $2876 \mu\text{mol TE} / 100 \text{ g, bs}$), respectivamente. Asimismo, la fracción ligada contribuyó con la mayor actividad antioxidante total tanto en el material crudo y sus tortillas ($\geq 80\%$).

La transformación del grano crudo en tortilla produjo un incremento ($p < 0.05$) en la actividad antioxidante total para el material azul, lo que puede deberse a la liberación de fenólicos en la fracción ligada en el proceso de extrusión-cocción-alcalina con respecto al grano sin procesar, ya que los compuestos fenólicos que se encuentran en su forma ligada en el grano crudo (ácido ferúlico) son los que proporcionan la mayor actividad antioxidante.

Cuadro 19. Actividad antioxidante de grano crudo y tortilla de maíz azul y blanco

Actividad antioxidante ¹	Maíz Azul		Blanco Comercial	
	Crudo	Tortilla	Crudo	Tortilla
ORAC Total²	9267.5 ± 239.69 ^b	10017.5 ± 75.73 ^a	8929.2 ± 24.85 ^b	9353.9 ± 157.12 ^b
<i>Fenólicos libres</i>	1483.2 ± 23.6 ^a	1343.0 ± 71.66 ^a	879.9 ± 4.7 ^b	822.7 ± 14.47 ^b
<i>Fenólicos ligados</i>	7784.2 ± 263.30 ^b	8674.6 ± 4.05 ^a	8049.3 ± 29.59 ^{ab}	8531.2 ± 171.58 ^b
DPPH Total³	2973.4 ± 0.31 ^c	3295.7 ± 34.26 ^a	3266.8 ± 21.99 ^a	3161.4 ± 0.65 ^b
<i>Fenólicos libres</i>	549.4 ± 0.31 ^b	367.3 ± 7.66 ^c	617.0 ± 17.11 ^a	284.4 ± 0.16 ^d
<i>Fenólicos ligados</i>	2424 ± 0.0 ^c	2928.3 ± 41.92 ^a	2649.8 ± 39.10 ^b	2876.6 ± 0.81 ^a

¹ Las medias se separaron por filas, aplicando la prueba de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes (p<0.05); 2,3 Capacidad antioxidante hidrofílica total (suma de capacidades antioxidante de fenólicos libres y ligados) en µmol TE / 100 g, bs

IX CONCLUSIONES

1. Las características físicas, composición química y propiedades fisicoquímicas del grano de maíz azul se encuentran dentro del rango establecido por la industria para ser utilizado en la industria de la masa y la tortilla.
2. El valor promedio de fenólicos totales fué de 234 y 216 mg EAG/ 100 g bs, para maíz azul y tortilla, respectivamente.
3. Se identificaron cinco ácidos fenólicos (ferúlico, sinápico, siríngico, vanílico y *p*-hidroxibenzóico), de los cuales el ácido ferúlico fue el predominante, con un porcentaje de abundancia del 86.
4. El contenido total de antocianinas fue de 26.2 y 6.72 mg (ECG)/100 g bs, para maíz azul y tortilla respectivamente. Se identificaron 6 antocianinas en maíz criollo y tortilla, estas fueron la cianidina-3-glucósido, pelargonidina-3-glucósido, peonidina-3-glucósido, cianidina-3-(6''-malonilglucósido), pelargonidina-3-(6''-malonilglucósido) y la cianidina-3-(6''-succinilglucósido).
5. Las tortillas azules retuvieron el 92 y 25 % del contenido total de fenólicos y antocianinas con respecto al grano crudo.
6. Las tortillas azules incrementaron su actividad antioxidante en un 8% (ORAC) y 10 % (DPPH), con respecto al grano crudo. Esto demuestra que el proceso incrementa la biodisponibilidad de los compuestos bioactivos.
7. El proceso de extrusión-cocción-alcalina representa una alternativa para la elaboración de tortillas con una alta retención de fenólicos y capacidad antioxidante total, y con una moderada retención de antocianinas.

8. La cromatografía de líquidos de alta resolución acoplada a masas (HPLC-MS) y resonancia magnética nuclear (RMN), son herramientas ampliamente empleadas, que representan una opción ideal en la caracterización de antocianinas, por su alta sensibilidad, fácil manejo, excelentes separaciones y tiempo de análisis relativamente corto.

9. Altos niveles de compuestos bioactivos y actividad antioxidante en maíz criollo azul, podría contribuir a la producción y uso de este cereal en la industria alimenticia, para la elaboración de alimentos con fuentes naturales de compuestos nutraceuticos.

X BIBLIOGRAFÍA

- AACC.1995.**Approved Methods of the American Association of Cereal Chemists. 9^o edn.St. Paul, MN,EUA
- Abdel-aal El-sayed M, Young C, Rabalski I. 2006.**Anthocyanin Composition in Black, Blue, Pink, Purple, and Red Cereal Grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54:4696-4704.
- Abdel-Aal ESM, Huel P. 1999.** A rapid method for quantifying total anthocyanins in blue aleurone and purple pericarp wheats. *Cereal Chemistry*, 76: 350-354
- Acosta-Estrada BA, Gutiérrez-Uribe JA, Serna-Saldívar SO. 2014.** Bound phenolics in foods, a review. *Food Chemistry*,152: 46–55
- AdomKF, Liu RH. 2002.** Antioxidant activity of grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*,50: 6182-6187
- Adom KK, Sorrells ME, Liu RH. 2003.** Phytochemical profiles and antioxidant activity of wheat varieties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*,51: 7825-7834
- Agama-Acevedo E, Salinas-Moreno Y, Pacheco-Vargas G y Bello-Pérez LA 2011.** Physical and chemical characteristics of blue corn from two races: starch morphology. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* Vol.2 Núm.3, pp. 317-329
- Aguayo-Rojas J, Mora-Rochín S, Cuevas-Rodríguez EO, Serna-Saldívar SO, Gutierrez-Uribe JA, Reyes-Moreno C y Milán-Carrillo J. 2012.** Phytochemicals and antioxidant capacity of tortillas obtained after lime-cooking extrusion process of whole pigmented mexican maize. *Plant Foods for Human Nutrition*,67:178-185
- Anderson, E y H C Cutler. 1942.** Races of *Zea mays* L. Their recognition and classification. *Annals of Missouri Botanical Garden*, 29:69-88
- AOAC. 1999.** Official Methods of Anaysis. 16 Edition. Association of Official Analytical Chemists, Washington,DC, EUA
- Aragón C F, J D C Figueroa, M Flores Z, M Gaytán M, M J J Véles .2012.**Calidad Industrial de Maíces Nativos de la Sierra Sur de Oaxaca. Libro Técnico No.

15. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Santo Domingo Barrio Bajo, Etlá, Oaxaca, México. 249 p.
- Aroun A, Zhong JL, Tyrrell RM, O'Pourzand C. 2012.** Iron, oxidative stress and the example of solar ultraviolet A radiation. *Photochemical and Photobiological Sciences*, 11:118-34
- Ávalos García A, Pérez-Urria Carril E.Reduca 2009.** Metabolismo secundario de plantas. *Serie Fisiología Vegetal*, 2: 119-145.
- Avello M, Suwalsky M.2006.** Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección. *Atenea* N° 494– II Sem: 161-172
- Babbar N, Oberoi H S y Sandhu S K.2015.** Therapeutic and Nutraceutical Potential of Bioactive Compounds Extracted from Fruit Residues. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 55:3, 319-337
- Benson GO ,Pearce RB.1988.** Corn perspective and Culture,Corn: Chemistry and Technology. Published by the *American Association of Cereal Chemists,Inc.*ST.Paul,Minesota,USA.p:3
- Betran FJ, Bockholt AJ, y Rooney LW. 2001.** Blue corn. Capítulo 10 En: Specialty Corns, 2nd ed., AR Hallauer. Ed. CRC Press, Boca Raton, FL., EUA, pp. 293-302
- Brand-Williams W, Cuvelier ME, Berset C. 1995.** Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28:25-30
- Bressani R .2008.** Cambios nutrimentales en el maíz inducidos por el proceso de nixtamalización. In: Nixtamalización del Maíz a la Tortilla. Aspectos Nutrimentales y Toxicológicos. M E Rodríguez-García, S O Serna-Saldívar, F Sánchez-Sinencio (eds). Universidad Autónoma de Querétaro. Querétaro, México. pp:19-80
- Bressani R. 1990.** Chemistry, technology and nutritive value of maize tortillas. *Food Reviews International*,6: 225-264
- Camire, M E, Camire A, y Krumhar K. 1990.** Chemical and nutrition a changes in foods during extrusion. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*; 29, (1), 35–57.
- Carrera V J A. 2008.** Proyecto FZ001 “Estudio de la diversidad genética y su

distribución de los maíces criollos sus parientes silvestres en Michoacán”. Informe Final. Centro Regional Universitario Centro Oriente-Universidad Autónoma Chapingo. Morelia, Michoacán. 64 p

Carvalho-Wells AL, Helmolz K, Nodet C, Molzer C, Leonard C, McKeivith B, Thielecke F, Jackson KG, Tuohy KM .2010.Determination of the in vivo prebiotic potential of a maize-based whole grain breakfast cereal: A human feeding study. *British Journal of Nutrition* ,104:1353–1356

Castañeda-Ovando A, Galán-Vidal CA, Pacheco L, Rodriguez JA , Paez-Hernandez M E .2010.Characterization of Main Anthocyanins Extracted from Pericarp Blue Corn by MALDI-ToF MS. *Food analytical methods* ,3:12–16

Chow H H, Hakim I A, Vining D R, Crowell J A, Ranger-Moore J, Chew W M, Celaya CA, Rodney S R, Hara Y, Alberts D S.2005. Effects of dosing condition on the oral bioavailability of green tea catechins after single-dose administration of polyphenon in healthy individuals. *Clinical Cancer Research*,11: 4627-4633

Clavijero, F J. 1787. In A History of Mexico. Vol I; Translation of storiaantica de Messico Garland Publishing, Inc.: New York, 1979; pp 476

Cohen S D y Kennedy J A .2010. Plant metabolism and the environment: Implications for managing phenolics. *Critical Reviews. Food Science Nutrition*,50: 620–543.

CONABIO 2010. Argumentación para conservar las razas de maíces nativos de México. Taller con especialistas en maíces nativos, realizado los días 17 y 18 de marzo de 2010 en las instalaciones de la CONABIO. México,http://www.biodiversidad.gob.mx/genes/pdf/proyecto/Anexo6_Reunion esTalleres/Tabla%20razas_marzo%202010.pdf

CONABIO.2011. Proyecto global “Recopilación, generación, actualización y análisis de información acerca de la diversidad genética de maíces y sus parientes silvestres en México”. Disponible en: <http://www.biodiversidad.gob.mx/genes/proyectoMaices.html>. (Mayo 2013)

CONABIO. 2008. Información biológica–agronómica básica sobre los maíces nativos y sus parientes silvestres. Documento de trabajo para el Taller

Agrobiodiversidad en México: el caso del maíz. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F. 64 p.

CONEVAL.2012. Construcción de las Líneas de Bienestar. Documento metodológico. Disponible en: http://www.coneval.gob.mx/Informes/Coordinacion/INFORMES_Y_PUBLICACIONES_PDF/Construccion_lineas_bienestar.pdf

Cook N C, y Samman S. 1996. Flavonoids—chemistry, metabolism, cardioprotective effects, and dietary sources. *Nutritional Biochemistry*, 7: 66–76

Collison A, Yang L, Dykes L, Murray S, Awika J M. 2015.Influence of Genetic Background on Anthocyanin and Copigment Composition and Behavior during Thermoalkaline Processing of Maize. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*,63:5528–5538

Cos P, De Bruyne T, Hemans N, Apers S, Vanden-Berghe D, Vlietnick A.2003.Proanthocyanidins in health care: current and new trends. *Current Medicinal Chemistry*,10:1345-1359

Cruz-Requena M, R R Herrera, C N Aguilar González, J E Velázquez, M G Martínez, J D Figueroa C .2011. Alkaline cooking quality of polyembryonic and non-polyembryonic maize populations. *Advance Journal of Food Science and Technology*,3:259-268

Cuevas Montilla E., Hillebrand S.Antezana A.,y Winterhalter P.2011.Soluble and Bound Phenolic Compounds in Different Bolivian Purple Corn (*Zea mays* L.) Cultivars. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59: 7068–7074

Cuevas-Rodríguez, E O, Reyes-Moreno C, Eckhoff R, Milán-Carrillo J. 2009. Nixtamalized instant flour from corn (*Zea mays* L.) meal: Optimization of nixtamalization conditions.*Cereal Chemistry*, 86: 7–11

Darmanyan, AP, Gregory DD, Guo Y, Jenks WS, Burel L, Eloy D, Jardon P, 1998. Quenching of singlet oxygen by oxygen- and sulfur-centered radicals: evidence for energy transfer to peroxy radicals in solution. *Journal of the American Chemical Society*,120: 396–403

De la Parra C, Serna-Saldívar SO y Lui RH. 2007. Effect of processing on the phytochemical profiles and antioxidant activity of corn production of masa,

tortillas and tortilla chip. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55: 4177-4183

- De Sinibaldi ACB y Bressani R. 2001.** Características de la cocción por nixtamalización de once variedades de maíz. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición* ,51(1): 86- 94.
- Del Pozo-Insfran D, Serna-Saldivar SO, Brenes CH y Talcott ST. 2006.** Polyphenolics and antioxidant capacity of White and blue corns processed into tortillas and chips. *Cereal Chemistry*, 84: 162-168
- Delgado-Olivares L, Betanzos Cabrera G, Sumaya Martínez, M. T.2010.** Importancia de los antioxidantes dietarios en la disminución del estrés oxidativo. *Investigación y Ciencia*, 50:10-15
- Devanand L L. 2012.** A simplified UV spectral scan method for the estimation of phenolic acids and antioxidant capacity in eggplant pulp extracts. *Journal of Functional Foods*, 4: 238.242
- Dickerson GW. 2003.** Specialty Corns. New Mexico State University, Department of Agriculture Cooperating. Guide H-232. www.cahe.nmsu.edu
- Dixit AA, Azar KMJ, Gdner CD, Palaniappan LP .2011.** Incorporation of whole, ancient grains into a modern Asian Indian diet to reduce the burden of chronic disease. *Nutrition Review*, 69:479–488
- Drögue W.2002.** Free Radicals in the physiological control of cell function. *Physiological Reviews*, 82: 47-95
- Echeverría M E, L E Arroyo .2000.** Recetario del Maíz. Cocina Indígena y Popular. Consejo Nacional para las Culturas y las Artes (CONACULTA). D.F., México. 441 p
- Eckhoff SR, Paulsen MR y Yang SC. 2003.** Maize. En: “Enciclopedia of Food Sciences and Nutrition”. Caballero B, Trugo LC, Finglas PM. (ed). Vol. 6. United Kingdom. Elsevier Science Ltd, pág. 3647-3653.
- Eckhoff Steven, Cuevas Rodriguez EO, Milán Carrillo J. 2010.** Nixtamalization process and products produced therefrom. Patent Number 7,740,895
- Egesel C O, J C Wong, R J Lambert, y T R.2003.** Combing ability of maize inbreds for carotenoids and tocopherols. *Crop Science*, 43:818-823

- EI-Dash A.A.1981.**Application and Control of Thermoplastic Extrusion of Cereales:A Renewable Resource-Theory and Practice.Y.Pomeranz y L.Munck (Ed).Pp:165-216.American Association of Cereal Chemists,St. Paul,MN,EUA
- EI-Sayed M,J Abdel-Aal, C Young, y I Rabalski.2006.**Anthocyanin composition in black,blue,pink,purple,and red creal grains. *Journal of Agricultural of Food Chemistry*,54:4696-4704
- Emina Čolak.2008.** New markers of oxidative damage to macromolecules. *Journal of Molecular Biology* ,27: 1-16
- Escalante-Aburto A, B Ramírez-Wong, P I Torres-Chávez, J D Figueroa Cárdenas, J López-Cervantes, J M Barrón-Hoyos, I Morales- Rosas .2013.** Effect of extrusion processing parameters on anthocyanin content, physicochemical properties of nixtamalized blue corn expanded extrudates. *CyTA-Journal of Food*,11:29-37
- Espinosa T E, Mendoza C M C y Castillo G F. 2006.** Diversidad fenotípica entre poblaciones de maíz con diferentes grados de pigmentación. *Revista Fitotecnia Mexicana* 29(Número especial 2): 19-23.
- FAO.2011.** FAOSTAT Agricultural Database. <http://faostat.fao.org>
- Faux SP, Tai T, Thorne D, Xu Y .2009.** The role of oxidative stress in the biological responses of lung epithelial cells to cigarette smoke. *Biomarkers*,15:90-6
- Fernández Suárez R, Morales Chávez L A y Gálvez Mariscal A.2013.** Importance of mexican maize landraces in the national diet. An essential Review. *Revista Fitotecnia Mexicana*,36: 275 - 283
- Figueroa JDC, Narvaez-González DE, Mauricio SA, Taba S, Gaytán MM, Véles MJJ Rincón, SF y Aragón CF. 2012.** Estudios de las características fisicoquímicas, microestructurales y calidad de los grupos raciales natives (criollos) de México. *Revista Fitotécnia Mexicana*. Artículo de Revisión. En prensa.
- Figueroa Cárdenas JD, Narváez DG, Mauricio AS, Taba S, Gaytán-Martínez M, Véles MJ, Rincón FS y Aragón FC. 2013.** Propiedades físicas del grano y calidad de los grupos raciales de maíces natives (criollos) de México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 36:305-314

- Finkel T, Holbrook NJ.2000.** Oxidants, oxidative stress and the biology of ageing. *Nature*, 408: 239-247
- Fukumoto LR, Mazza G. 2000.** Assessing antioxidant and prooxidant activities of phenolic compounds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48: 3597-3604
- Galinat W C.1988.**The origin of Corn.In:Corn and Corn Improvement G F Sprague,and J W Dudley,(eds).American Soc. of Agronomy,Inc.Crop Sci. Soc. of America,Inc. Madison.pp.1-31
- Gamble PE, Burke JJ. 1984.** Effect of water stress on the chloroplast antioxidant system. *Journal of Plant Physiology*,76: 615–621
- Gaxiola-Cuevas N. 2013.** Caracterización de antocianinas de maíces (*Zea mays* L.) criollos azules de Sinaloa. Efecto del Proceso de Nixtamalización. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Sinaloa.
- Gaytán MM. 2004.** Evaluación y validación de métodos para la clasificación de calidad alimentaria en maíces criollos. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Coahuila. Facultad de Ciencias Químicas, Saltillo, Coahuila, México.
- Gaytán-Martínez M, Figueroa-Cárdenas J D, Reyes-Vega M L, Morales-Sánchez E y Rincón-Sánchez F.2013.** Maize landraces selection for industrial and use based on their added value. *Revista Fitotecnica Mexicana*,36:339 – 346
- Gómez M H , C M McDonough, L W Rooney, R D Wanishka .1989.** Changes in corn and sorghum during nixtamalization and tortilla baking. *Journal Food Science*, 53:330-336
- Gómez M, N O, B Coutiño E y A Trujillo C. 2010.** Proyecto FZ016 “Conocimiento de la diversidad y distribución actual del maíz nativo y sus parientes silvestres en México, segunda etapa 2008- 2009”. Informe final de la región Pacífico Sur. INIFAP, Campo Experimental Iguala. Iguala, Guerrero, México. 21 p
- Gómez R, Figueroa JD, Rodríguez L, Sánchez A y Ledesma L. 2004.** Evaluación de la calidad de maíces criollos del Estado de Hidalgo. In García R J; Rodríguez G M E; Gómez A C A y Cornejo V M A (eds.). Memorias. Primer

Congreso Nacional de Nixtamalización del maíz a la tortilla. México. p. 18.

Gómez R R, Figueroa J D C, Gayosso M C, Ramírez E M, Hernández A D F .2006a. Maíces criollos del Altiplano del Estado de Hidalgo. Libro SEP-Instituto Nacional del Derecho de Autor. Núm. de registro 03-2006-100614290800-01. 80 p.

Gómez R R, J D C Figueroa, M C Gayosso, E M Ramírez, A D F Hernández, L R Ledesma, T R Bilbao .2006b. Investigaciones sobre maíz en el Estado de Hidalgo, Mex. Compilación Libro SEP-Instituto Nacional del Derecho de Autor, Núm de registro 03-2006-100614302100-01. 87 p.

Gómez-Aldapa C, Martínez-Bustos F, Figueroa J D C, y Ordorica F C A. 1999. A comparison of the quality of corn tortillas made from instant corn flours by traditional of extrusion process. *International Journal of Food Science and Technology*, 34:391–399

Gonzalez R, Reguera E, Mendoza L, Figueroa JM, Sanchez-Sinecio F.2004. Physicochemical changes in the hull of corn grain during their alkaline cooking. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*,52:3831-3837

González-Manzano S, Pérez-Alonso JJ, Salinas-Moreno Y, Nuno Mateus, Silva A M S, Freitas V, Santos-Buelga C.2008. Flavanol– anthocyanin pigments in corn: NMR characterisation and presence in different purple corn varieties. *Journal of Food Composition and Analysis*, 21: 521– 526

González-Muñoz A, Quesille-Villalobos A M, Fuentealba C, Shetty K, y Gálvez Ranilla L.2013. Potential of Chilean Native Corn (*Zea mays* L.) Accessions as Natural Sources of Phenolic Antioxidants and in Vitro Bioactivity for Hyperglycemia and Hypertension Management. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61: 10995–11007

Grace MH, Ribnicky DM, Kuhn P, Poulev A, Logendra S, Yousef G G, Raskin I, Lila M A.2009. Hypoglucemic activity of a novel anthocyanin rich formulation from lowbush blueberry, *Vaccinium angustifolium* Aiton. *Phytomedicine*, 16: 406-415

Guerrero Villanueva M M G, Loarca-Piña M G F, Olimpia Mendoza Díaz S O, Ramos Gómez M,Reinoso Camacho R, Figueroa Cardenas J

- D.2012.**Efecto del consumo de tortilla de maíz pigmentado(*Zea mays* L.) en indicadores de riesgo de cáncer de colon. *Revista electrónica de divulgación de la investigación*. Volumen 02
- Guo W, Beta T. 2013.** Phenolic acid composition and antioxidant potential of insoluble and soluble dietary fibre extracts derived from select whole-grain cereals. *Food Research International*, 51: 518–525
- Gutiérrez-Dorado R, Ayala-Rodríguez AE, Milán-Carrillo J, López-Cervantes J, Garzón-Tiznado JA, López-Valenzuela JA, Paredes-López O y Reyes-Moreno,C. 2008.**Technological and nutritional properties of flours and tortillas from nixtamalized and extruded quality protein maize (*Zea mays* L). *Cereal Chemistry*, 85:808-816
- Gutiérrez-Uribe JA, Rojas-García C, García-Lara S, Serna-Saldivar SO. 2010.** Phytochemical analysis of wastewater (nejayote) obtained after lime-cooking of different types of maize kernels processed into masa for tortillas. *Journal of Cereal Science*,52:410-416
- Han X, Shen T y Lou H. 2007.** Dietary polyphenols and their biological significance. *International Journal of Food Science*,8:950-988
- Han Xiuzhen, Shen Tao y Lou Hong xiang. 2007.** Dietary Polyphenols and Their Biological Significance. *International Journal of Molecular Sciences*, 8:950-988
- Harakotr B, Suriharn B, Tangwongchai R, Scott M P, Lertrat K. 2014.** Anthocyanin, phenolics and antioxidant activity changes in purple waxy corn as affected by traditional cooking. *Food Chemistry*,164:510–517
- Harakotr B, Suriharn B, Tangwongchai R, Scott M P, Lertrat K.2014.**Anthocyanins and antioxidant activity in coloured waxy corn at different maturation stages. *Journal of Functional Foods*,9: 109–118
- Harlan J R y J M J de Wet. 1971.** Toward a rational classification of cultivated plants. *Taxon* 20(4):509-517
- Harper JM .1989.**Foods extruders and their applications.En "Extrusion Cooking". Cap.1,C.Mercier,P.Linko y J.M. Harper (Ed). Pp:1-15.American Association of cereal chemists. St. Paul,MN.EUA.
- Heim KE, Tagliaferro AR, Bobilya DJ. 2002.** Flavonoid antioxidants: chemistry,

metabolism and structure–activity relationships. *Journal of Nutritional Biochemistry*,13: 572–584

Hernández XE y Alanís F. 1970. Estudio morfológico de cinco razas de maíz de la Sierra Madre Occidental de México: implicaciones filogenéticas y fitogeográficas. *Agrociencia*,5:3-30

Hernández X E y G Alanís F. 1970. Estudio morfológico de cinco razas de maíz de la Sierra Madre Occidental de México: Implicaciones filogenéticos y fitogeográficas. *Agrociencia*,5 (1): 3–30

Ho HY, Cheng ML, Chiu DT. 2007.Glucose 6-phosphate dehydrogenase: from oxidative stress to cellular functions and degenerative diseases. *Redox Report*,12:109-18

Ignat I , Volf I, Popa VI. 2011.A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables.*Food Chemistry*, 126:1821–1835

INEGI.2010. Encuesta Nacional de Ingresos y Gastos de los Hogares (ENIGH). Disponible en: <http://www.inegi.org.mx/est/contenidos/Proyectos/Encuestas/Hogares/regulares/Enigh/> (Mayo 2013)

Irani N G, Hernández M. y Grotewold E. 2003. Regulation of anthocyanin pigmentation. *Recent Advances in Phytochemistry*,37:59-78

Jing P, y M M Giutsi. 2007. Effects of extraction conditions on improving the yield and quality of an anthocyanin-rich purple corn(*Zea mays* L.) color extract. *Journal of Food Science*,72:363-368

Johnson L A, J B May .2003. Wet milling: The basis for corn biorefineries. In: Corn Chemistry and Technology. J P White, L A Johnson (eds). American Association of Cereal Chemists, Inc. 2nd ed. St Paul, MN. USA. pp:449-494.

Kancheva VD. 2009. Phenolic antioxidants – radical-scavenging and chainbreaking activity: a comparative study. *European journal lipid science technology*,111: 1072– 1089

Kang Ku-Mo, Hye Suk Kim, Soon Kwon Kim y Young-Hwa Kang. 2014. Correlation analysis between antioxidant activity and phytochemicals in

Korean colored corns using principal component analysis. *Journal of Agricultural Science*; Vol. 6, No. 4

Krimmel B, Swoboda F, Solar S, Reznicek G. 2010. OH-radical induced degradation of hydroxybenzoic- and hydroxycinnamic acids and formation of aromatic products – a gamma radiolysis study. *Radiation Physics and Chemistry*, 79: 1247– 1254

Kuhnen S, Menel Lemos P M, Campestrini L H, Ogliari J B, Dias P F, Maraschin M. 2011. Carotenoid and anthocyanin contents of grains of Brazilian maize landraces. Published online: (wileyonlinelibrary.com) DOI 10.1002/jsfa.4346

Kunwar A, Priyadarsini KI. 2011. Free radicals, oxidative stress and importance of antioxidants in human health. *Journal of Medical and Allied Sciences*; 1, 53-60.

Lai L S y Kokini J L. 1991. Physicochemical Changes and Rheological Properties of Starch during Extrusion (A Review). *Biotechnology Progress*; Volumen 7, (3), pp 251–266.

Laguerre M, Bayrasy C, Panya A, Weiss J, McClements D J, Lecomte J, Decker E A, Villeneuve P. 2015. What Makes Good Antioxidants in Lipid-Based Systems? The Next Theories Beyond the Polar Paradox. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 55:2, 183-201

Layrisse M, M N García-Casal, M A Barón, F Argüello, D Llovera, J Ramírez, I Leets, E Tropper .2000. New property of vitamin A and B-carotene on human iron absorption: effect on phytate and polyphenols as inhibitors of iron absorption. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 50:243-248

Li XY, Gilmour PS, Donaldson K, MacNee W. 1996. Free radical activity and pro-inflammatory effects of particulate air pollution (PM10) in vivo and in vitro. *Thorax*, 51:1216-22

Lieber MR y Karanjawala ZE.2004. Ageing, repetitive genomes and DNA damage. *Nature*, 5: 69-75

Limón-Pacheco J, Gonsebatt M E.2009. The role of antioxidants and antioxidant-related enzymes in protective responses to environmentally induced oxidative stress. *Mutation Research Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*. Volumen 674, 1–2, pp137–147

- Liu RH. 2007.** Whole grain phytochemicals and health. *Journal of Cereal Science*, 46:207-219.
- López-Martínez L X y García-Galindo H S. 2009.** Actividad antioxidante de extractos metanólicos y acuosos de distintas variedades de maíz mexicano *Revista Electrónica Nova Scientia*, N° 3 Vol. 2 (1), pp: 51 – 65
- Lopez-Martinez LX, Oliart-Ros RM, Valerio-Alfaro G, Chen-Hsien Lee, Parkin KL, Garcia H S.2009.**Antioxidant activity, phenolic compounds and anthocyanins content of eighteen strains of Mexican maize. *LWT - Food Science and Technology*, 42: 1187–1192
- Márcio Carocho, Isabel CFR Ferreira. 2013.** A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives.*Food and Chemical Toxicology*, 51:15–25
- Martínez B, F, J D Figueroa C, F Sánchez-Sinencio, J González Hernández, J Martínez L, y M Ruiz T. 1996.** Method for the preparation of instant fresh corn dough or masa. Patent Number: 5,532,013
- Mattila, P, Pihlava J M, y Hellstrom J. 2005.** Contents of phenolic acids. Alkyl-and alkenylresorcinols, and aventhramides in commercial grain products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53:8290
- McK Bird, R y M M Goodman. 1977.** The races of maize V: Grouping maize races on the basis of ear morphology. *Economic Botany*,31:471-481
- Méndez-Albores J A, G Arámbula-Villa, M G Loarca-Piña, J González-Hernández, E. Castaño-Tostado, E Moreno-Martínez .2004.** Aflatoxins fate during the nixtamalization of contaminated maize by two tortilla-making processes. *Journal of Stored Products Research*,40:87-94
- Mensah-Agyapong J y Horner William F. A.1992.** Nixtamalisation of maize (*Zea mays* L) using a single screw cook-extrusion process on lime-treated grits *Journal of the Science of Food and Agriculture*; Volumen 60, (4), pp 509–514
- Merken H M, y Beecher G R. 2000.** Measurement of food flavonoids by high performance liquid chromatography: A review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*,48: 577–599

- Miao L St Clair DK.2009.** Regulation of superoxide dismutase genes: implications in disease. *Free Radical Biology and Medicine*,47:344-56
- Miguel MA, Arellano-Vazquez JL, García de los Santos G, Miranda-Colin S, Majia-Contreras J, Gonzalez-Cossio F V. 2004.** Variedades criollas de maíz azul raza chalqueño. Características agronómicas y calidad de semilla. *Revista Fitotecnia Mexicana* 27 (1):9-15
- Milán-Carrillo J, Gutiérrez-Dorado R, Perales-Sanchez JXK, Cuevas-Rodríguez EO, Ramírez-Wong B y Reyes-Moreno C. 2006.** The optimization of the extrusion process when using maize flour with a modified amino acid profile for making tortillas. *International Journal of Food Science and Technology*,41: 727-736
- Milán-Carrillo J, Reyes-Moreno C, Armienta-Rodelo E, Cárabez-Trejo A, Mora-Escobedo R. 2000.** Physicochemical and nutritional characteristics of extruded flours from fresh and hardened chickpea (*Cicer arietinum* L). *LebensmWiss Technology*, 33:117-223
- Milán-Carrillo J, Reyes-Moreno C, Camacho-Hernández IL y Rouzand-Sandez O. 2002.** Optimization of extrusion process to transform hardened chickpeas (*Cicer arietinum* L) into a useful product. *Journal of the Science of Food and Agricultural*, 82:1718-28
- Min DB, Boff JM. 2002.** Chemistry and reaction of singlet oxygen in foods. *Comprehensive Reviews in Food Science*, 1:58–72
- Mora-Rochin S, Gutierrez- Uribe JA, Serna-Saldívar SO, Sánchez-Peña P, Reyes-Moreno C y Milan-Carrillo J. 2010.** Phenolic content and antioxidant activity of tortillas produced from pigmented corns processed by conventional nixtamalization of extrusion cooking. *Journal Cereal Science*, 52: 502-508.
- Moreno YS, Sánchez GS, Hernández DR y Lobato NR. 2005.** Characterization of anthocyanin extracts from maize kernels. *Journal of Chromatographic Science*, 43:483–487
- Nayak B, Liu R H, Tang J.2015.** Effect of Processing on Phenolic Antioxidants of

Fruits, Vegetables, and Grains A Review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*,55:887-918

Ndolo VU, Beta T, Fulcher RG. 2013. Ferulic acid fluorescence intensity profiles and concentration measured by HPLC in pigmented and non-pigmented cereals. *Food Research International*, 52: 109–118

NOM.2007. Norma Oficial Mexicana NMX-FF-034/1-SCFI-2002. Disponible el día 21 de abril de 2007 en: www.economia-noms.gob.mx

NOM.2010. Norma Oficial Mexicana NMX-FF-034/1-SCFI-2002. Acceso: http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Lists/Instrumentos%20Tcnicos%20Normalizacin%20y%20Marcas%20Colecti/Attachments/97/NMX_MAIZ_BLANCO.pdf [31 de Octubre del 2012]

Ortega-Paczka R .2003. La diversidad del maíz en México. In: Sin Maíz No Hay País. G Esteva, C Marielle (eds). Culturas Populares de México. D.F., México. pp:123-154.

Ou B, Hampsch-Woodill M, Prior RL. 2001. Development and validation of an improved oxygen radical absorbance capacity assay using fluorocein as the fluorescent probe. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 4619-4626

Oxilia R M. 2010. Oxidative Stress and Antioxidant Defense System. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*,5(2):23-29

Pandey Rachna, Amitabh Singh, Sudarshan Maurya, U P Singh y Mandavi Singh.2013. Phenolic acids in different preparations of Maize (*Zea mays* L.) and their role in human health. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*,2(6): 84-92

Paredes-López O, Guevara Lara F, Bello Pérez L A. 2009. La nixtamalización y el valor nutritivo del maíz. *Ciencias*, 92: 60–70.

Pedreschi R, Cisneros-Zevallos L.2007. Phenolic profiles of Andean purple corn (*Zea mays* L.). *Food Chemistry*,100: 956–963

Peluso I, Miglio C, Morabito G, Ioannone F ,Serafini M.2015. Flavonoids and Immune Function in Human: A Systematic Review. *Food Science and Nutrition*, 55:3, 383-395.

Perales R, H y D Golicher. 2011. Modelos de distribución para las razas de maíz en

México y propuesta de centros de diversidad. Informe técnico preparado para la CONABIO. ECOSUR. Chiapas. México. 108 p. Manuscrito.

- Pérez-Jiménez J, Neveu V, Vos F, Scalbert A. 2010.** Systematic analysis of the content of 502 polyphenols in 452 foods and beverages: An application of the Phenol-Explorer database. *Journal of Agricultural. Food Chemistry*, 58(8):4959–4969.
- Pérez Uriarte J H. 2014.** Optimización del Proceso de Extrusión sobre la Capacidad Antioxidante de Tortillas de Maíz Criollo Azul del Estado de Sinaloa. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma de Sinaloa
- Phang JM. 1985.** The regulatory functions of proline and pyrroline-5-carboxylic acid. *Current Topics in Cellular Regulation*,25:91–132
- Pineda-Hidalgo K V, Mendez-Marroquin K P, Vega-Alvarez M, Cháve Ontiveros J, Sánchez-Peña P, Garzon-Tiznado J A, Vega-García M O, López-Valenzuela J A. 2013.** Microsatellite-based genetic diversity among accessions of native landraces from Sinaloa in Mexico. *Hereditas* 150:53-59.
- Pokorny J. 2007.** Are natural antioxidants better – and safer – than synthetic antioxidants? *European journal lipid science technology*,109: 629–642
- Powere SK, Jackson MJ. 2008.**Exercise induced oxidative stress: cellular mechanism and impact on muscle force production. *Physiological Reviews*,88:1243-76
- Preciado-Ortiz RE, Montes-Hernández S. 2011.** Amplitud, aprovechamiento y riesgos de la diversidad genética de maíz en México. Sociedad Mexicana de Fitogenética A.C. Chapingo, Edo. de México. 274 p
- Prior RL, Wu X y Schaich K. 2005.** Standardized Methods for the Determination of Antioxidant Capacity and Phenolics in Foods and Dietary Supplements. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53
- Procházková, D, Boušová I, Wilhelmová N.2011.** Antioxidant and prooxidant properties of flavonoids. *Fitoterapia*, 82: 513–523
- Pryor W .2006.** Free radical biology and medicine. *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 291: 491-511
- Rahman K. 2007.** Studies on free radicals, antioxidants and co-factors. *Journal of*

Clinical Interventions in Aging,2: 219–236

- Ramírez-Wong B, V E Sweat, P I Torres, L W Rooney .1994.** Cooking time, grinding, and moisture content effect on fresh corn masa texture. *Cereal Chemistry*,71:337-343
- Ramos-Escudero F, Muñoz A M, Alvarado-Ortíz C, Alvarado A, Yáñez J A. 2012.** Purple Corn (*Zea mays* L.) Phenolic Compounds Profile and Its Assessment as an Agent Against Oxidative Stress in Isolated Mouse Organs *.Journal Of Medicinal Food*, 15 (2): 206–215
- Ratnam DV, Ankola DD, Bhardwaj V, Sahana DK, Kumar NMVR. 2006.** Role of antioxidants in prophylaxis and therapy: a pharmaceutical perspective. *Journal Control Release*,113: 189–207
- Reynoso-Camacho R, Guerrero-Villanueva G, Figueroa J D, Gallegos-Corona M A, Mendoza S .2015.**Anticarcinogenic Effect of Corn Tortilla Against 1,2 Dimethylhydrazine (DMH)- Induced Colon Carcinogenesis in Sprague–Dawley Rats. *Plant Foods for Human Nutrition*,69:4
- Rice-Evans CA, Miller NJ, Paganga G. 1996.** Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*,20(7):933-56.
- Roberfroid M y Calderon P. 1994.**Free radicals and oxidation phenomena in biological systems. 1 ed. New York: CRC.
- Rodríguez-Méndez L I, Figueroa-Cárdenas J D , Ramos-Gómez M , Méndez-Lagunas LL. 2013.** Nutraceutical Properties of Flour and Tortillas Made with an Ecological Nixtamalization Process. *Journal of Food Science*; Vol. 78 Nr. 10
- Rodríguez M V, Soengas P, Landa A, Ordás A ,Revilla P .2013.**Effects of selection for color intensity on antioxidant capacity in maize (*Zea mays* L.) *Euphytica* ,193:339–345
- Rojas-García C, García-Lara S, Serna-Saldivar S O, Gutiérrez-Uribe J A. 2012.** Purple Corn (*Zea mays* L.) Phenolic Compounds Profile and Its Assessment as an Agent Against Oxidative Stress in Isolated Mouse Organs. *Plant Foods for Human Nutrition*, 67:94–99

- Rojas-Molina I, E Gutiérrez-Cortez, A Palacios-Fonseca, L Baños, J L Pons-Hernandez, S H Guzmán-Maldonado, P Pineda-Gomez, M E Rodríguez.2007.** Study of structural and thermal changes in endosperm of quality protein maize during traditional nixtamalization process. *Cereal Chemistry*,84:304-312
- Ron J P, J J G Sánchez, A A C Jiménez, J AV Carrera, J G L Martín, M M R Morales, L L de la Cruz, S A de la P Hurtado, S M Mena, J G F Rodríguez .2006.** Maíces nativos del Occidente de México I. Colectas 2004. *Scientia-CUCBA*, 8:1-139.
- Rooney L, S O Serna-Saldívar .2003.** Food use of whole corn and dry-milled fractions. In: Corn Chemistry and Technology. J P White, L A Johnson (eds). American Association of Cereal Chemists, Inc. 2nd Ed . St Paul, MN. USA. pp:495-535
- Ruiz-Torres N A, Rincón-Sánchez F, Hernández L V M, Figueroa J D C, Loarca-Piña M G.2008.** Determinación de compuestos fenólicos y su actividad antioxidante en granos de maíz. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 31:29-34
- Saavedra M O, Jiménez V E N, Bernabé GVMR, Ceballos R G M, Enrique Méndez BE.2010.** Free radicals and their role in chronic-degenerative diseases. *Revista Médica de la Universidad Veracruzana*,32-39
- Salinas M Y. 2004.** Calidad de maíz para la industria molinero-tortillera y de harinas nixtamalizadas. In García R J; Rodríguez G M E; Gómez A C A y Cornejo V M A (eds.). Memorias. Primer Congreso Nacional de Nixtamalización del maíz a la tortilla. México. pp. 5-9.
- Salinas M Y y Vázquez C G. 2006.** Metodología de análisis de calidad nixtamalera tortillera de maíz. Folleto técnico.
- Salinas M Y, J Soria R, E Espinosa T .2010.**Aprovechamiento y distribución de maíz azul en el Estado de México. INIFAP. Campo Experimental Valle de México, Chapingo, México. Folleto Técnico No. 42. 50 p.
- Salinas M Y, López-Reynoso J J, González-Flores G B, y Vázquez-Carrillo G.2007.** Compuestos fenólicos del grano de maíz y su relación con el oscurecimiento de masa y tortilla. *Agrociencia*, 41:295-305

- Salinas Moreno Y, Salas Sánchez G, Rubio Hernández D, Ramos Lobato N. 2005.** Characterization of Anthocyanin Extracts from Maize Kernels. *Journal of Chromatographic Science*, Vol. 43
- Salinas-Moreno Y, Martínez-Bustos F, Soto-Hernández M, Ortega-Paczka R y Arellano-Vázquez L. 2003.** Efecto de la nixtamalización sobre las antocianinas del grano de maíces pigmentados. *Agrociencia*; 37,617-628
- Sanchez G J J. 1989.** Relationships among the Mexican Races o maize. Ph. D. Thesis. North Caroline State University, Department of Crop Science. Raleigh, N. C. 187 p.
- Sánchez JJ, Goodman MM y Sruber CW. 2000.** Isozymatic and morphological diversity in the races of maize of México. *Economic Botany*,54:43 – 59
- Sánchez-Madriral MA, Meléndez-Pizarro CO, Martínez-Bustos F, Ruiz-Gutiérrez MG, Quintero-Ramos A, Márquez-Meléndez R, Lardizábal-Gutiérrez D y Campos-Venegas K.2014.**Structural, functional, thermal and rheological properties of nixtamalised and extruded blue maize (*Zea mays* L.) flour with different calcium sources.*International Journal of Food Science and Technology*, 49(2): 578–586
- Sánchez-Madriral M A, Quintero-Ramos A, Martínez-Bustos F, Meléndez-Pizarro C O, Ruiz-Gutiérrez M G, Camacho-Dávila A, Torres-Chávez P I, Ramírez-Wong B. 2015.** Effect of different calcium sources on the bioactive compounds stability of extruded and nixtamalized blue maize flours.*Journal of Food Science and Technology*, 52: 2701-2710.
- Sarkar D, y Shetty K.2014.** Metabolic Stimulation of Plant Phenolics for Food Preservation and Health. *Annual review food science technology*, 5:395–413
- Schoch T J .1970.** Food applications of corn starches. In: Corn: Culture, Processing, Products Mayor Feed and Food Crops in Agriculture and Food Series. G E Inglet (ed). The Avi Publishing Company, Inc. Westport, Connecticut. pp:195-219.
- Sena LA, Chandel NS. 2012.** Physiological roles of mitochondrial reactive oxygen species. *Molecular Cell* ,48:158-67
- Serna-Saldívar S O, C A Amaya-Guerra .2008.** El papel de la tortilla nixtamalizada

en la nutrición y la alimentación. In: Nixtamalización del Maíz a la Tortilla. Aspectos Nutrimientales y Toxicológicos. M E Rodríguez-García, S O Serna-Saldivar, F Sánchez-Sinencio (eds). Universidad Autónoma de Querétaro. Querétaro, México. pp:105-151

Serna-Saldivar SO, Cannet R, Vargas J, Gonzalez M, Bedolla S y Medina C.

1988. Effect of soybean and sesame addition on the nutritional value of maize and decorticated sorghum tortillas produced by extrusion cooking. *Cereal Chemistry*,65: 44-48

Serna-Saldivar SO, Gómez MH y Rooney LW. 1990. Technology, Chemistry and

Nutritional Value of Alkaline-Cooked Corn Products. En "Advances in Cereal Science and Technology". Vol. X, Pomeranz (Ed). American Association of Cereal Chemists, St Paul, MN, EUA, pp. 243-307.

Serna-Saldivar SO, Garcia Lara S, Gutierrez-Urbe JA.2011.Perfil fitoquímico y

propiedades nutraceuticas de maíces pigmentados y sus tortillas.Cap. 5 en "Amplitud,Mejoramiento,Usos y Riesgos de la Diversidad Genética de Maíz en México".Sociedad Mexicana de Filogenética A.C Chapingo, Edo. De México, pp, 75-95

Serna-Saldivar SO. 2010. Chemical Composition of cereal grains. En: Cereal grains:

Properties, Processing, and Nutritional Atributes. Serna-Saldivar,S. O.(ed).,CRC Press, Boca Raton,Florida,EUA.pp.81-108

Shahidi F, Naczk M. 2004. Phenolics in food and nutraceuticals. Boca Raton, FL:

CRC Press

Shahidi F, Wanasundara P. 1992.Phenolic antioxidants. Critical Reviews. *Food*

Science and Nutrition, 32:67-103

Shetty K, Wahlqvist M. 2004. A model for the role of the proline-linked pentose

phosphate pathway in phenolic phytochemical bio-synthesis and mechanism of action for human health and environmental applications. *Asia Pacific Journal of Clinical Nutrition*,13:1–24.

Shetty K. 1997. Biotechnology to harness the benefits of dietary phenolics; focus on

Lamiaceae. *Asia Pacific Journal of Clinical Nutrition*,6:162–71

Shetty K. 2004. Role of proline-linked pentose phosphate pathway in biosynthesis of

plant phenolics for functional food and environmental applications: a review.
Process Biochemistry,39:789–804

Singleton VL, Orthofer R y Lamuele-Raventós RM. 1999. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidant by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in enzymology*, 299: 152-165

Springob K, Nakajima Ji, Yamazaki M, Saito K. 2003.Recent advances in the Biosynthesis and Accumulation of Anthocyanins. *Natural Product Reports*,20:288-303

Stocker R, Glazer AN, Ames BN. 1987.Antioxidant activity of albumin bound bilirubin. *Proceedings of the National Academy of Sciences* ,84:5918-22

Strack D y Wray V. 1989. Anthocyanins. En *Methods in Plant Biochemistry*. Vol I. Plant Phenolics. H. B. Harbone (ed.), pp 325-356. Academic Press.

Subba Rao MVSST y Muralikrishna G. 2002. Evaluation of the antioxidant properties of free and bound phenolic acids from native and malte finger mille (ragi, *Eleusine coracana* Indaf-15). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* ,50:889

Terpinc P, Polak T, Šegatin N, Hanzlowsky A, Ulrich NP, Abramovic̃ H. 2011. Antioxidant properties of 4-vinyl derivatives of hydroxycinnamic acids. *Food Chemistry*, 128:62–68

Tsao R, y Yang R. 2003. Optimization of a new mobile phase to know the complex and real polyphenolic composition: Towards a total phenolic index using high-performance liquid chromatography. *Journal of Chromatographya*;1018, 29–40

Turpaev KT. 2002.Reactive oxygen species and regulation of gene expression. *Biochemistry*,67:281-92

Turrens FJ.2003. Mitochondrial formation of reactive oxygen species. *Journal Phisiology*, 552(2): 335-344

Turrent A, Serratos J A, Mejía H, y Espinosa A. 2009. Liberación comercial de maíz transgénico y acumulación de transgenes en las razas de Maíz Mexicano. *Revista Fitotecnia Mexicana*. En prensa. Unión de Científicos Comprometidos con la Sociedad (UCCS, AC). Grupo de Maíz Transgénico. 2009. <http://www.unionccs.net> (consultado el 23 de enero de 2009).

UNESCO.2010. La Lista Representativa del Patrimonio Cultural Inmaterial de la UNESCO se enriquece con 46 nuevos elementos, 16 de noviembre. Disponible en: http://www.unesco.org/new/es/media-services/single-view/news/forty_six_new_elements_added_to_representative_list_of_the_intangible_cultural_heritage/#.UmVtGnCP8rw (Mayo 2013).

Urias-Lugo D A, Heredia J B, Serna-Saldivar S O, Muiy-Rangel M D, Valdez-Torres J B .2015.Total phenolics, total anthocyanins and antioxidant capacity of native and elite blue maize hybrids (*Zea mays* L.)*Journal of Food*,13:336–339.

Urias-Lugo D A , Heredia J B, Muiy-Rangel M D ,Valdez-Torres J B,Serna-Saldívar S O,Gutiérrez-Uribe J A. 2015.Anthocyanins and Phenolic Acids of Hybrid and Native Blue Maize (*Zea mays*L.) Extracts and Their Antiproliferative Activity in Mammary (MCF7), Liver (HepG2), Colon (Caco2 and HT29) and Prostate (PC3) Cancer Cells. *Plant Foods for Human Nutrition*,70: 193-199

Urias-Peraldí M, Gutiérrez-Uribe J A, Preciado-Ortiz R E, Cruz Morales A S, Serna-Saldívar S O, y García-Lara S. 2013. Nutraceutical profiles of improved blue maize (*Zea mays* L.) hybrids for subtropical regions. *Field Crops Research*, 141: 69–76

USDA. 2015. Disponible en: <http://apps.fas.usda.gov/psdonline/psdReport.aspx?hidReportRetrievalName=All+Grain+Summary+Comparison&hidReportRetrievalID=965&hidReportRetrievalTemplateID=11> (15 Noviembre de 2015)

Valko M, Leibfritz D, Moncol J, Cronin M. 2007.Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human diseases. *International Journal of Biochemistry and Cell Biology*,39:44-84

Vázquez-Carrillo M G, Guzmán-Báez L, Andrés-García J L, Márquez Sánchez F y Castillo-Merino J.2003.Calidad de granos y tortillas de maíces criollos y sus retrocruzas. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 26: 231-235

Vázquez-Carrillo M A, Santiago-Ramos D, Gaytán-Martínez M, Morales-Sanchez E, Guerrero-Herrera M J.2015.High oil content maize: Physical,

thermal and rheological properties of grain, masa, and tortillas. *LWT - Food Science and Technology*, 60 :156-161

Venereo G, Justo R.2002. Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Revista Cubana de Medicina Militar* ,311: 26-133.

Vidal M, V A, A Morfín V, A García B, F Herrera C, A Ortega C, M J Guerrero H, N O Gómez M, J M Hernández C, M de la O O, J Ron P, J J Sánchez G, A Jiménez C, L de la Cruz L y H Ramírez V. 2010. Proyecto FZ016 “Conocimiento de la diversidad y distribución actual del maíz nativo y sus parientes silvestres en México, segunda etapa 2008-2009”. Informe final de la region.

Visioli F, Borsani L, Gali C.2000. Diet and prevention of coronary heart disease: the potential role of phytochemicals. *Cardiovascular Research*; 47, 419-425

Wang L S, y G D Stoner. 2008.Anthocyanins and their role in cancer prevention. *Cancer Letters*,269:281-290

Xiao J, Ni X, Kai G, Chen X. 2015.Advance in Dietary Polyphenols as Aldose Reductases Inhibitors: Structure-Activity Relationship Aspect.*Food Science and Nutrition*, 55:1, 16-31

Yagci S y Gogus F. 2009. Effect of incorporation of various food by-products on some nutritional properties of rice-based extruded foods. *Food Science and Technology International*, 15 (6): 571-581.

Yang Z, Zhai W. 2010. Identification and antioxidant activity of anthocyanins extracted from the seed and cob of purple corn (*Zea mays* L.). *Innovative Food Science and Emerging Technologies* ,11:169–176

Yang Zhang, Eugenio Butelli, Cathie Martin .2014.Engineering anthocyanin biosynthesis in plants. *Physiology and metabolism*, 19: 81–90

Young IS, Woodside JV.2001. Antioxidants in health and disease. *Journal Clinical Pathology*,54:176-86

Zhao X, Zhang C, Guigas C, y Corrales MM, Tauscher B, Hu X. 2009. Composition, antimicrobial activity and antiproliferative capacity of anthocyanin extracts of purple corn (*Zea mays* L.) from China. *European Food Research and Technology*, 228:759-765

Žilić S, Serpen A, Akilloğlu G, Gökmen V, y Vančetovic J.2012. Phenolic Compounds, Carotenoids, Anthocyanins, and Antioxidant Capacity of Colored Maize (*Zea mays* L.) Kernels. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60: 1224–1231

ABREVIATURAS

AACC	American Association of Cereal Chemists
AAPH	2-2'-Azobis amidinopropano
ABTS	2,2'-azino-bis (-6-sulfónico 3-etilbenzotiazolina ácido)
ac.	Ácido
ADN	Ácido Desoxirribonucleico
ANOVA	Análisis de varianza
AOAC	Association of Oficial Analytical Chemists
ATA	Ácido trifluoroacético
bs	Base seca
C	Carbono
cm	Centímetros
cm ³	Centímetros cubicos
col	Colaboradores
CONABIO	Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad
CONACULTA	Consejo Nacional para la Cultura y las Artes
CONEVAL	Consejo Nacional de Evaluación de la Política de Desarrollo Social
CONABIO	Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad
CONACULTA	Consejo Nacional para la Cultura y las Artes
CONEVAL	Consejo Nacional de Evaluación de la Política de Desarrollo Social
DPPH	2,2-difenil-1-picrahirdazil
EAG	Equivalentes de ácido gálico
ECG	Equivalentes de Cianidina-3-glucósido
ECV	Enfermedad cardiovascular
ERO	Especie reactiva de oxigeno
ET	Equivalentes de trolox por gramo
EUA	Estados Unidos de America
FAO	Food and Agriculture Organization of the United Nations
g	Gramos
g/cm ³	Gramos por centímetro cubico
g/ml	Gramos por mililitro
h	Horas
HCl	Ácido clorhídrico

HPLC	Cromatografía de líquidos de alta resolución
HTST	High Temperature Short Time
Hz	Hertz
J	Constante de acoplamiento
Kg	Kilogramo
Kg/hl	Kilogramo por hectolitro
L	Litro
L	Parámetro Hunter-Lab (Luminosidad)
m	Metro
M	Molar
m.o.	microorganismo
mg	Milígramo
mg/g	Miligramo por gramo
MHz	MegaHertz
min	Minuto
ml	Mililitro
mm	Milimetro
MS	Espectometría de masas
N	Normalidad
NADH	Nicotinamida adenina dinucleótido
NaOH	Hidróxido de sodio
nm	Nanómetro
NO	Óxido nítrico
NOM	Norma Oficial Mexicana
ORAC	Oxigen Radical Absorbance Capacity
p	Nivel de significancia
p/p	Relación peso peso
p/v	Relación peso volumen
Pag	Página
PAL	Fenilalanina amonía liasa
pH	Potencial hidrogeno
PM	Peso molecular
PMG	Peso de mil granos
ppm	Partes por millón
RL	Radicales libres
RMN	Resonancia magnética nuclear
RNS	Especie reactiva de nitrógeno

rpm	Revoluciones por minuto
s	Segundo
TE	Tortilla extrudida
TN	Tortilla nixtamalizada
UAS	Universidad Autónoma de Sinaloa
UNESCO	Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura
UV	Luz ultravioleta
v/v	Relación volumen -volumen
VT	Velocidad de tornillo
δ	Desplazamiento químico
ΔE	Diferencia total de color
$^{\circ}C$	Grado (s) Centrigado (s)
μg	Microgramo
μl	Microlitro
μM	Micromolar