



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ

FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, INGENIERÍA Y MEDICINA

PROGRAMAS MULTIDISCIPLINARIOS DE POSGRADO EN CIENCIAS
AMBIENTALES

TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRÍA EN CIENCIAS AMBIENTALES

LA DIETA TRADICIONAL HUASTECA COMO RECURSO DE ALIMENTOS
FUNCIONALES

PRESENTA:

BQ. Rocío del Carmen Díaz Torres

DIRECTOR DE TESIS:

Dra. V. Gabriela Cília López

ASESORES:

Dra. Bertha Irene Juárez Flores

Dr. Fernando Díaz-Barriga Martínez

CRÉDITOS INSTITUCIONALES

PROYECTO REALIZADO EN:

**Centro de Investigación Aplicada en Ambiente y Salud (CIAAS) -
Coordinación para la Innovación y Aplicación de la Ciencia y la Tecnología
(CIACYT).**

CON FINANCIAMIENTO DE:

**SECRETARIA DE EDUCACION PUBLICA PROGRAMA PARA EL DESARROLLO
PROFESIONAL DOCENTE PARA EL TIPO SUPERIOR (PRODEP)**

A TRAVÉS DEL PROYECTO DENOMINADO:

**LA DIETA TRADICIONAL HUASTECA COMO RECURSOS DE ALIMENTOS
FUNCIONALES”**

DSA/103.5/14/10476

AGRADEZCO A CONACyT EL OTORGAMIENTO DE LA BECA-TESIS

Becario No. 332455

**LA MAESTRÍA EN CIENCIAS AMBIENTALES RECIBE APOYO ATRAVÉS
DEL PROGRAMA NACIONAL DE POSGRADOS DE CALIDAD (PNPC)**

DEDICATORIA

A mi hijo

Cuando mire la palabra “positivo” una mezcla de emociones me inundó, apenas iniciaba este proyecto, y la mejor motivación para salir adelante, progresar y culminar con éxito esta tesis fuiste tú. Llegaste en el momento perfecto, tu hermosa sonrisa me llenó de ánimo y fuerza cada día, comprendí que las mejores alegrías de la vida no se planean. Gracias por llenar mi vida de locuras diarias. Gracias por soportar largas horas sin la compañía de mamá, cada día parecía que el tiempo era más corto y que cada vez había más cosas por hacer. Agradezco a Dios por darme tan hermosa compañía y motivación para cada día ser mejor.

Te amo Abdú José

A mi esposo

Gracias por estar a mi lado en todo momento y a pesar de compartir momentos de desánimo y tristezas, siempre recibí de ti palabras de aliento para seguir adelante, gracias por tu paciencia, comprensión y apoyo incondicional en mi formación profesional, este proyecto lleva mucho de ti.

Te amo José Ángel

AGRADECIMIENTOS

Primeramente a Dios por darme la fortaleza para poder seguir adelante, para ser una excelente madre, esposa y alumna, a lo largo de este tiempo siempre has estado a mi lado.

A los integrantes de mi pequeña pero hermosa familia, Ángel y Abdú gracias por soportarme en mis momentos de estrés, ustedes son y serán siempre mi mayor motivación para dar lo mejor de mí, los amo.

A mis padres Francisco Javier Díaz Martínez y Ma. Del Carmen Torres Solís, gracias por sus palabras de aliento.

A Priscila por apoyarme a cuidar a mi pequeño Abdú, gracias por todos esos pequeños detalles en mis momentos de estrés.

A Josafat y Ruth los hermanos más locos del mundo. Ya maduren.

A mi segunda familia Hilda, Daniel y Salomón, gracias por todo su apoyo y por soportarnos cada día, les estaré eternamente agradecidos.

A los profesores del Laboratorio del Departamento de Toxicología, por darme la oportunidad de llevar a cabo la realización de este trabajo de investigación.

A mi comité de tesis Dra. V. Gabriela Cília López, Dra. Bertha Irene Juárez Flores y el Dr. Fernando Díaz-Barriga Martínez, que influyeron con sus lecciones y experiencias, así como por el valioso tiempo que me brindaron para la realización de este proyecto.

A la Dra. V. Gabriela Cília López, por su apoyo, paciencia y dirección en este proyecto de tesis.

A la Dra. Bertha Irene Juárez Flores, por la cuidadosa revisión en la redacción de este documento.

Al Dr. Rogelio Flores por sus asesorías en la parte química.

Al Dr. Cesar por su aporte en el análisis estadístico.

A los habitantes de Toco y por proporcionarnos información sobre la diversidad dietética de la comunidad, y accesibilidad con la recolecta de las muestras de campo.

A Octavio mi compañero de cubículo, por apoyarme en la recolecta de los ejemplares.

A José García Pérez del Instituto de Investigación de Zonas Desérticas, por su participación en la identificación taxonómica de los ejemplares recolectados en la Huasteca Potosina.

A los alumnos de licenciatura Rubén, Edison, Nefalí, Karina por su apoyo en el proceso de extracción y purificación de los extractos.

Gracias a todas aquellas personas que contribuyeron de alguna manera en la realización de esta tesis.

“Que tu alimento sea tu medicina y que tu medicina sea tu alimento”

Hipocrates

ÍNDICE

RESUMEN	xii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	2
2.1. ALIMENTOS FUNCIONALES	2
2.2. ANTIOXIDANTES	6
2.2.1 Compuestos fenólicos	6
2.2.2 Flavonoides	7
2.2.3 Vitamina C: ácido L-ascórbico y ácido dehidroascórbico.	9
2.3. RADICALES LIBRES	9
2.4 BIODIVERSIDAD Y RECURSOS FITOGENÉTICOS, GRUPOS INDÍGENAS Y CAMBIOS EN LA DIETA	11
2.4 MÉTODOS COLORIMÉTRICOS PARA EVALUAR LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	14
2.4.1. Método ABTS (ácido 2,2'azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)	14
2.4.2. Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil)	16
2.4.3. Método FRAP (Ferric Reducing Ability of Plasma)	16
2.4.4. Polifenoles totales	17
2.4.5. Flavonoides totales	17
3. JUSTIFICACIÓN	18
4. HIPÓTESIS	19
5. OBJETIVOS	19
5.1 OBJETIVO GENERAL	19
5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	19
6. MATERIALES Y MÉTODOS	20
6.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	20
6.2 DIVERSIDAD DIETÉTICA LOCAL	21
6.3 RECOLECTA DE ALIMENTOS	21
6.4 PREPARACIÓN DE LOS EXTRACTOS	22

6.5 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL -----	22
6.5.1 Método ABTS (ácido 2,2'azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)-----	23
6.5.2 Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) -----	26
6.5.3 Método FRAP (Ferric Reducing Ability of Plasma)-----	28
6.6 EVALUACIÓN DE POLIFENOLES TOTALES -----	30
6.7 EVALUACIÓN DE FLAVONOIDES TOTALES -----	32
7. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS -----	34
8. RESULTADOS -----	35
8.1 Especies vegetales recolectadas -----	35
8.1.1 Parte usada y forma de consumo de las especies vegetales recolectadas -	37
8.2 Actividad antioxidante mediante el método ABTS -----	37
8.3 Actividad antioxidante mediante el método DPPH-----	39
8.4 Actividad antioxidante mediante el método FRAP -----	41
8.5 Polifenoles totales-----	43
8.6 Flavonoides-----	44
8.7 Correlación de Spearman -----	45
9. DISCUSIÓN -----	46
10. CONCLUSIÓN-----	59
11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS -----	60
ANEXOS-----	74
ANEXO I-----	74
ANEXO II-----	76
ANEXO III-----	77
ANEXO IV -----	80
ANEXO V -----	82
ANEXO VI -----	84

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Varias definiciones de alimentos funcionales	3
Cuadro 2. Especies alimenticias recolectadas en Tocoay, San Antonio, San Luis Potosí..	35
Cuadro 3. Porcentajes de inhibición en presencia de la muestra a los 60 min por ABTS.	37
Cuadro 4. Porcentajes de inhibición del radical en presencia de la muestra a los 60 min por DPPH.	39
Cuadro 5. Porcentajes de inhibición del radical en presencia de la muestra a los 30 min por FRAP.....	41
Cuadro 6. Correlación de Spearman.....	45

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura química del ácido 2,2'azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico (ABTS).....	15
Figura 2. Estructura química del 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH).....	16
Figura 3. Estructura química del 2,4,6-tripiridyl-s-triazine (TPTZ).....	17
Figura 4. Mecanismo de acción del método del tricloruro de aluminio.	18
Figura 5. Ubicación del sitio de estudio, Tocoay, San Antonio, San Luis Potosí.	21
Figura 6. Recta de calibración a los 5 min para el método ABTS.....	24
Figura 7. Recta de calibración a los 30 min para el método ABTS.....	25
Figura 8. Recta de calibración a los 60 min para el método ABTS.....	25
Figura 9. Recta de calibración a los 20 min para el método DPPH.	27
Figura 10. Recta de calibración a los 30 min para el método DPPH.	27
Figura 11. Recta de calibración a los 60 min para el método DPPH.	28
Figura 12. Recta de calibración a los 30 min para el método FRAP.....	30
Figura 13. Recta de calibración para polifenoles.....	31
Figura 14. Recta de calibración para flavonoides.....	33
Figura 17. Concentración equivalente al ácido ascórbico (mg/g) en los extractos a 60 min de lectura mediante ABTS.	39
Figura 18. Concentración equivalente al ácido ascórbico (mg/g) en los extractos a los 60 min de lectura mediante DPPH.....	41
Figura 19 Concentración equivalente al ácido ascórbico (mg/g) en los extractos a los 30 min de lectura mediante FRAP.	43
Figura 20 Concentración equivalente a mg de GA/100g extracto seco.	44
Figura 21. Concentración equivalente a mg de CAT/g extracto seco.	45

RESUMEN

Los nuevos hábitos de alimentación han contribuido al abandono de dietas nutritivas que además tienen efectos protectores a la salud. Los alimentos funcionales además de su valor nutricional tienen un efecto benéfico en la salud y disminuyen el riesgo de sufrir enfermedades. Se evaluó la capacidad antioxidante total, el contenido de polifenoles y flavonoides en la dieta tradicional indígena de la Huasteca Potosina, compuesta por recursos fitogenéticos. Para asegurar la elección de una dieta local, tradicional y variada se realizaron encuestas para establecer las frecuencias de uso. Se recolectaron 29 especies alimenticias en Tocooy, comunidad perteneciente al municipio de San Antonio, San Luis Potosí. Se realizaron extractos metanólicos y acuosos. La medición de la capacidad antioxidante total se realizó empleando técnicas colorimétricas: ABTS, DPPH y FRAP. Mediante el análisis estadístico ANOVA factorial ($p > 0.05$), se obtuvo que los extractos con mayor Capacidad Antioxidante Equivalente al Ácido Ascórbico (AEAC) fueron: *Ipomea dumosa* en ABTS con 0.011 ± 0.0005 , en DPPH 0.0058 ± 0.00008 , y en FRAP 0.015 ± 0.0011 mg AA/g extracto. *Zea mays* var. morado en ABTS con 0.011 ± 0.00039 , en DPPH 0.005 ± 0.0004 y en FRAP 0.009 ± 0.0004 mg AA/g extracto. Y *Capsicum annuum* L var *glabriusculum* en ABTS 0.011 ± 0.0004 , en DPPH 0.006 ± 0.00004 , y en FRAP 0.023 ± 0.0004 mg AA/g extracto. Así como también mediante la técnica de polifenoles *I. dumosa* presentó 3.52 ± 0.69 , *Z. mays* var. morado 1.77 ± 0.16 y *C. annuum* var *glabriusculum* 0.99 ± 0.12 mg GA/100g extracto. Y en flavonoides *I. dumosa* con 2.96 ± 0.082 , *Z. mays* var. morado con 2.63 ± 0.031 y *C. annuum* var *glabriusculum* 9.63 ± 1.35 mg CAT/100g extracto. Por lo que se proponen estas especies tradicionales como alimentos funcionales, pues además de su valor nutricional presentan compuestos con un efecto benéfico en la salud y que disminuyen el riesgo de sufrir enfermedades.

Palabras clave: dieta tradicional, alimentos funcionales, actividad antioxidante, recursos fitogenéticos, enfermedades crónico-degenerativas.

1. INTRODUCCIÓN

A lo largo de la historia se han consolidado las evidencias que respaldan la estrecha relación entre alimentación y salud (Domingo y López-Guzmán, 2014); una alimentación desequilibrada contribuye negativamente a la salud, mientras que una dieta adecuada y nutritiva puede ejercer efectos protectores en la salud, surgiendo así el concepto de alimentos funcionales (Vidal-Carou, 2008; ERV, 2012).

De acuerdo con la American Dietetic Association (ADA) “los alimentos funcionales tienen un efecto benéfico en la salud y disminuyen el riesgo de sufrir enfermedades cuando se consumen como parte de una dieta variada, en forma regular y en niveles efectivos” (Millone *et al.*, 2011). Mientras que el Life Sciences Institute (ILSI), lo define como “aquel alimento que contiene un componente, nutriente o no nutriente, con efecto selectivo sobre una o varias funciones del organismo, teniendo un efecto adicional por encima de su valor nutricional y cuyos efectos positivos justifican que pueda reivindicarse su carácter funcional o incluso saludable” (Hitters, 2005).

Los alimentos funcionales pueden ser de origen vegetal o animal (Drago-Serrano *et al.*, 2006), y deben demostrar sus efectos benéficos en las cantidades que normalmente se deben consumir en la dieta (Vidal-Carou, 2008).

Las plantas como alimentos funcionales además de aportar nutrientes, poseen compuestos bioactivos (FAO, 2011), que pueden tener capacidad antioxidante (Djeridane *et al.*, 2006) y desempeñar mecanismos de acción muy variados (Mendivil *et al.*, 2002; Zapata *et al.*, 2007).

Debido a que las enfermedades degenerativas han sido relacionadas con una deficiencia significativa de vitaminas, antioxidantes y minerales, ocasionadas por una inadecuada alimentación (Zamora, 2007), se ha planteado que el daño oxidativo puede ser prevenido por moléculas antioxidantes exógenas, las cuales son capaces de donar electrones para estabilizar a los radicales libres y neutralizar sus efectos dañinos (Delgado-Olivares *et al.*, 2010).

En la actualidad, los compuestos fenólicos muestran un gran interés nutricional por su contribución al mantenimiento de la salud humana, pues no pueden ser sintetizados por el organismo humano y deben ingerir a través de la dieta, lo que permite asegurar una adecuada ingesta de antioxidantes (Pilar, 2009).

Ésta nueva dimensión de la nutrición contempla la posibilidad de optimizar la calidad de la ingesta diaria con alimentos que ofrezcan la posibilidad de mejorar la salud de la población, reducir el riesgo de enfermedad (Domingo y López-Guzmán, 2014), sobre todo de las crónico-degenerativas, pues son estas la principal causa de muerte entre la población (Delgado-Olivares *et al.*, 2010). Además, se puede lograr una seguridad alimentaria nutricional, con la cual todas las personas gocen en forma oportuna y permanente, de acceso físico, económico y social a los alimentos que necesitan, en cantidad y calidad, para su adecuado consumo y utilización biológica, garantizando un estado de bienestar general que coadyuve al logro de su desarrollo (Fuster *et al.*, 2013).

2. ANTECEDENTES

2.1. ALIMENTOS FUNCIONALES

Un alimento contiene los elementos necesarios que el cuerpo necesita para realizar sus funciones vitales y metabólicas necesarias para el crecimiento y mantenimiento del organismo (Doyon y Labrecque, 2008). Durante las pasadas dos décadas hubo un incremento en la generación de información relacionada con la influencia de la dieta sobre la salud, pues se encontró una relación directa entre el consumo de cierto tipo de alimentos y la disminución del riesgo de padecer diversas enfermedades crónicas (Kaur y Das, 2011).

El concepto de alimento funcional fue introducido por primera vez en Japón a inicios de la década de los 80 el cual se refería a los alimentos procesados que contienen ingredientes con funciones específicas en el cuerpo además del contenido nutrimental (Kaur y Das, 2011). Aunque hay diversas definiciones para

alimentos funcionales (cuadro 1), se puede delimitar como cualquier alimento consumido como parte de la dieta cotidiana y que tiene beneficios fisiológicos al promover la salud o prevenir enfermedades más allá de su función básica de fuente de macro y micronutrientes (Kaur y Das, 2011).

Cuadro 1. Varias definiciones de alimentos funcionales

Fuente / referencia (s)	Definición de alimentos funcionales
International Food Information Council (IFIC,1999), Washington, USA in Day <i>et al.</i> , 2009; Gray <i>et al.</i> , 2003.	Alimentos que pueden proporcionar beneficios para la salud más allá de la nutrición básica
Health Canada, Ontario, Canada in Shahidi 2009.	Los alimentos funcionales como productos que se asemejan a los alimentos tradicionales pero poseen beneficios fisiológicos demostrados
Doyon and Labrecque, 2008	Definición conceptual formulada por cuatro factores fundamentales: los beneficios para la salud, la naturaleza de los alimentos, y el nivel de función y patrón de consumo que explica el alimento funcional
US General Accounting Office (GAO), Washington, USA in Noonan and Noonan, 2004.	Alimentos que reclaman beneficios para la salud más allá de la nutrición básica
Diplock <i>et al.</i> , 1999; Saher <i>et al.</i> , 2004.	Un alimento puede ser considerado como funcional "si demuestra satisfactoriamente que afecta benéficamente a una o más funciones específicas en el cuerpo, más allá de los efectos nutricionales".
Food and Nutrition Board (FNB) of the National Academy of Sciences,	Los alimentos funcionales son aquellos productos potencialmente saludables,

<p>Washington, USA in Thomas and Earl, 1994; Kruger and Mann, 2003.</p>	<p>incluyen " cualquier alimento o ingrediente alimentario modificado que pueda proporcionar un beneficio para la salud más allá de los nutrientes tradicionales que contiene ".</p>
<p>Weststrate <i>et al.</i>, 2002</p>	<p>Los alimentos funcionales deben orientarse esencialmente a la mejora de las funciones o a la reducción del riesgo de enfermedades a largo plazo para las personas «sanas», y no al tratamiento de la enfermedad de las personas «enfermas» que se consideren pertinentes desde una perspectiva científica. La mejoría funcional puede estar relacionada con: crecimiento, desarrollo y diferenciación; metabolismo del sustrato; defensa contra especies oxidativas reactivas; el sistema cardiovascular; fisiología gastrointestinal y función; y comportamiento y funciones psicológicas</p>
<p>Hugget and Schliter, 1996; Charalampopoulos <i>et al.</i>, 2002.</p>	<p>Alimentos funcionales o ingredientes alimentarios que ejercen un efecto beneficioso y/o reducen el riesgo de enfermedad crónica más allá de las funciones nutricionales básicas</p>
<p>The European Commission Concerted Action Group on Functional Food Science in Europe (FUSOSE), The International Life</p>	<p>Los alimentos que pueden considerarse «funcionales» son aquellos de los cuales se ha demostrado satisfactoriamente que afectan de manera beneficiosa a una o más</p>

Sciences Institute en Blades, 2000.	funciones del organismo, más allá de los efectos nutricionales, de una manera que sea pertinente para mejorar el estado de salud y bienestar y/o una reducción del riesgo
Korver, 1997.	Requisitos mínimos para alimentos funcionales: son alimentos (no drogas), tienen una función adicional "por encima de la nutrición normal", influyen en una función nutricional específica y existe al menos una hipótesis plausible de que este cambio promueve la salud
Goldberg, 1994.	Cualquier alimento o ingrediente alimentario que tenga un impacto positivo en la salud, rendimiento físico o el estado mental de un individuo, además de su valor nutritivo

Las plantas además de aportar nutrientes, poseen compuestos bioactivos (FAO, 2011), estos compuestos son capaces de interactuar con genes, proteínas y otras biomoléculas implicadas en la regulación metabólica (Hitters, 2005), disminuyendo los efectos negativos del estrés oxidativo lo que tiene efectos positivos en la salud (Drago-Serrano *et al.*, 2006; Delgado-Olivares *et al.*, 2010), ejerciendo un papel importante en el organismo al prevenir determinadas enfermedades crónicas u otras alteraciones lo que mejora la calidad de vida de la población (Hitters, 2005; Millone *et al.*, 2011).

Los vegetales contienen una amplia variedad de compuestos con capacidad de atrapar Especies Reactivas de Oxígeno (ERO), como son: vitaminas, carotenoides, compuestos nitrogenados (alcaloides, aminos), algunos terpenoides

y compuestos fenólicos: ácidos fenólicos, flavonoides, quinonas, cumarinas, lignanos, estilbenos y taninos (Murillo *et al.*, 2007).

En este sentido se ha observado que en personas que consumen frutas y vegetales, la incidencia de enfermedades crónico-degenerativas es menor, debido al alto contenido de antioxidantes que se encuentran presentes en éstos alimentos (Zamora, 2007).

2.2. ANTIOXIDANTES

Un antioxidante es una sustancia que evita la oxidación de compuestos, ya que neutraliza la acción oxidante de los radicales libres mediante la liberación de electrones que los capturan manteniendo la estabilidad en el organismo (Finkel *et al.*, 2000; Avello *et al.*, 2006). Los antioxidantes tienen una función fundamental en la prevención de algunas enfermedades y tienen un efecto positivo en la salud humana (Zamora, 2007; Muñoz, 2009). Los que inhiben o retardan la oxidación captando radicales libres, se llaman antioxidantes primarios, estos incluyen compuestos fenólicos; mientras que los antioxidantes secundarios actúan mediante mecanismos que no están relacionados con la captación de radicales libres como a través de la unión a metales pesados, captación del oxígeno, conversión de hidroperóxidos a especies no radicales, absorción de radiación UV o desactivación del oxígeno singulete (Zapata *et al.*, 2007).

En el reino vegetal se distinguen cuatro grandes grupos de compuestos fitoquímicos con actividad antioxidante: sustancias fenólicas, terpénicas, azufradas y nitrogenadas (alcaloides). De estos cuatro, los polifenoles son los que se encuentran de forma general en todos los alimentos de origen vegetal (Tomás-Barberán, 2003).

2.2.1 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos y polifenólicos son considerados antioxidantes no nutrientes, comparten la característica de poseer en su estructura uno o varios grupos bencénicos (Hernández-Ángel y Prieto-González, 1999; Zapata *et al.*, 2007). El efecto antioxidante se debe principalmente a su capacidad para actuar

como agentes reductores, donantes de hidrógeno y receptores de singuletes de oxígeno, y en cierta medida también en su potencial de quelación de metales (Sarker *et al.*, 2005). Su potencial antioxidante depende del número y de la posición de los grupos hidroxilos y de la presencia de electrones donadores en el anillo estructural (Fett *et al.*, 2004; Marfil, 2008), así como de su conjugación con azúcares como glucosa, galactosa, arabinosa, ramosa, xilosa o los ácidos glucorónicos y galacturónicos (Pilar, 2009). Los compuestos fenólicos son el grupo más extenso presente en los alimentos de origen vegetal y por sus propiedades antioxidantes son los que han recibido mayor atención (Hernández-Ángel y Prieto-González, 1999).

Estos antioxidantes presentan propiedades relevantes para la salud, ya que retardan la senescencia, facilitan la circulación sanguínea y fortalecen el sistema inmune (Marfil, 2008). Tienen actividad antimutagénica, anticarcinogénica, antimicrobiana y antiinflamatoria (Hernández-Ángel y Prieto-González, 1999). Además tienen la capacidad de modular la actividad de diferentes enzimas e interferir en mecanismos de señalización en distintas reacciones metabólicas celulares de óxido-reducción (Quiñones *et al.*, 2012).

Las plantas sintetizan los compuestos fenólicos como producto de su metabolismo secundario, algunos son indispensables para las funciones fisiológicas vegetales, mientras que otros participan en funciones de defensa ante situaciones de estrés (Quiñones *et al.*, 2012). La biosíntesis se lleva a cabo a través de la ruta del ácido siquímico y de la ruta de los poliacetatos; y a través de ambas rutas se generan los flavonoides (Drago-Serrano *et al.*, 2006).

2.2.2 Flavonoides

Los flavonoides, constituyen la subclase de polifenoles más abundante dentro del reino vegetal (Tiwari, 2001; Quiñones *et al.*, 2012), especialmente en las frutas y las hortalizas, aportan parte del sabor y del color; la mayoría son solubles en agua y no son sintetizados por el cuerpo humano ni producidos

sintéticamente (Ochoa y Ayala, 2004). Todos los flavonoides son estructuras hidroxiladas en sus anillos aromáticos y son por lo tanto estructuras polifenólicas (Quiñones *et al.*, 2012). Su estructura básica es C6-C3-C6 (Tomás-Barberán, 2003). Son compuestos de bajo peso molecular, estructuralmente consisten de dos anillos bencénicos (anillos A y B) unidos por un heterociclo piránico central oxigenado (anillo C) (Drago-Serrano *et al.*, 2006). Los átomos de carbono individuales de los anillos A, B y C se numeran mediante un sistema que utiliza números ordinarios para los anillos A y C, y números primos para el anillo B. De los tres anillos, el A se biosintetiza a través de la ruta de los poliacetatos, y el anillo B junto con la unidad C3 proceden de la ruta del ácido siquímico (Quiñones *et al.*, 2012). De acuerdo con esto, los flavonoides se clasifican en flavonas, flavonoles, flavanonas, flavanoles, antocianidinas, catequinas, epicatequinas, auronas e isoflavonoides (Tiwari, 2001).

Los flavonoides pueden: unirse a enzimas, transportadores de hormonas, y ADN; quelar iones metálicos transitorios, tales como Fe^{2+} , Cu^{2+} , Zn^{2+} , catalizar el transporte de electrones, y depurar radicales libres actuando contra el oxígeno reactivo en forma de aniones superóxidos, radicales hidroxilos, peróxidos lipídicos o hidroperóxidos (Martínez-Flórez *et al.*, 2002).

En el organismo, los flavonoides son metabolizados y una parte importante se excretan por la orina. La transformación de los flavonoides se lleva a cabo en primer lugar en el hígado, por medio de reacciones de biotransformación de fase I en donde se exponen grupos polares; en segundo lugar en el colon mediante reacciones de biotransformación de fase II, en las que los microorganismos degradan los flavonoides no absorbidos. Existen diferencias de biodisponibilidad por diversos factores como la estructura química, absorción, distribución y eliminación. Estos factores podrían afectar a la solubilidad de los metabolitos en los fluidos orgánicos y ser responsables de diferentes vías de eliminación de los flavonoides, pues la catequina se elimina principalmente por la orina mientras que la quercitina se elimina por la bilis (Martínez-Flores *et al.*, 2002).

Las cantidades de flavonoides y polifenoles incluidas en la dieta humana son mucho más altas que las de otros antioxidantes, lo cual hace de estos compuestos los principales antioxidantes adquiridos en la dieta (Lotito y Frei, 2006).

Los flavonoides tienen la ventaja de ser liposolubles e hidrosolubles, por lo tanto son capaces de atravesar la barrera hematoencefálica y pueden proteger las células cerebrales, que son muy sensibles a las lesiones producidas por los radicales libres. Tiene efectos citoprotectores bien patentes en fibroblastos de la piel humana, queratinocitos, células endoteliales y ganglios sensoriales. Tienen una capacidad potente de inhibir *in vitro* la oxidación de las lipoproteínas de baja densidad (LDL) por los macrófagos y reducir la citotoxicidad de las LDL oxidadas. Diversos flavonoides tienen potencial en la regulación de la activación de carcinógenos, pues pueden inhibir monooxigenasas dependientes del citocromo P-450 (Martínez-Flórez *et al.*, 2002).

Los flavonoides con mayor poder antioxidante son: catequina, quercetina, isoxanthohumol, genisteina, naringenina (Ochoa y Ayala, 2004). Por ejemplo, la catequina inhibe la oxidación catalizada por mioglobina cuando su concentración alcanza los 100 mM; sin embargo, es mejor consumir los flavonoides a partir de sus fuentes naturales y no de forma aislada o sintética (Hernández-Ángel y Prieto-González, 1999).

2.2.3 Vitamina C: ácido L-ascórbico y ácido dehidroascórbico.

La vitamina C está presente en las frutas y verduras en forma de ácido L-ascórbico y ácido dehidroascórbico. El ascorbato es, probablemente, el antioxidante hidrosoluble más efectivo presente en el plasma. Es capaz de atrapar y reducir nitritos, inhibiendo por tanto la formación en el estómago de compuestos carcinogénico N-nitroso (Zapata *et al.*, 2007).

2.3. RADICALES LIBRES

Los radicales libres (RL) son moléculas inestables de alta energía con electrones desapareados en sus órbitas exteriores (Zamora, 2007). Desde el

punto de vista molecular, los RL actúan como potentes agentes oxidantes, término que se relaciona con el daño a: proteínas, lípidos, carbohidratos, RNA y ADN, así como a fibras de colágeno y membranas celulares (Finkel *et al.*, 2000; Huerta *et al.*, 2005; Avello *et al.*, 2006).

En las células del cuerpo humano se llevan a cabo numerosas reacciones bioquímicas controladas por mecanismos de regulación, que implican oxidaciones, para obtener energía (Zorrilla-García, 2002; Quintanar-Escorza y Calderón-Salinas, 2009). La mayor parte de las biomoléculas están formadas por átomos unidos por enlaces covalentes; sin embargo, diversos factores exógenos pueden romper estos enlaces, después del cual cada parte conserva un solo electrón que estará desapareado, generándose así RL, que cuando se producen en grandes cantidades al reaccionar con todo lo que está a su alrededor provoca estrés oxidativo (Quintanar-Escorza y Calderón-Salinas, 2009). Se habla de estrés oxidativo cuando existe un aumento de precursores de radicales de oxígeno reactivo, de especies reactivas de oxígeno, de catálisis prooxidantes y a la vez una disminución de los sistemas antioxidantes endógenos (Zorrilla-García, 2002).

Los RL endógenos son producidos normalmente para mantener el cuerpo saludable con la eliminación de toxinas, para la defensa contra infecciones por bacterias y virus, así como también participan en procesos de maduración de reticulocitos y en la degradación de proteínas (Delgado-Olivares, *et al.*, 2010). Sin embargo el problema para nuestra salud es cuando los RL provienen de fuentes exógenas como: contaminantes ambientales, como el humo de tabaco, herbicidas, smog, agua clorada, presencia de metales pesados, exposición a asbestos, a radiaciones ionizantes y a temperaturas elevadas; así como el consumo excesivo de alcohol, cambios en la dieta con el consumo de alimentos con alto contenido de grasa, alimentos procesados, fritos, asados, con conservadores, pues se producen en grandes cantidades (Zorrilla-García, 2002; Delgado-Olivares, *et al.*, 2010).

Los RL están implicados en procesos inflamatorios en los que ocurren eventos en cadena como la activación del complemento, neutrófilos, y liberación de citosinas. (Valenzuela *et al.*, 2005; Fuentes *et al.*, 2009). La inflamación es una

reacción local natural del tejido como respuesta a una gran variedad de parásitos, microorganismos patógenos, sustancias químicas tóxicas y al daño físico. Los neutrófilos (células polimorfonucleares), eosinófilos, monocitos y macrófagos producen radicales libres y especies reactivas de oxígeno en sitios de inflamación. Esto da inicio y puede mantener la fase aguda de la respuesta inflamatoria (Geronikaki y Gavala, 2006). Las enfermedades crónico-degenerativas se desarrollan como consecuencia del estrés oxidativo y de procesos inflamatorios (Gracia, 2007). Existen dos tipos de inflamación: la aguda que por lo general, es un episodio transitorio y la inflamación crónica, que ocurre en aquellos procesos en donde se requiere eliminar un agente infeccioso o cuando existe autoinmunidad, ésta contribuye al establecimiento de algunas enfermedades crónico-degenerativas (Hunot y Hirsch, 2003), también están implicados en diversas patologías tales como: trastornos metabólicos, envejecimiento celular, aterosclerosis, carcinogénesis, Alzheimer, Parkinson, lesión cerebral hipertensiva, distrofia muscular, esclerosis múltiple, cáncer, catarogénesis, degeneración de la retina, fibroplasia retrolental, enfermedades autoinmunes, artritis reumatoide, diabetes mellitus, síndrome metabólico, anomalías cardiovasculares, hipertensión, trastornos nefrológicos, enfisema pulmonar, infarto, artritis reumatoide, anemia, hepatitis, pancreatitis, envejecimiento, enfermedad de Werner (envejecimiento prematuro), la aparición de arrugas prematuras y la resequedad de la piel, disfunción endotelial, dermatitis y otras enfermedades crónico-degenerativas que afectan tanto la calidad como la esperanza de vida. (Agbor *et al.*, 2005; Delgado-Olivares, *et al.*, 2010).

2.4 BIODIVERSIDAD Y RECURSOS FITOGENÉTICOS, GRUPOS INDÍGENAS Y CAMBIOS EN LA DIETA

La biodiversidad para la alimentación constituye uno de los recursos más importantes para el desarrollo humano, y es indispensable que se mantenga en la diversidad nutricional de las dietas, las cuales son importantes para la salud. Sin embargo, la diversidad dietética se ha estado perdiendo a un ritmo alarmante, y entre sus principales causas se encuentran la pérdida de espacios debido a la

urbanización, pérdida de identidad cultural, pérdida de costumbres, lo cual ha llevado al descuido de las variedades y razas adaptadas localmente a las dietas de las personas (CGRFA, 2016).

Diversas especies vegetales que crecen en ecosistemas silvestres resultan valiosas para la alimentación y la agricultura y tienen un papel cultural importante en las sociedades locales (FAO, 2011). La Comisión de Recursos Genéticos para la Alimentación y la Agricultura se ocupa específicamente de todos los componentes de la biodiversidad para la alimentación y la agricultura (plantas, animales, recursos acuáticos, bosques, microorganismos e invertebrados). Promueven actividades que se enfocan a la eliminación del hambre en el mundo al fomentar el uso de toda la variedad de recursos para la seguridad alimentaria y la mitigación de la pobreza rural (CGRFA, 2016).

La biodiversidad agrícola incluye toda la diversidad biológica, en la que se encuentran los recursos fitogenéticos, así como conocimientos tradicionales y locales para producir y manejar cultivos, lo que contribuye a la seguridad alimentaria y a una mejor nutrición (Toledo y Burlingame, 2006; Heywood, 2011).

De acuerdo con la FAO (2006), los recursos fitogenéticos son todas las especies, variedades, razas, líneas y genotipos vegetales de potencial económico, uso científico o de interés cultural, que se usan, o pueden ser usados en el futuro, en la producción de alimentos. Su importancia radica en que son la base de subsistencia, pues suplen las necesidades básicas y ayudan a resolver problemas como el hambre y la pobreza pues son la base para la seguridad alimentaria (FAO, 2010; Milián, 2015). Por lo tanto, para lograr una Seguridad Alimentaria Nutricional se requiere de disponibilidad, consumo y una correcta selección de los alimentos (Fuster *et al.*, 2013), así como del aumento en la utilización de recursos fitogenéticos locales, influenciados por las preferencias individuales y las costumbres locales de los pueblos indígenas (Stadlmayr *et al.*, 2011). Los recursos fitogenéticos son capaces de adaptarse, mejorar la capacidad de los cultivos ante el cambio climático y sobrevivir gracias a su variabilidad genética. Por lo que proteger, mantener y utilizar, tanto la biodiversidad como la diversidad

genética para la alimentación, constituye una responsabilidad mundial (FAO, 2011; CGRFA, 2016).

Los grupos indígenas poseen un conocimiento profundo, variado y con raíces locales del entorno natural, pues sus tierras y territorios albergan cerca del 80 por ciento de la biodiversidad del planeta, esos pueblos tienen grandes y antiguos patrimonios culturales (FIDA, 2012). La cocina tradicional indígena constituye un patrimonio construido social e históricamente. Se trata de un acervo que se ha ido enriqueciendo, modificado generacionalmente y transformado localmente (Meléndez y Cañez, 2010). La dieta tradicional indígena está basada en recursos fitogenéticos locales como: el maíz, frijol, frutas y verduras, provee de energía, carbohidratos, proteína, vitaminas, fibra, minerales y compuestos fitoquímicos (Bertran, 2010; FAO, 2014). En la mayoría de las comunidades indígenas las personas hacen un mayor uso de la biodiversidad en las prácticas de agricultura para satisfacer sus requerimientos alimenticios (Stadlmayr *et al.*, 2011).

En los últimos años se han registrado cambios en la alimentación que han afectado a toda la población, estos cambios han sido relacionados con la producción y distribución de alimentos industrializados (Pérez *et al.*, 2011), denominándosele “dieta occidental”, la cual se asocia con el sobrepeso, desnutrición y la obesidad, así como con una mayor morbilidad y mortalidad por enfermedades crónico degenerativas, como consecuencia del estrés oxidativo (Gracia, 2007; Delgado-Olivares, *et al.*, 2010). Estos cambios de dieta han afectado también los estilos de vida tradicionales de los grupos indígenas (Pérez *et al.*, 2011). El hambre relacionada a una ingesta total inadecuada de alimentos, puede ser afrontada mediante el aumento de la diversidad alimentaria para así lograr una mejor calidad nutricional (FAO, 2011). Por lo tanto es importante el mantenimiento de la diversidad biológica para asegurar la salud de los ecosistemas, la producción de alimentos para una nutrición adecuada y mejorar la calidad de vida (Heywood, 2011).

El abandono de estas enriquecidas y sabias tradiciones alimentarias de la población indígena traen como consecuencia una reducción en el uso de recursos fitogenéticos, y a la preferencia de alimentos ricos en azúcares, alto contenido en grasas saturadas, alimentos chatarra, bebidas azucaradas, enlatados con conservadores y un contenido elevado de aditivos, los cuales satisfacen su apetito, pero les impide gozar de una nutrición adecuada, al no aportar la cantidad de nutrientes necesarios para mantener una vida sana (Toledo y Burlingame, 2006; Delgado-Olivares, *et al.*, 2010; Pérez *et al.*, 2011) y acorde a sus necesidades biológicas.

Por lo que, para erradicar el hambre y la malnutrición; y poder garantizar una seguridad alimentaria sustentable, es esencial la soberanía alimentaria, la cual involucra objetivos de bienestar nutricional, incluyendo los sistemas productivos locales con alimentos ricos en micronutrientes; altamente consumidos por las poblaciones (FMSA, 2001).

2.4 MÉTODOS COLORIMÉTRICOS PARA EVALUAR LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

En las últimas décadas se han desarrollado diversos métodos para evaluar la capacidad antioxidante *in vitro* de extractos vegetales, varios autores han subrayado la necesidad de realizar más de un tipo de método para la evaluación de actividad antioxidante, debido a los diversos mecanismos de acción de los antioxidantes (Peng *et al.*, 2006).

En el presente trabajo de investigación se utilizaron métodos *in vitro* FRAP (Ferric Reducing Ability of Plasma), ABTS (ácido 2,2'-azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) y DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil).

2.4.1. Método ABTS (ácido 2,2'-azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)

Consiste en generar el radical ABTS \bullet + a partir de su precursor, el ácido 2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (figura 1), y ver como los antioxidantes son capaces de atrapar este radical.

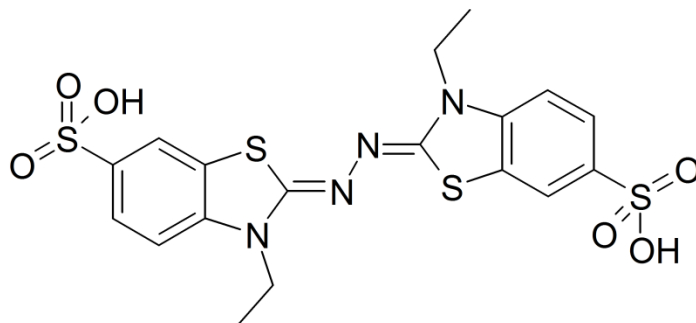
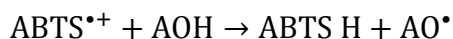


Figura 1. Estructura química del ácido 2,2'azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico (ABTS).

El radical catiónico $ABTS^{\bullet+}$ es un compuesto cromóforo muy estable, soluble en agua, de color verde-azulado y con un máximo de absorción a 734 nm. Esta absorción desaparece en presencia de un antioxidante (AOH) o de un radical (R^{\bullet}):



El proceso que tiene lugar consiste en que primero se genera el radical de forma química con persulfato potásico. La oxidación con persulfato potásico se lleva a cabo a temperatura ambiente, en la oscuridad, durante un tiempo comprendido entre 12 y 16 horas. El ABTS y el persulfato reaccionan estequiométricamente en una relación 1:0,5 por lo que el ABTS no es oxidado completamente. Una vez generado el radical, la medida se realiza como un ensayo de post-adición al añadir las sustancias antioxidantes presentes en los extractos, la concentración del radical disminuye y se puede medir el descenso de absorbancia producido. Se cuantifica empleando una curva de calibrado que relaciona el porcentaje de pérdida de absorbancia y la concentración del antioxidante de referencia (Ácido Ascórbico) (Marfil, 2008).

2.4.2. Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil)

Consiste en determinar la capacidad de los antioxidantes de la muestra para capturar el radical libre DPPH• (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) en solución metanólica y reducirlo (figura 2).

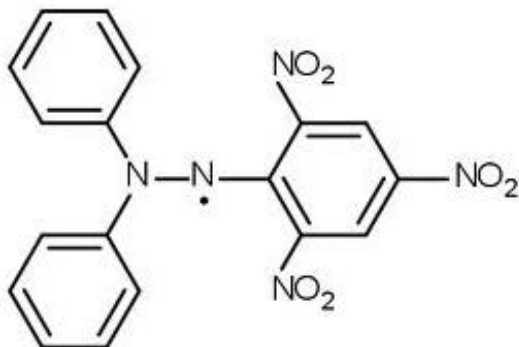
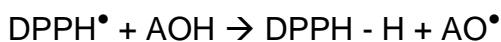


Figura 2. Estructura química del 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH).

El radical DPPH• muestra un intenso color púrpura y tiene un máximo de absorción a 520 nm, pero dicha absorción desaparece en presencia de un antioxidante (AOH) o de un radical (R•):



La cuantificación se realiza empleando disoluciones patrón de ácido ascórbico (Marfil, 2008).

2.4.3. Método FRAP (Ferric Reducing Ability of Plasma)

Consiste en determinar la capacidad de la muestra de reducir el hierro de su forma férrica a su forma ferrosa. El hierro en forma férrica no da coloración con el complejo 2,4,6-tripiridyl-s-triazine (TPTZ), pero la forma ferrosa forma un complejo de color azul intenso con una absorción máxima a 595 nm (figura 3) (Marfil, 2008).



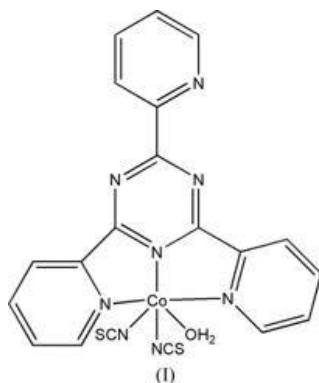


Figura 3. Estructura química del 2,4,6-tripiridyl-s-triazine (TPTZ).

Se mide el incremento de absorbancia a los 30 minutos de comenzar la reacción. La capacidad de reducir el hierro se considera un índice del poder antioxidante de la muestra (Marfil, 2008).

2.4.4. Polifenoles totales

Consiste en una reacción entre el reactivo Folin-Ciocalteu activado con carbonato de sodio. El conjunto de los compuestos fenólicos de la muestra se oxidan por el reactivo de Folin-Ciocalteu, el cual se reduce dando una mezcla de óxido de tungsteno (W_8O_{23}) y óxido de molibdeno (Mo_8O_{23}) de color azul (Marfil, 2008). La oxidación de los fenoles, presentes en la muestra, causa la aparición de una coloración azulada que presenta un máximo de absorción a 765 nm (Pilar, 2009).

2.4.5. Flavonoides totales

El principio de este método se basa en la reacción de los iones de aluminio con los flavonoides en medio alcalino formando un complejo color rojo o rosa salmón. Al medir la absorbancia a 490 nm es posible determinar la concentración de flavonoides totales. Este método cuantifica los polifenoles más activos como antioxidantes. En la primera etapa de la reacción los grupos hidroxilo del anillo B en las posiciones C2' y C3', en presencia de $NaNO_2$ sufren una oxidación convirtiéndose en carbonilos. Como producto de reacción se genera HNO_2 el cual en la segunda etapa, en presencia de $AlCl_3$, promueve una nitrosilación del anillo B en C5'. Adicionalmente, el aluminio se enlaza con el oxígeno en C4' y se

coordina con el grupo carbonilo del C3'. En esta etapa la muestra adquiere un color amarillo. Finalmente con la adición de NaOH se reduce el oxígeno del grupo nitrosilo y la muestra adquiere el color rojo característico de esta prueba (figura 4) (Cruz *et al.*, 2012).

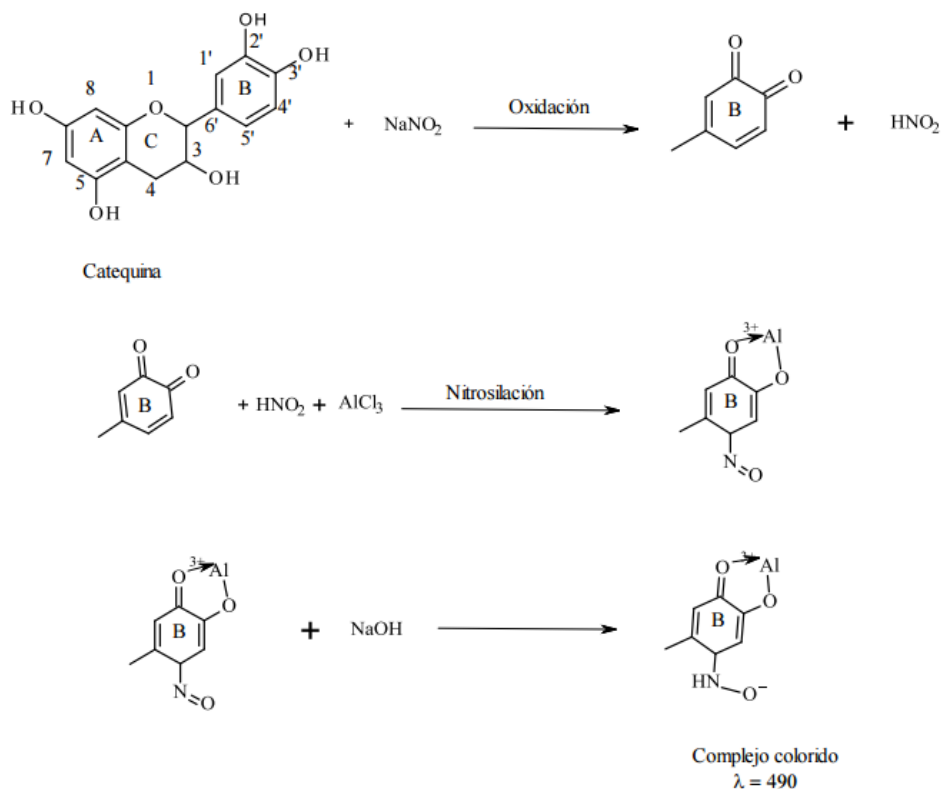


Figura 4. Mecanismo de acción del método del tricloruro de aluminio. (Cruz *et al.*, 2012).

3. JUSTIFICACIÓN

Los nuevos estilos de vida son responsables de que una parte importante de la población haya abandonado hábitos de alimentación saludables, que durante mucho tiempo han formado parte de la tradición y cultura alimentaria. Esto tiene efectos negativos en la salud: un mayor porcentaje de personas con malnutrición y mayor incidencia de enfermedades crónico-degenerativas. Por lo que surge la necesidad de lograr una alimentación saludable, que se base en el consumo de

alimentos tradicionales, disponibles localmente. Esta opción puede mejorar las condiciones alimentarias de los sectores de población más pobre con una dieta segura, nutritiva y acorde con sus preferencias culturales. Los alimentos locales pueden complementar las necesidades alimentarias para vivir de una manera saludable. Para estas personas, los alimentos funcionales además de su aporte nutricional, pueden tener un papel importante para la salud mejorando su calidad de vida. Pues una dieta rica en frutas y vegetales, con un alto contenido de antioxidantes está asociada con una menor incidencia en enfermedades crónico degenerativas, puesto que el hecho común de estas patologías es un desbalance oxidativo. Por lo tanto se plantea la necesidad de evaluar la actividad antioxidante total, en la dieta tradicional de una comunidad indígena, aceptada culturalmente.

4. HIPÓTESIS

La dieta tradicional huasteca está compuesta por una variedad de plantas locales las cuales aportan compuestos con capacidad antioxidante que tienen beneficios en la salud de la población que las consume.

5. OBJETIVOS

5.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad antioxidante de los alimentos que integran la dieta tradicional huasteca como recurso de alimentos funcionales.

5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Cuantificar la capacidad antioxidante mediante tres métodos colorimétricos diferentes: ABTS (ácido 2,2'azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico), DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) y FRAP (Ferric Reducing Ability of Plasma) de plantas consumidas en la dieta tradicional huasteca.
2. Cuantificar la presencia de compuestos fenólicos mediante el método de Folin-Ciocalteu de plantas consumidas en la dieta tradicional huasteca.

3. Cuantificar la presencia de flavonoides de plantas consumidas en la dieta tradicional huasteca.
4. Identificar los alimentos de la dieta tradicional huasteca que tengan potencial como alimentos funcionales.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

La recolecta de plantas alimenticias se realizó en Toco, la comunidad más grande del municipio de San Antonio en el estado de San Luis Potosí, México y está habitada por indígenas *teenek*, la mayoría de la población habla dos lenguas: español y *teenek* (Puig, 1991). Su población total es de 1,061 personas, de las cuales 555 son hombres y 506 mujeres, los cuales se distribuyen en 229 viviendas. Los huastecos disponen de un solar en el que cultivan plantas medicinales, comestibles y de otros usos (De la Cruz, 2015). La base de la economía en esta comunidad es la agricultura, se cultiva caña de azúcar para la elaboración de piloncillo. La alimentación de los *teenek* se basa en el maíz con el que se elaboran tortillas, bocoles, tamales, bolimes, zacahuil, entre otros platillos (Cilia-López *et al.*, 2015). Esta comunidad se encuentra asentada en su totalidad en una zona montañosa en la cual predomina el clima semicálido húmedo con abundantes lluvias en verano (ACm) y el tipo de vegetación es selva alta perennifolia. La temperatura promedio anual es de 25.5°C, con una precipitación promedio anual de 1315 mm (figura 5) (Puig, 1991).



Figura 5. Ubicación del sitio de estudio, Tocooy, San Antonio, San Luis Potosí.

6.2 DIVERSIDAD DIETÉTICA LOCAL

Con base en estudios previos, se realizaron las adecuaciones pertinentes al cuestionario de frecuencia de consumo (Anexo I), mismas que incluyeron los alimentos locales clasificados de acuerdo a los grupos de origen vegetal que contiene este formato. Se aplicó un cuestionario sobre diversidad alimentaria para recopilar información a nivel de hogar sobre el consumo y acceso a una variedad de alimentos (Anexo II). Con base en este cuestionario se pudo obtener información relacionada con la temporada de recolecta y/o de cosecha (Anexo III).

6.3 RECOLECTA DE ALIMENTOS

Se llevó a cabo la recolección *in situ* de hojas, semillas y frutos de las especies alimenticias locales, con más frecuencia de consumo. Se registró para cada una de las especies seleccionadas la parte usada, su forma de consumo y

preparación. Cada parte recolectada se colocó en bolsas de papel de estraza, con el nombre común, fecha y sitio de recolección (Anexo IV).

También se recolectaron ejemplares para su identificación taxonómica, la se llevó a cabo por el taxónomo José García Pérez, responsable del Herbario Isidro Palacios del IIZD de la UASLP (Anexo V).

6.4 PREPARACIÓN DE LOS EXTRACTOS

Extractos metanólicos

Las hojas y semillas de las especies recolectadas se pesaron (peso seco) y se pulverizaron, todo esto por separado. El material pulverizado se puso en maceración con metanol durante una semana en un recipiente ámbar al resguardo de la luz, para posteriormente proceder al filtrado con papel Whatman número 2. Después se evaporó la mayor cantidad posible de metanol en un rotaevaporador marca Büchi a 37°C y 0.7 Bares. Una vez evaporado el metanol se tomó 1 mL de cada extracto para la eliminación de humedad mediante un evaporador TurboVap® LV a 37° C hasta llegar a peso constante (Anexo VI).

Extractos acuosos

En el caso de los frutos con mayor contenido de agua se extrajo el jugo y se procedió al filtrado con papel Whatman número 2. Posteriormente de cada uno de los extractos se tomó 1 mL para la eliminación de humedad en un evaporador TurboVap® LV a 37° C hasta llegar a peso constante (Anexo VI). Una vez obtenidos los extractos secos se registró el peso y se aforó a 1 mL para la medición en peso seco. Aparte se tomó 1 mL de cada extracto para la medición en peso húmedo.

6.5 EVALUACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL

La capacidad antioxidante total se realizó mediante las técnicas colorimétricas ABTS, DPPH y FRAP las cuales se describen a continuación:

6.5.1 Método ABTS (ácido 2,2'-azinobis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)

Reactivos:

Sal amónica del ácido 2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS) (Fluka Chemicals), persulfato potásico (Panreac), fosfato monosódico (Panreac) y 5-((s)-1,2-dihidroxietil)-3,4-dihidroxifuran-2(5H)-ona (ácido Ascórbico).

Material:

Balanza analítica con una precisión de 0,0001 g, Mettler AE-200 (Mettler Instrument), micropipetas Eppendorf®, 10-100µL; 100-1000µL, celdillas de acrílico de 10 mm de espesor Hellma® y espectrofotómetro Thermo Scientific BioMate 3S UV-Visible.

Preparación de los reactivos:

- Solución de ABTS 7mM: se pesaron 0.03841 g de sal amónica cristalizada de ABTS y fueron disueltos en un volumen de 10 mL con agua bidestilada desionizada.
- Disolución de persulfato potásico 2.45 mM: se pesaron 0.06622 g de $K_2S_2O_8$ y se disolvieron a un volumen de 100 mL con agua bidestilada desionizada.
- Tampón fosfato 5 mM pH=7,4: se pesaron 0.89 g de $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$ y se disolvieron en agua bidestilada desionizada a un volumen de 1 L. Posteriormente fue ajustado el pH hasta 7.4 con NaOH.
- Preparación radical $ABTS^{\bullet+}$: se hizo reaccionar el ABTS y el persulfato potásico. Partiendo de una concentración de 10 mL de ABTS 7 mM y de 50 mL de $K_2S_2O_8$ 2,45 mM. La oxidación de ABTS es inmediata, pero la absorbancia máxima y estable se alcanza hasta 6 h después. La mezcla se mantuvo estable en oscuridad y a temperatura ambiente durante 12-16 h. El radical catiónico es estable durante 2 días, almacenado en oscuridad.
- Preparación de la disolución $ABTS^{\bullet+}$: la disolución $ABTS^{\bullet+}$ se mezcló con tampón fosfato hasta que su absorbancia a 734 nm fue de $0,70 \pm 0,02$ medida en cubetas de plástico de 10 mm a 30°C. Cuando la absorbancia se encontró por encima de ese valor, se diluyó con el tampón y si se encontró

por debajo, se le añadió disolución de ABTS●+, hasta que la señal fue la adecuada. Se empleó tampón fosfato como blanco (Marfil, 2008).

Preparación de la recta de calibración:

La determinación de la capacidad antioxidante se realizó por medio de una curva de calibración en donde se relacionó el porcentaje de pérdida de absorbancia y la concentración de ácido ascórbico (o su equivalencia) como antioxidante. Se realizó una solución patrón a una concentración de 1.66 mg/mL de ácido ascórbico. A partir de la solución patrón se realizaron diluciones de 20, 40, 60, 80, 100, 120, 140, 160, 180 y 200 µg por cada mL. Las diluciones se prepararon por triplicado. Cada punto de la recta se preparó igual que las muestras, es decir, poniendo 20 µL de cada dilución y 2 mL de la disolución ABTS●+. Se agitó durante 30 s y posteriormente, se dejó en oscuridad a temperatura ambiente y se midió la absorbancia a los 5, 30 y 60 min, obteniendo así una recta de calibración para cada tiempo de lectura (figuras 6, 7 y 8).

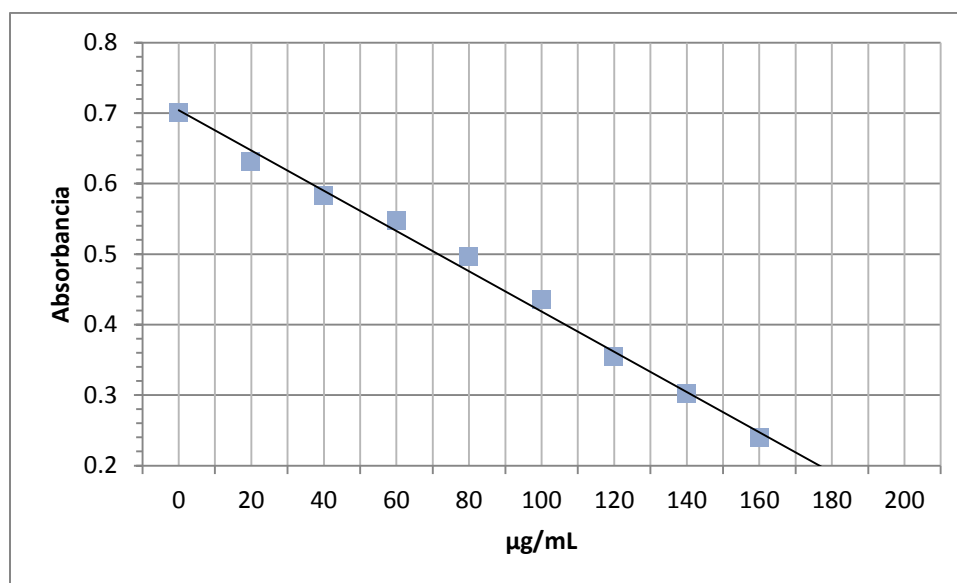


Figura 6. Recta de calibración a los 5 min para el método ABTS. Parámetros de la curva: $y = -0.0571x + 0.7609$ Coeficiente de Correlación: $R^2 = 0.9954$.

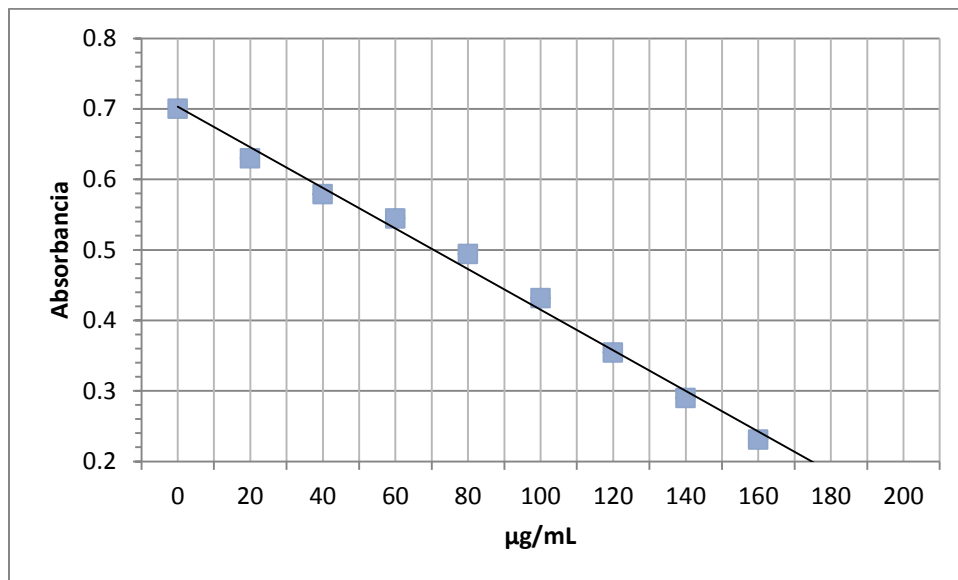


Figura 7. Recta de calibración a los 30 min para el método ABTS. Parámetros de la curva: $y = -0.0576x + 0.7606$ Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9957$.

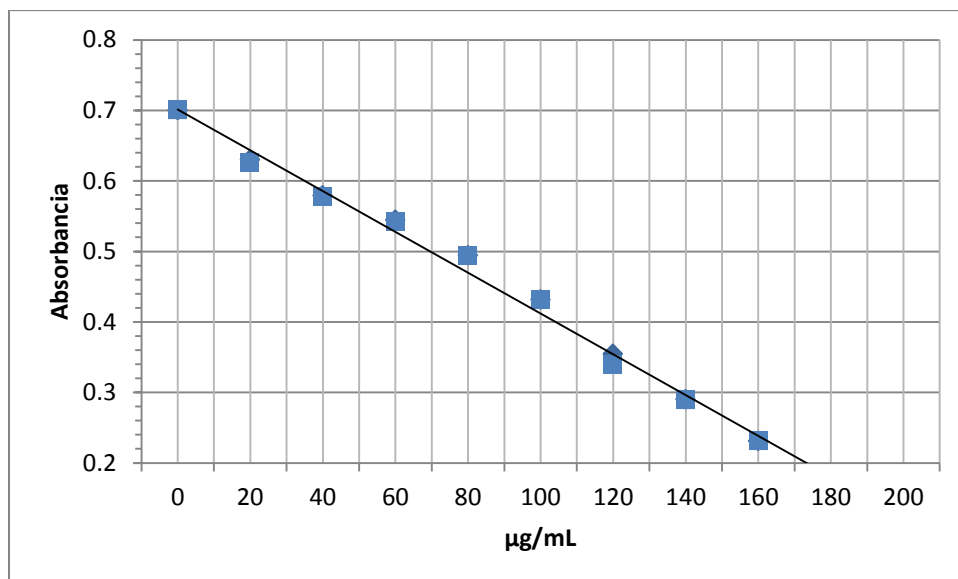


Figura 8. Recta de calibración a los 60 min para el método ABTS. Parámetros de la curva: $y = -0.0579x + 0.7591$ Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9945$.

Medida de la capacidad antioxidante de las muestras

Se tomaron 2 mL de la disolución ABTS•+ y se añadieron 20 µL de cada uno de los extractos a evaluar. Posteriormente, se mezcló bien durante 30 s y se

midió la absorbancia a 734 nm a los 20, 30 y 60. Todas las mediciones se realizaron por triplicado.

6.5.2 Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil)

Reactivos:

2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) (Sigma), metanol (Merck) y 5-((s)-1,2-dihidroxi-etil)-3,4-dihidroxi-furan-2(5H)-ona (ácido ascórbico).

Material:

Balanza analítica, micropipetas Eppendorf®, 10 - 100 µL; 100 -1000 µL, cubetas de acrílico de 10 mm de espesor Hellma® y espectrofotómetro Thermo Scientific BioMate 3S UV-Visible.

Preparación de los reactivos:

- Preparación de la disolución del radical DPPH• (69 mg/mL): se pesaron 6,9 mg de DPPH• y se disolvieron en 100 mL de metanol. La disolución preparada es estable durante 12 h a temperatura ambiente y al resguardo de la luz.
- Preparación de la disolución de trabajo DPPH•: Se diluyó con metanol hasta que la medida en el espectrofotómetro a 520 nm se situó en 1.8 unidades de absorbancia. Esta disolución se preparó cada día que se realizó la prueba

Preparación de la recta de calibración:

Se realizó una solución patrón a una concentración de 1.66 mg/mL de ácido ascórbico. A partir de esta se realizaron diluciones de 20, 40, 60, 80 y 100 µg/mL. Las diluciones se prepararon por triplicado. Cada punto de la recta se preparó igual que las muestras, es decir poniendo 400 µL de las diferentes concentraciones de ácido ascórbico y 3 mL de la disolución DPPH•. Se agitó la mezcla durante 30 s y se dejó en oscuridad a temperatura ambiente. Se midió la absorbancia a 520 nm a los 20, 30 y 60 min. Y se obtuvieron las rectas de calibración para los tres tiempos de lectura (figuras 9, 10 y 11).

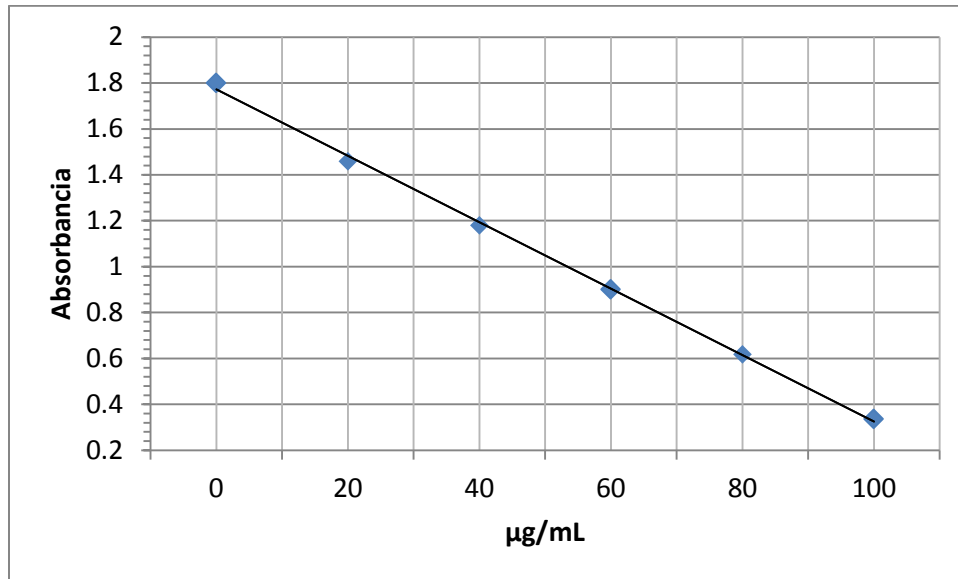


Figura 9. Recta de calibración a los 20 min para el método DPPH. Parámetro de la curva: $y = -0.2894x + 2.0615$. Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9989$.

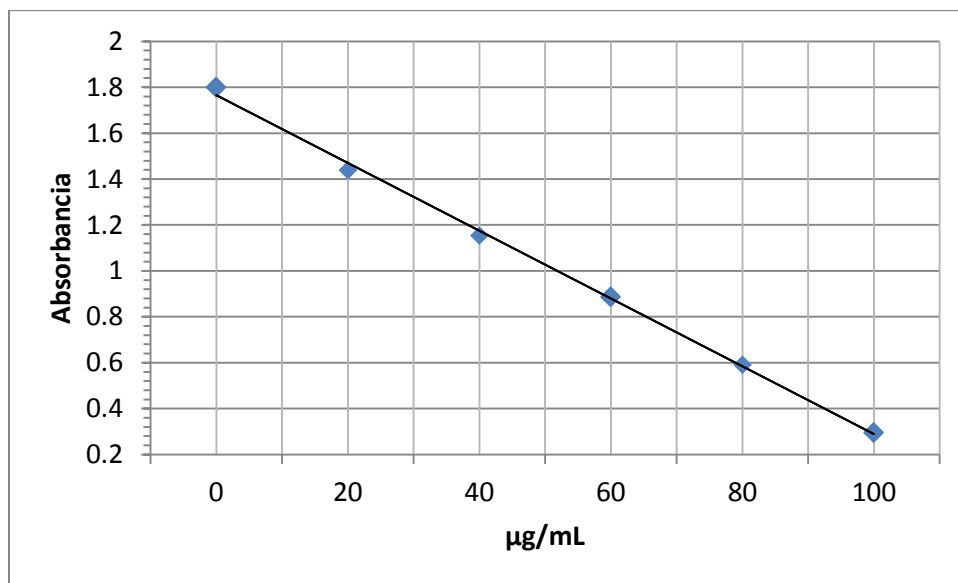


Figura 10. Recta de calibración a los 30 min para el método DPPH. Parámetros de la curva: $y = -0.2953x + 2.0613$. Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9982$.

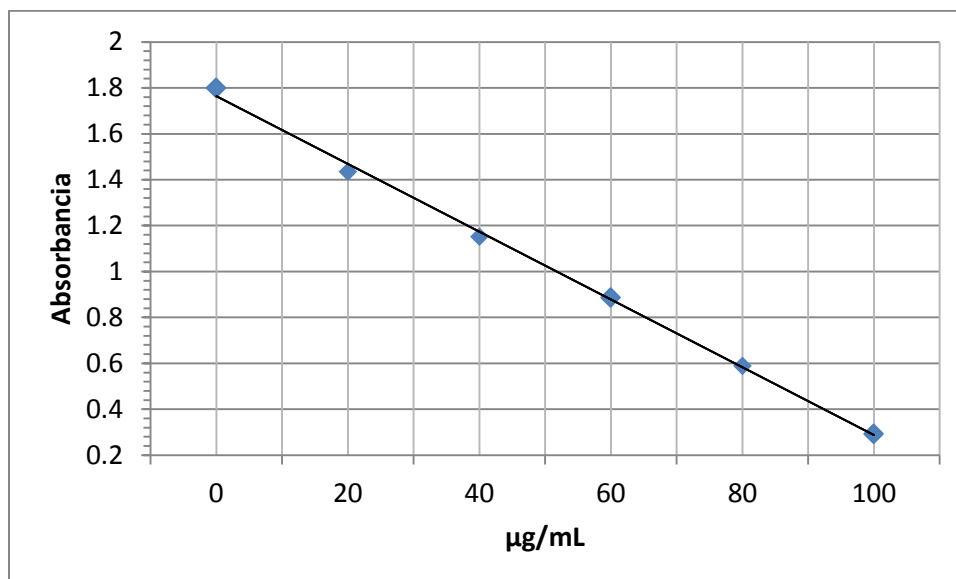


Figura 11. Recta de calibración a los 60 min para el método DPPH. Parámetros de la curva: $y = -0.2954x + 2.0598$. Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.998$

Medida de la capacidad antioxidante de las muestras:

Se tomaron 3 mL del radical DPPH• y se le añadieron 400 µL de la muestra. Se agitó y se dejó en oscuridad a temperatura ambiente, posteriormente se procedió a la medida de su absorbancia a los 20, 30 y 60 min. Todas las mediciones se realizaron por triplicado.

6.5.3 Método FRAP (Ferric Reducing Ability of Plasma)

Reactivos:

Ácido clorhídrico (Panreac), 2,4,6-tripiridyl-s-triazine (TPTZ) (Fluka Chemicals), cloruro férrico (Panreac) y acetato de sodio (Panreac) y 5-((s)-1,2-dihidroxi-etil)-3,4-dihidroxi-furan-2(5H)-ona (ácido ascórbico).

Material:

Balanza analítica, micropipetas Eppendorf®, 10 - 100 µL; 100 -1000 µL, baño de María, cubetas de acrílico de 10 mm de espesor Hellma® y espectrofotómetro Thermo Scientific BioMate 3S UV-Visible.

Preparación de los reactivos:

- Disolución de ácido clorhídrico 40 mM: se tomaron 535 μ L de ácido clorhídrico al 37% y se disolvieron en agua bidestilada desionizada hasta un volumen final de 100 mL. Esta disolución se conservó hasta por una semana posterior a su preparación.
- Disolución de TPTZ 10 mM: se pesaron 31.2 mg de 2,4,6-tripiridyl-s-triazine (TPTZ) y se disolvieron en agua bidestilada desionizada a un volumen final de 10 mL. Esta solución se conservó de forma estable hasta una semana.
- Disolución de cloruro férrico 20 mM: se pesaron 135.2 mg de FeCl_3 y se disolvieron en 25 mL de agua bidestilada desionizada. Esta solución se preparó a diario.
- Tampón acetato de sodio 0.3 mM pH3.6: se pesaron 6.1 mg de acetato de sodio y se disolvieron hasta un volumen de 250 mL con agua bidestilada desionizada. Posteriormente se ajustó a pH 7.4 con HCl o NaOH, según fue necesario.
- Disolución FRAP: se mezclaron 2.5 mL de la disolución TPTZ 10 mM, 2.5 mL de la disolución de cloruro férrico 20 mM y 25 mL del tampón acetato de sodio 0.3 mM. La mezcla se conservó a 37°C en baño de agua termostatzado.

Preparación de la recta de calibración:

Se pesaron 50 mg de ácido ascórbico y se diluyeron en 30 mL con agua destilada en un matraz volumétrico. A partir de la solución patrón se realizaron diluciones de 2, 4, 6, 8 y 10 μ g por cada mL. Cada punto de la recta se preparó poniendo 120 μ L de las diferentes concentraciones de ácido ascórbico y 900 μ L de la disolución FRAP, se agitó durante 30 s. Las mediciones se realizaron por triplicado. Posteriormente, se mantuvo en un baño termostatzado a 37°C y se midió la absorbancia a 595 nm a los 30 min exactos (figura 12).

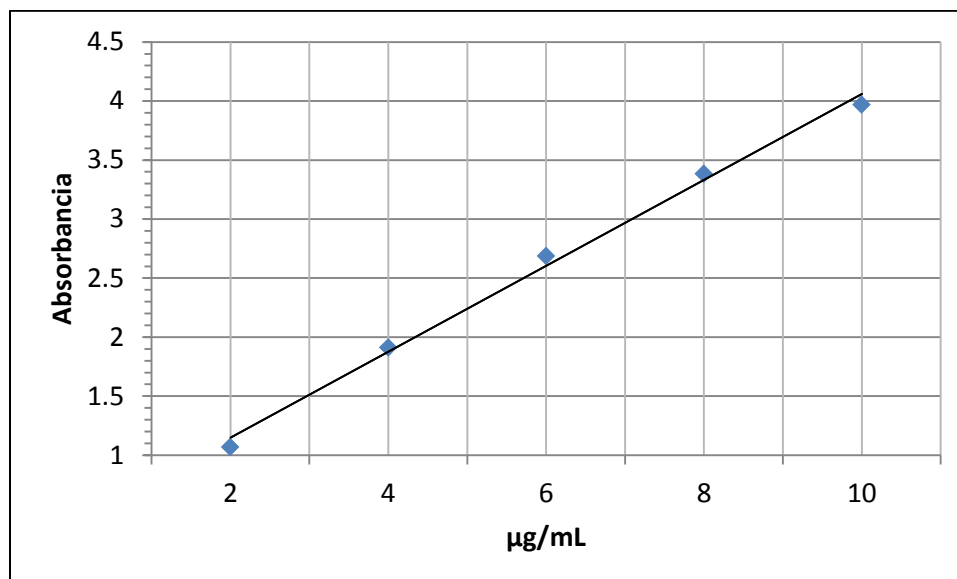


Figura 12. Recta de calibración a los 30 min para el método FRAP. Parámetros de la curva: $y = 0.7277x + 0.4207$. Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9953$

Medida de la capacidad antioxidante de las muestras:

Se tomaron 900 µL de la disolución FRAP conservada a 37°C y se mezclaron con 120 µL del extracto metanólico, atemperado a 37°C. La mezcla se agitó y se mantuvo a 37°C en el baño termostatzado, procediendo a la lectura de su absorbancia a 595 nm a los 30 min exactos. Todas las medidas se realizaron por triplicado. El blanco se preparó con 900 µL de FRAP y 120 µL de agua bidestilada desionizada. En los extractos con alta concentración se realizaron diluciones de 1:6 y 1:10.

6.6 EVALUACIÓN DE POLIFENOLES TOTALES

Reactivos:

Folin-Ciocalteu (Fluka Chemicals), ácido gálico (Panreac), carbonato de calcio CaCO_3 (Panreac), metanol (Panreac).

Material:

Balanza analítica, micropipetas Eppendorf®, 10-100 µL; 100-1000 µL, Incubadora, cubetas de acrílico de 10 mm de espesor Hellma® y espectrofotómetro Thermo Scientific BioMate 3S UV-Visible.

Preparación de reactivos:

- Disolución carbonato de calcio (CaCO_3) al 2%: se pesaron 0.2 g de CaCO_3 y se disolvieron en agua destilada a un volumen final de 10 mL.
- Disolución Folin-Ciocalteu al 10%: se tomaron 18 μL del reactivo Folin-Ciocalteu y se disolvieron en 162 μL de agua destilada.

Preparación de la recta de calibración:

Se pesó 0.1 g de ácido gálico y se diluyó en 10 mL de metanol, a partir de esta solución patrón se realizaron diluciones de 4, 8, 12 y 16 μg por cada mL. Cada punto de la recta se preparó poniendo 90 μL de las diferentes concentraciones de ácido gálico y 180 μL de la disolución Folin-ciocalteu al 10%, posteriormente se agregó 1 mL de CaCO_3 y se incubó durante 1 h a 40 °C. La lectura se realizó a una absorbancia de 765 nm (figura 13).

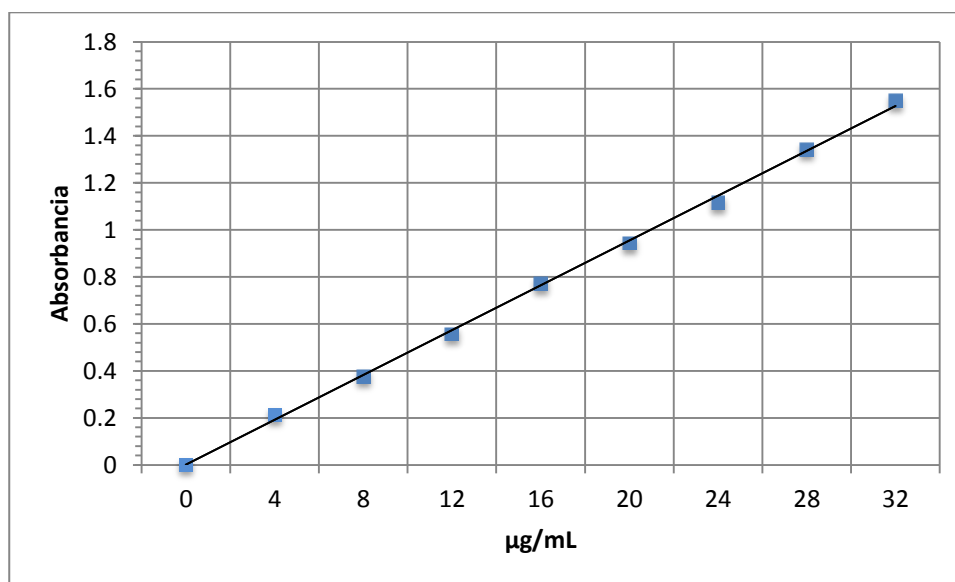


Figura 13. Recta de calibración para polifenoles. Parámetros de la curva: $y = 0.1908x - 0.1907$. Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9989$

Cuantificación de polifenoles totales de las muestras:

Se tomaron 90 μL de cada uno de los extractos y se mezclaron con 180 μL de Folin-Ciocalteu al 10%, posteriormente se agregó 1 mL de CaCO_3 y se incubó

durante 1 h a 40 °C. Finalmente se procedió a la medición a una absorbancia de 765 nm. Todas las medidas se realizaron por triplicado. El blanco se preparó con 180 µL de Folin-Ciocalteu al 10% y 90 µL de agua destilada (Lugato *et al.*, 2014).

6.7 EVALUACIÓN DE FLAVONOIDES TOTALES

Reactivos:

Nitrito de sodio (NaNO_2) (Fluka Chemicals), cloruro de aluminio (AlCl_3) (Fluka Chemicals), hidróxido de sodio (NaOH) (Panreac), catequina ((Fluka Chemicals)).

Material:

Balanza analítica, micropipetas Eppendorf®, 10-100 µL; 100-1000 µL, cubetas de acrílico de 10 mm de espesor Hellma® y espectrofotómetro Thermo Scientific BioMate 3S UV-Visible.

Preparación de reactivos:

- Disolución de nitrito de sodio (NaNO_2) al 5%: se pesaron 0.5 g de NaNO_2 y se disolvieron en 10 mL de agua desionizada.
- Disolución de cloruro de aluminio (AlCl_3) al 10%: se pesó 1 g de AlCl_3 y se disolvió en 10 mL de agua desionizada.
- Disolución de hidróxido de sodio (NaOH) 1M: se pesan 3.9 g y se disuelven en 100 mL de agua desionizada.

Preparación de la recta de calibración:

Se pesó 1mg de catequina y se diluyó en 10 mL de metanol (0.1 mg/mL), de la cual se tomaron volúmenes de 0 µL a 100 µL en intervalos de 20 µL. Cada punto de la recta se preparó poniendo 500µL de las diferentes concentraciones de catequina, se le adicionaron 75 µL de NaNO_2 al 5% y se dejó reposar durante seis minutos. Posteriormente se adicionaron 150 µL de AlCl_3 al 10% y se dejó reposar durante cinco min. Después de esto se adicionaron 500 µL de NaOH 1M. La absorbancia se midió a 510 nm inmediatamente y a los 30 min (figura 14).

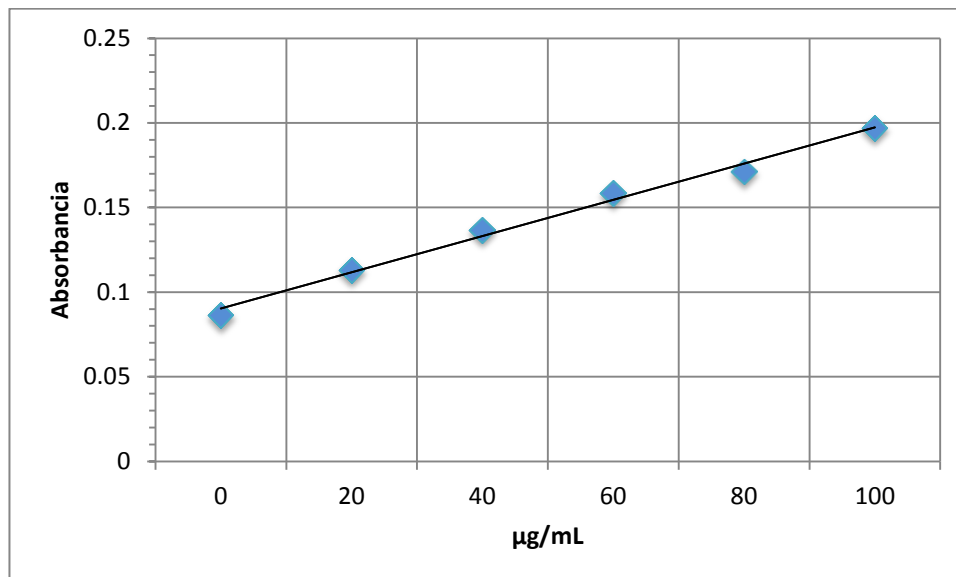


Figura 14. Recta de calibración para flavonoides. Parámetros de la curva: $y = 0.0214x + 0.0689$. Coeficiente de correlación: $R^2 = 0.9914$

Cuantificación de flavonoides en las muestras:

Se tomaron 500 µL de cada uno de los extractos, a esto se le adicionaron 75 µL de NaNO₂ al 5% y se dejó reposar durante 6 min. Posteriormente se añadieron 150 µL de AlCl₃ al 10% y se dejó reposar durante 5 minutos. Después de esto se agregaron 500 µL de NaOH 1M. La absorbancia fue medida a 510 nm inmediatamente antes de los 30 min. Todas las medidas se realizaron por triplicado (Martínez-Vásquez, 2007).

7. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

Se calculó el porcentaje de captura de radicales libres o inhibición del radical en presencia del extracto utilizando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Inhibición: } \frac{(A^{\circ}i - A^{\circ}f)}{A^{\circ}i} \times 100$$

Dónde:

A[°]i= Absorbancia inicial del radical ajustado a la longitud de onda deseada.

A[°]f= Absorbancia final del radical más el extracto.

Las absorbancias obtenidas en las diferentes lecturas fueron interpoladas en una curva de calibración de ácido ascórbico para ABTS, DPPH y FRAP, y se muestran como Concentración Equivalente de Ácido Ascórbico (VCEAC µg/mL). Para polifenoles como concentración equivalente de ácido gálico y de catequina para flavonoides, utilizando la la siguiente fórmula:

$$y = mx + b$$

Dónde:

y= A[°] de la solución problema

x= Concentración de la solución problema

b= ordenada al origen

m= pendiente de la recta

Los resultados fueron expresados como mg de capacidad antioxidante equivalente al ácido ascórbico (VCEAC) por g de extracto (mgAA/g extracto) para la capacidad antioxidante total en las pruebas ABTS, DPPH y FRAP, como mg de ácido gálico por g de extracto (mgGA/g extracto) para la prueba de fenóles totales y como mg de catequina por g de extracto (mg cat/g extracto) para la prueba de flavonoides.

Análisis estadístico

Los datos obtenidos se ordenaron y se generaron cuadros en donde se presentan estadísticas básicas descriptivas (mediana y rango intercuartílico). Para conocer la normalidad de los resultados se utilizó la prueba de Shapiro-Wilk. Posteriormente para saber si existían diferencias significativas entre las variables tiempo y extractos se realizó un ANOVA no paramétrica Kruskal-Wallis. Para establecer si existe o no correlación, entre la concentración total de compuestos con capacidad antioxidante con la concentración de polifenoles y flavonoides presentes, se realizó la prueba de correlación de Pearson, mediante el paquete estadístico Statistica versión 10 de Statsoft (STATISTICA. 1993. StatSoft, Tulsa, USA.).

8. RESULTADOS

8.1 Especies vegetales recolectadas

Se recolectó un total de 29 especies alimenticias locales que componen la dieta tradicional huasteca, las cuales se muestran en el cuadro 2.

Cuadro 2. Especies alimenticias recolectadas en Tocoy, San Antonio, San Luis Potosí.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Parte utilizada	Forma de consumo
Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i>	Mango	Fruto	Fresco
Apocynaceae	<i>Gonolobus niger</i>	Oi	Fruto	Cocido
Cactaceae	<i>Nopalea cochenillifera</i>	Nopal	Cladodio	Cocido
Caricaceae	<i>Carica papaya</i>	Papaya de monte	Fruto	Cocido
Convolvulaceae	<i>Ipomea dumosa</i>	Suyo	Hojas	Cocido
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita argyrosperma</i> Koch	Calabaza	Fruto	Cocido
	<i>Sechium edule</i>	Chayote	Fruto	Cocido
Fabaceae	<i>Cajanus indicus</i> o <i>C. cajan</i>	Lenteja de árbol Frijol	Semilla	Cocido

	<i>Erythrina americana</i> Mill.	gandul Pemoche	Flor	Cocido
	<i>Tamarindus indica</i>	Tamarindo	Fruto	Fresco
	<i>Vigna unguiculata</i>	Frijol zarabanda verde	Semilla	Cocido
	<i>Vigna unguiculata</i>	Frijol zarabanda seco	Semilla	Cocido
Malvaceae	<i>Abelmoschus</i> <i>esculentus</i>	Café castilla	Fruto	Tostado
Musaceae	<i>Musa paradisiaca</i> L. (1)	Plátano 1	Fruto	Fresco
	<i>Musa paradisiaca</i> L. (2)	Plátano 2	Fruto	Fresco
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. melón	Plátano melón	Fruto	Fresco
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. costillón	Plátano costillón	Fruto	Fresco
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. macho	Plátano macho	Fruto	Fresco
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. morado	Plátano morado	Fruto	Fresco
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. manzano	Plátano manzano	Fruto	Fresco
Poaceae	<i>Zea mays</i> var. amarillo	Maíz amarillo	Semilla	Cocido
	<i>Zea mays</i> var. morado	Maíz morado	Semilla	Cocido
Rosaceae	<i>Spondias purpurea</i>	Ciruella amarilla	Fruto	Fresco
Rutaceae	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck	Naranja	Fruto	Fresco
	<i>Citrus sinensis</i> var. nave	Naranja nave	Fruto	Fresco
	<i>Citrus sinensis</i> var. valenciana	Naranja valenciana	Fruto	Fresco
	<i>Citrus paradisi</i>	Toronja	Fruto	Fresco
Solanaceae	<i>Solanum</i> <i>lycopersicum</i>	Jitomate silvestre	Fruto	Cocido
	<i>Capsicum annuum</i> var. <i>glabriusculum</i>	Chile piquín	Fruto	Cocido

8.1.1 Parte usada y forma de consumo de las especies vegetales recolectadas

De las veintinueve especies recolectadas, la parte con mayor uso en la alimentación corresponde a los frutos con el 72.41 %, las semillas con el 17.24 %, el cladodio con el 3.44 %, las hojas con el 3.44 % y la flor con el 3.44 %. De acuerdo a su forma de consumo la fresca corresponde al 48.27 %, la cocida al 48.27 % y la tostada al 3.44 %.

8.2 Actividad antioxidante mediante el método ABTS

Mediante el análisis estadístico, se observó que existen diferencias significativas ($p < 0.05$), entre los tiempos de lectura 5, 30 y 60 min, siendo a los 60 min el tiempo de medición que presentó mayor Actividad Antioxidante Equivalente al Ácido Ascórbico (VCEAC), así como un mayor porcentaje en la inhibición de radicales libres (cuadro 3 y figura 17).

Cuadro 3. Porcentajes de inhibición en presencia de la muestra a los 60 min por ABTS.

ESPECIE	% INHIBICIÓN
<i>C. sinensis</i> var. nave	92.00 ± 1.71
<i>S. lycopersicum</i>	91.57 ± 0.28
<i>C. paradisi</i>	91.28 ± 5.71
<i>S. purpurea</i>	91.28 ± 4.57
<i>C. argyrosperma</i>	90.85 ± 0.57
<i>V. unguiculata</i> (inmaduro)	90.71 ± 2.00
<i>C. papaya</i>	90.71 ± 1.71
<i>C. sinensis</i> var. valenciana	90.57 ± 1.42
<i>M. paradisiaca</i> L. var. costillón	90.42 ± 2.42
<i>C. sinensis</i>	90.14 ± 0.28
<i>C. indicus</i>	89.42 ± 2.14
<i>C. annum</i> var <i>glabriusculum</i>	88.42 ± 3.42

<i>Z. mays</i> var. morado	87.28 ± 3.28
<i>I. dumosa</i>	87.14 ± 4.57
<i>T. indica</i>	87.14 ± 1.42
<i>G. niger</i>	81.85 ± 20.14
<i>M. paradisiaca</i> L. var. melón	74.85 ± 7.71
<i>E. americana</i>	73.71 ± 0.42
<i>M. indica</i>	67.42 ± 25.71
<i>M. paradisiaca</i> var. morado	57.71 ± 12.28
<i>Z. mays</i> var. amarillo	54.42 ± 22.28
<i>M. paradisiaca</i> (1)b	45.85 ± 14.14
<i>A. esculentus</i>	45.85 ± 0.28
<i>N. cochenillifera</i>	25.85 ± 4.14
<i>M. paradisiaca</i> (2)	25.14 ± 1.00
<i>M. paradisiaca</i> L. var. macho	24.57 ± 0.28
<i>S. edule</i>	24.57 ± 0.14
<i>M. paradisiaca</i> L. var. manzano	24.42 ± 5.42
<i>V. unguiculata</i> (seco)	16.85 ± 6.09

Las especies con mayor VCEAC corresponden a las familias Rutaceae, Solanaceae, Fabaceae, Musaceae, Poaceae, Caricaceae y Convolvulaceae. Se encontró que los extractos con mayor VCEAC/g extracto fueron: *Citrus sinensis* var nave 0.012 ± 0.0002 > *Solanum lycopersicum* 0.012 ± 0.00003 > *C. paradisi* 0.012 ± 0.0006 > *Spondias purpurea* 0.012 ± 0.0005 > *Curcubita argyrosperma* 0.012 ± 0.00006 > *Vigna unguiculata* (inmaduro) 0.011 ± 0.0002 > *C. sinensis* var. valenciana 0.011 ± 0.00017 > *Musa paradisiaca* var. costillón 0.011 ± 0.0002 > *C. sinensis* 0.011 ± 0.00003 > *Carica papaya* 0.011 ± 0.0002 > *Capsicum annuum* var *glabriusculum* 0.011 ± 0.0004 > *Cajanus indicus* 0.011 ± 0.0002 > *Ipomea dumosa* 0.011 ± 0.0005 > *Zea mays* var. morado 0.011 ± 0.0003 > *Tamarindus indica* 0.011 ± 0.0001 mg (figura 17).

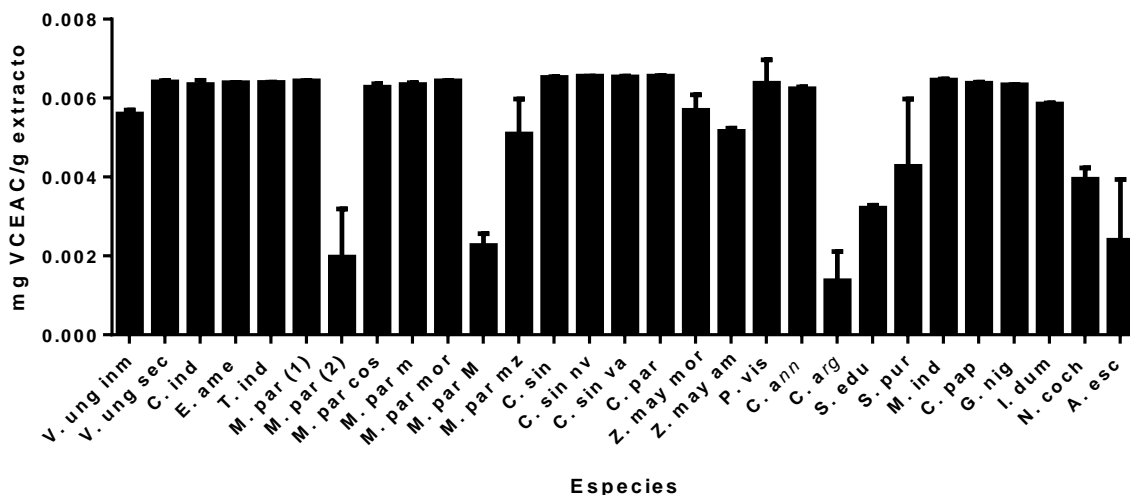


Figura 15. Concentración equivalente al ácido ascórbico (mg/g) en los extractos a 60 min de lectura mediante ABTS.

8.3 Actividad antioxidante mediante el método DPPH

Los resultados obtenidos mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$), entre los tiempos de lectura 20, 30 y 60 min, siendo a los 60 min el tiempo que presentó mayor VCEAC (Figura 18), así como el mayor porcentaje en la inhibición de radicales libres. Las familias con actividad antioxidante en esta prueba fueron: Rutaceae, Solanaceae, Fabaceae, Anacardiaceae, Caricaceae y Apocynaceae (cuadro 4).

Cuadro 4. Porcentajes de inhibición del radical en presencia de la muestra a los 60 min por DPPH.

ESPECIE	% INHIBICIÓN
<i>C. paradisi</i>	93.22 ± 4.44
<i>C. sinensis</i> var. nave	93.16 ± 0.33
<i>C. sinensis</i> var. valenciana	92.83 ± 28.22
<i>C. sinensis</i> (L.) Osbeck	92.66 ± 5.16
<i>M. indica</i>	91.55 ± 1.50
<i>M. paradisiaca</i> L. var. morado	91.22 ± 0.55

<i>V. unguiculata</i> (seco)	90.77 ± 8.38
<i>T. indica</i>	90.55 ± 0.27
<i>E. americana</i>	90.45 ± 0.10
<i>C. papaya</i>	90.22 ± 8.16
<i>S. lycopersicum</i>	90.00 ± 0.72
<i>M. paradisiaca</i> L. var. melón	89.72 ± 0.72
<i>C. indicus</i>	89.66 ± 1.83
<i>G. niger</i>	89.55 ± 1.16
<i>M. paradisiaca</i> var. costillón	88.61 ± 12.27
<i>C. annuum</i> var <i>glabriusculum</i>	87.94 ± 0.77
<i>I. dumosa</i>	81.61 ± 1.44
<i>C. argyrosperma</i>	8.00 ± 14.61
<i>Z. mays</i> var. morado	78.94 ± 6.94
<i>V. unguiculata</i> (inmaduro)	77.38 ± 4.50
<i>Z. mays</i> var. amarillo	70.16 ± 6.61
<i>M. paradisiaca</i> L. var. manzano	69.11 ± 25.16
<i>S. purpurea</i>	55.66 ± 35.16
<i>N. cochenillifera</i>	50.33 ± 4.88
<i>M. paradisiaca</i> (1)	50.16 ± 8.16
<i>S. edule</i>	38.22 ± 1.94
<i>A. esculentus</i>	24.94 ± 26.38
<i>M. paradisiaca</i> L. var. macho	22.72 ± 6.00
<i>M. paradisiaca</i> L. (2)	17.88 ± 3.94

Los mayores VCEAC mg/g extracto se encontraron en: *C. sinensis* var. nave 0.0065 ± 0.00002 > *C. paradisi* 0.0065 ± 0.0002 > *C. sinensis* var. valenciana 0.0065 ± 0.001 > *V. unguiculata* (seco) 0.0064 ± 0.00011 > *M. indica* 0.0064 ± 0.00009 > *M. paradisiaca* var. morado 0.0064 ± 0.00003 > *T. indica* 0.0063 ± 0.000017 > *C. indicus* 0.0063 ± 0.00011 > *G. niger* 0.0063 ± 0.00007 > *S. lycopersicum* 0.0063 ± 0.0006 > *C. papaya* 0.0063 ± 0.0004 > *E. americana* Mill.

0.0063 ± 0.000006 > *M. paradisiaca* var. melón 0.0063 ± 0.00004 > *M. paradisiaca* var. costillón 0.0062 ± 0.0007 > *C. annuum* var *glabriusculum* 0.0062 ± 0.00004 > *Z. mays* var. morado 0.0056 ± 0.0004 > *I. dumosa* 0.0058 ± 0.00008 (figura 18).

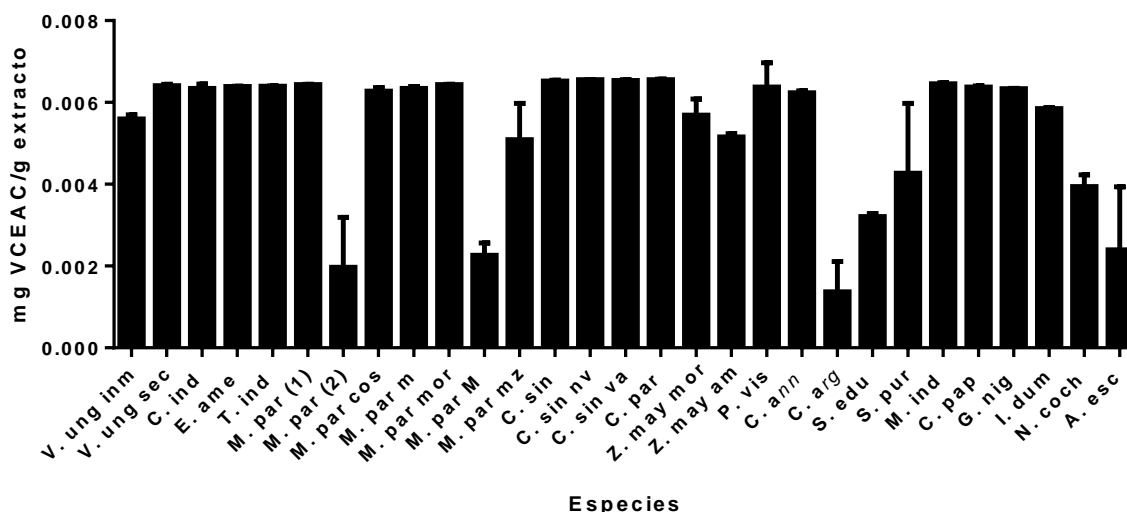


Figura 16. Concentración equivalente al ácido ascórbico (mg/g) en los extractos a los 60 min de lectura mediante DPPH.

8.4 Actividad antioxidante mediante el método FRAP

El análisis de los resultados mostró diferencias significativas ($p < 0.05$), entre las concentraciones VCEAC (mg/g de extracto), (figura 19). Así como un mayor porcentaje en la inhibición de radicales libres (cuadro 5) y las familias correspondientes de las especies con mayor VCEAC son las Rutaceae, Solanaceae, Cucurbitaceae, Rosaceae, Caricaceae y Convolvulaceae.

Cuadro 5. Porcentajes de inhibición del radical en presencia de la muestra a los 30 min por FRAP.

ESPECIE	% INHIBICIÓN
<i>C. annuum</i> var <i>glabriusculum</i>	520.36 ± 1.20
<i>S. purpurea</i>	520.00 ± 3.93

<i>C. sinensis</i> var. valenciana	516.57 ± 1.56
<i>C. sinensis</i>	515.22 ± 0.82
<i>C. papaya</i>	511.81 ± 0.59
<i>C. paradisi</i>	503.73 ± 2.11
<i>C. sinensis</i> var. nave	487.69 ± 23.32
<i>I. dumosa</i>	487.69 ± 6.72
<i>G. niger</i>	483.20 ± 5.79
<i>M. indica</i>	467.39 ± 1.98
<i>Z. mays</i> var. morado	437.77 ± 4.97
<i>T. indica</i>	151.60 ± 0.79
<i>E. americana</i>	147.85 ± 0.92
<i>V. unguiculata</i> (seco)	87.53 ± 0.09
<i>Z. mays</i> var. amarillo	85.33 ± 3.40
<i>C. indicus</i>	85.00 ± 1.67
<i>S. lycopersicum</i>	76.31 ± 1.72
<i>A. esculentus</i>	74.53 ± 2.73
<i>M. paradisiaca</i> var. macho	68.42 ± 1.47
<i>S. edule</i>	62.01 ± 2.20
<i>V. unguiculata</i> (inmaduro)	58.83 ± 5.68
<i>N. cochenillifera</i>	56.06 ± 5.20
<i>M. paradisiaca</i> var. manzano	50.00 ± 14.46
<i>M. paradisiaca</i> (1)	47.29 ± 1.32
<i>M. paradisiaca</i> var. morado	25.76 ± 6.06
<i>M. paradisiaca</i> var. melón	25.25 ± 0.12
<i>M. paradisiaca</i> (2)	9.12 ± 3.60
<i>M. paradisiaca</i> var. costillón	8.35 ± 5.39
<i>C. argyrosperma</i>	1.57 ± 0.87

Las especies con mayor VCEAC (mg /g extracto) fueron: *C. annuum* var. *glabriusculum* 0.023 ± 0.0004 > *S. purpurea* 0.023 ± 0.001 > *C. sinensis* var.

valenciana $0.022 \pm 0.0004 > C. sinensis (L.) 0.022 \pm 0.0002 > C. papaya 0.021 \pm 0.0001 > C. paradisi 0.019 \pm 0.0004 > C. sinensis var. nave 0.015 \pm 0.0004 > I. dumosa 0.015 \pm 0.0009 > G. niger 0.015 \pm 0.0009 > M. indica 0.012 \pm 0.0002 > Z. mays var. morado 0.0098 \pm 0.0004 > T. indica 0.0038 \pm 0.00008 > E. americana 0.0034 \pm 0.00008$ (figura 19).

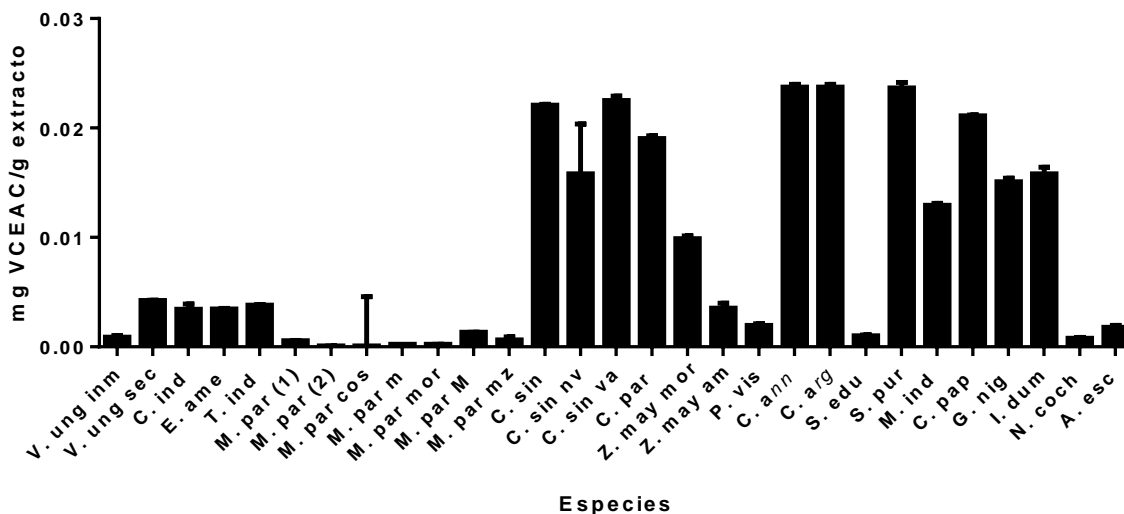


Figura 17 Concentración equivalente al ácido ascórbico (mg/g) en los extractos a los 30 min de lectura mediante FRAP.

8.5 Polifenoles totales

Los resultados obtenidos mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$), entre las concentraciones (mg GA/g de extracto). Se encontró que los extractos con mayor concentración equivalente a ácido gálico (mg GA/100g extracto) fueron: *S. purpurea* $3.88 \pm 0.28 > I. dumosa 3.52 \pm 0.69 > Z. mays$ var morado $1.77 \pm 0.16 > C. sinensis$ var. valenciana $1.13 \pm 0.14 > C. sinensis 1.10 \pm 0.35 > V. unguiculata$ (inmaduro) $0.86 \pm 0.31 > C. annum$ var. *glabriusculum* 0.99 ± 0.12 (figura 20). Las especies con mayor concentración equivalente al ácido gálico corresponden a las familias Rosaceae, Convolvulaceae y Poaceae.

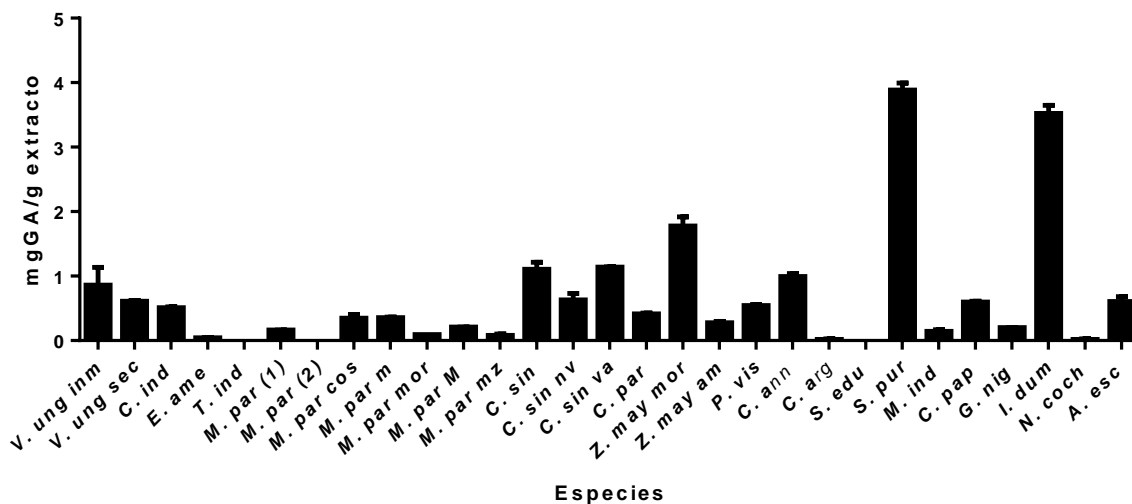


Figura 18 Concentración equivalente a mg de GA/100g extracto seco.

8.6 Flavonoides

Se observó que existen diferencias significativas ($p < 0.05$), entre las concentraciones (mg CAT/g). Las especies con mayor concentración equivalente a catequina fueron: *V. unguiculata* (inmaduro) $13.88 \pm 0.16 > N. cochenillifera$ $11.02 \pm 0.009 > C. annuum$ var *glabriusculum* $9.63 \pm 1.35 > E. americana$ Mill. $6.35 \pm 0.012 > S. lycopersicum$ $6.30 \pm 0.002 > S. purpurea$ 5.62 ± 0.015 (figura 21). Las especies con la concentración equivalente a catequina más altas, corresponden a las familias Fabaceae, Cactaceae y Solanaceae,

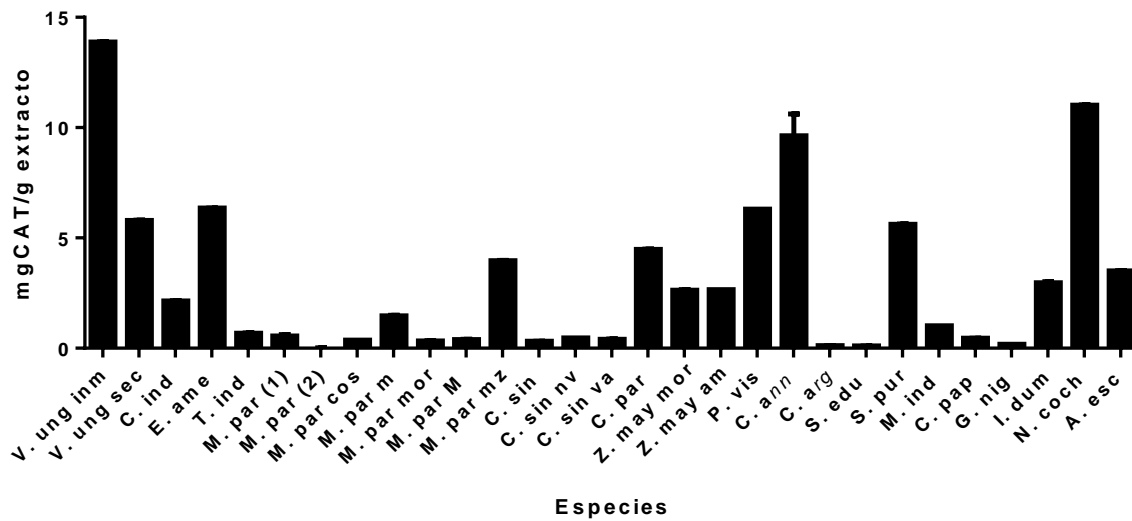


Figura 19. Concentración equivalente a mg de CAT/g extracto seco.

8.7 Correlación de Spearman

Se realizó una prueba de Spearman para conocer las correlaciones entre la actividad antioxidante total con polifenoles y flavonoides. Resultando una correlación positiva entre ABTS con polifenoles y FRAP con polifenoles (cuadro 6).

Cuadro 6. Correlación de Spearman.

	Polifenoles	Flavonoides
ABTS	0.488	-
DPPH	-	-
FRAP	0.641	-

9. DISCUSIÓN

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar la capacidad antioxidante total mediante tres métodos colorimétricos (ABTS, DPPH y FRAP) así como la evaluación del contenido total de polifenoles y de flavonoides de especies vegetales alimenticias que integran la dieta tradicional huasteca.

En las evaluaciones realizadas para conocer la capacidad antioxidante total y en las pruebas de polifenoles y de flavonoides, se encontró que las especies *Capsicum annuum* L var *glabriusculum* (chile), *Zea mays* var. morado (maíz) e *Ipomea dumosa* (suyo) fueron las especies con la mayor capacidad antioxidante en las tres pruebas antioxidantes, y además presentaron una alta concentración de polifenoles y flavonoides.

Para *Capsicum annuum* var *glabriusculum* (Solanaceae), está reportada una alta actividad antioxidante. Loizzo *et al.* (2015) comprobaron su capacidad de donar hidrógenos y estabilizar radicales mediante el método de DPPH. Lo cual coincide con los resultados obtenidos en el presente trabajo. De acuerdo con Hervert-Hernandez *et al.* (2010) la actividad antioxidante encontrada en *C. annuum* es atribuida al contenido de ácido ascórbico, de carotenoides, de capsaicina, compuestos fenólicos y flavonoides presentes en el fruto de ésta especie siendo la parte comestible y consumida por la gente. Está reportado de *C. annuum* para las variedades árbol, morita, chipotle y guajillo, actividad antioxidante de 82.3, 73.9, 80.6 y 63.9 μmol equivalente a trolox/g de extracto seco respectivamente para DPPH; así como un alto contenido de polifenoles con concentraciones de 2843.5, 2634.8, 2381.0 y 2325.4 mg GA/100 g de extracto seco respectivamente (Hervert-Hernández *et al.*, 2010), valores muy por encima con los obtenidos para *C. annuum* var. *glabriusculum*; sin embargo a las dosis encontradas se obtuvo una de las mejores actividades antioxidantes. Además de flavonoides y carotenoides, *C. annuum* es rica en vitamina C y E, así como de vitamina A (Materska y Perucka, 2005; Rodriguez-Maturino *et al.*, 2015), por lo que ésta especie es un recurso de compuestos con buena actividad antioxidante y con potencial alimento funcional incluido en la dieta tradicional huasteca.

El *Zea mays* (Poaceae), en los resultados analizados se observa que *Z. mays* var morado presentó un mayor porcentaje de inhibición del radical FRAP y ABTS, comparado con *Z. mays* var amarillo el cual presentó una baja inhibición en todas las pruebas. En los resultados obtenidos para polifenoles *Z. mays* var morado tuvo de las mayores concentraciones de las especies analizadas, así como de flavonoides, aunque estos valores se encuentran muy por debajo de acuerdo con Monroy *et al.* (2016) quienes reportaron actividad antioxidante de *Z. mays* morado en extracto etanólico de 37.5 µg trolox/ml mediante DPPH, así como también se reportó una concentración de 235 mg GA/g extracto seco para polifenoles y de 80 mg QE/g de extracto seco para flavonoides. Sin embargo, a las dosis encontradas en el presente trabajo se obtuvo una de las mejores actividades antioxidantes en las pruebas de FRAP y de ABTS. Los reportes sobre *Z. mays* indican que la especie contiene diversos metabolitos secundarios como compuestos fenólicos (ácidos fenólicos y flavonoides), carotenoides (β -caroteno) y antocianinas, a estos metabolitos se les ha atribuido una alta actividad antioxidante y antirradicalaria. El contenido de flavonoides, flavonas y carotenoides son los compuestos que contribuyen a la coloración de las variedades de *Z. mays* var. amarillo y morado, entre otras (Žilić *et al.*, 2012). Se reportó el efecto de la actividad antioxidante con *Z. mays* var. morado de antocianinas (pigmento que le brinda la coloración morada) en un modelo animal, encontrando que el consumo de maiz morado aumenta la actividad de la enzima superóxido dismutasa (SOD), así como el potencial de la actividad antioxidante presente en el plasma (Hosoda *et al.*, 2012). Por lo tanto, *Z. mays* var. morado es una especie alimenticia dentro de la dieta tradicional huasteca que puede ser considerada como potencial alimento funcional.

La especie *Ipomea dumosa* (Convolvulaceae) fue otra de las especies con mayor porcentaje de inhibición mediante los tres métodos. También tuvo una alta concentración de polifenoles y de flavonoides. No se tiene reportado actividad antioxidante para *I. dumosa*, sin embargo se encontraron reportados compuestos con actividad antioxidante por Mila-Arango (2013), en hojas de *Ipomea muricoides*

e *I. pauciflora* las cuales presentaron un contenido alto de taninos y flavonoides; así como de terpenoides y alcaloides. Debido a que especies de este género poseen una gran cantidad de metabolitos secundarios como alcaloides, ácidos fenólicos, flavonoides, terpenos, etc. (Díaz-Pontones, 2009). Las especies que se encuentran dentro de la familia Convolvulaceae han estado relacionadas con la historia y tradiciones de nuestro país desde la época prehispánica hasta la actualidad. *Ipomea dumosa* (“suyo” en tenek) es una de las plantas comestibles más consumidas en la comunidad de Toco y el presente trabajo encontró que fue una de las plantas con mejor capacidad antioxidante, por lo que *I. dumosa* además de aportar nutrimentos importantes a la dieta contribuye en antioxidantes, por lo que tiene potencial como alimento funcional.

Para estas tres especies se considera que su actividad antioxidante esta otorgada principalmente por los compuestos fenólicos y flavonoides en mayor proporción. En las especies restantes se considera que además del contenido de polifenoles y flavonoides existen otros compuestos que les confieren propiedades antioxidantes, pues algunas de ellas obtuvieron capacidad antioxidante alta en las pruebas colorimétricas ABTS, DPPH y FRAP; y a su vez concentraciones muy bajas de polifenoles o flavonoides.

De acuerdo con los resultados analizados se encontró que para la especie *Mangifera indica* (Anacardaceae), obtuvo un alto porcentaje de inhibición mediante los métodos FRAP y DPPH. Se conoce que *M. indica* es un alimento funcional que ha sido subestimado en la prevención de la salud, pues además de ser rico en nutrientes aporta compuestos con alta capacidad antioxidante como los compuestos fenólicos, flavonoides y provitaminas los cuales confieren un beneficio a la salud (Wall-Medrano *et al.*, 2015). *Mangifera indica* tiene un gran valor medicinal, mediante pruebas *in vitro* se ha demostrado que contiene taninos con propiedades antioxidantes y captadores de radicales libres (Geethashri *et al.*, 2014). De acuerdo con Abassi *et al.* (2015) en el mango variedad ataulfo se encontró una alta concentración de 22.06 mg de GA/100g extracto para polifenoles y 3.069 mg de Cat/100g extracto para flavonoides; éstas

concentraciones fueron más altas que las encontradas en el presente trabajo. Se ha encontrado que los ácidos fenólicos predominan en la pulpa de mango en estado maduro, los cuales desempeñan un papel importante en la neutralización de radicales libres. Sin embargo, diversos factores genéticos y ambientales como las condiciones del cultivo, estado de maduración del fruto, exposición a la luz, etc., modifican la cantidad de compuestos fitoquímicos presentes en el mango y por lo tanto su capacidad antioxidante (Sudheer-Kumar *et al.*, 2012).

Para la especie *Gonolobus niger* (Apocynaceae), los resultados muestran que obtuvo un alto porcentaje de inhibición del radical mediante los tres métodos; sin embargo mostró una baja concentración para polifenoles y flavonoides con 0.183 mg de Cat/100g extracto. Para esta especie no se encontró información relacionada con compuestos con actividad antioxidante, pero esta reportado para la flor de *Gonolobus barbatus* Kunth la presencia de monoterpenos, compuestos utilizados para atraer polinizadores, algunos de ellos con actividad antioxidante (Jürgens *et al.*, 2009). Es probable que éstos compuestos estén presentes en las semillas de *G. niger* y sean los responsables de la actividad antioxidante registrada.

De la especie *Nopalea cochenillifera* (Cactaceae), se obtuvo un bajo porcentaje de inhibición en DPPH y en FRAP; mientras que en la prueba de flavonoides obtuvo una concentración alta. Está reportado que los cladodios de *N. cochenillifera* son ricos en vitaminas, minerales y aminoácidos (Lim, 2012). Se ha reportado también la eficacia de *N. cochenillifera* como antidiabético en pacientes con diabetes tipo 2 (Andrade-Cetto *et al.*, 2000; Revilla-Monsalve *et al.*, 2002; Fabela-Illesca *et al.*, 2015), debido a la ingesta de flavonoides especialmente de myricetina y quercetina presentes en esta especie (Knekt *et al.*, 2002; Lim, 2012). Por lo que los flavonoides presentes en *N. cochenillifera* son los compuestos responsables de la actividad antioxidante registrada para ésta especie.

En *Carica papaya* (Caricaceae), se observó una capacidad alta en la inhibición del radical ABTS, DPPH y FRAP, las concentraciones encontradas son similares comparadas con los valores reportados por Nieto-Calvache *et al.* (2016),

para pulpa de *C. papaya* con concentraciones de 12 μmol trolox/100g de extracto seco para DPPH y 10.2 μmol trolox/g de extracto seco para FRAP. En el presente trabajo las concentraciones de polifenoles y flavonoides son bajas, comparadas con lo reportado para la piel de *C. papaya* en donde se obtuvo el mayor contenido de fenoles totales con una concentración de 1.24 mg GA/ g de extracto y en flavonoides con 0.63 mg QE/ g de extracto (Oboh *et al.* 2013). En el presente estudio la pulpa fue la parte analizada porque es la parte consumida por la población. Se han reportado también altas concentraciones de esteroides en *C. papaya* la cual es responsable del efecto hipoglucémico y hipolipidémico (Juárez-Rojop *et al.*, 2014). Otras especies de la misma familia como *C. pubescens* contienen un alto contenido de vitamina C de 31g por cada 100 gr de pulpa (Concha-Valencia *et al.*, 2002). De acuerdo con Núñez y Tene (2008) *C. pentagona* por cada 100 gr de pulpa aporta 14,52 mg de vitamina C, así como 43,21 mg de compuestos fenólicos, esto contribuye en la reducción del riesgo de enfermedades por estrés oxidativo. Por lo que los compuestos fenólicos así como la vitamina C son los compuestos responsables de la actividad antioxidante de *C. papaya*.

Cucurbita argyrosperma (Cucurbitaceae) tuvo capacidad antioxidante alta únicamente mediante ABTS, en las demás pruebas se obtuvieron valores muy bajos. *Cucurbita spp* presenta compuestos fenólicos, carotenoides y tocoferoles, algunos de ellos con actividad antioxidante (Veronezi y Jorge 2012). Perteneciente a la misma familia, *Sechium edule* tuvo valores bajos de inhibición antes los radicales utilizados. Sin embargo, se ha registrado un 60 % de inhibición del radical para esta especie mediante el método DPPH (Ordoñez *et al.*, 2006). La actividad antioxidante de *S. edule* puede deberse a la presencia de fenoles totales, flavonoides, carotenoides y ácido ascórbico (Loizzo *et al.*, 2016).

Dentro de la familia Fabaceae la especie *Cajanus indicus* presentó porcentajes altos de inhibición del radical por los tres métodos. Así como una concentración alta de flavonoides. Está documentado que *C. indicus* (lenteja de árbol o frijol gandul) posee flavonoides con propiedades bactericidas e

hipoglicemiante y las hojas de esta planta presentan efecto hepatoprotector atribuido a la proteína (43 kD) (Acosta de la Luz *et al.*, 2011).

Para la especie *Erythrina americana* (Fabaceae), se encontró una alta capacidad de inhibición mediante ABTS y FRAP. A pesar de no existir estudios sobre la capacidad de inhibición para algún radical, Sotelo *et al.* (2007) reportaron que las flores de esta especie tienen un alto contenido de alcaloides; sin embargo es la primera vez que se evalúa la actividad antioxidante de ésta especie consumida ampliamente en la dieta tradicional huasteca.

También perteneciente a las fabáceas, la especie *Tamarindus indica* utilizada en la medicina tradicional, presentó capacidad de inhibición alta mediante ABTS, DPPH y FRAP. Esta capacidad antioxidante puede ser atribuida principalmente al ácido tartárico (Razali *et al.*, 2015), ácido málico, potasio (Havinga *et al.*, 2010) y a compuestos polifenólicos, sobre todo procianidina, epicatequina y taninos poliméricos presentes en la pulpa (Kalra *et al.*, 2011). Las hojas de esta especie poseen alto contenido fenólico con actividad antioxidante (Al-Fatimi *et al.*, 2007), además de presentar propiedades antibacterianas, antimicrobianas, antivirales y antiinflamatorias (Bhadoriya *et al.*, 2011; Razali *et al.*, 2015), además que su consumo aumenta la biodisponibilidad del hierro en sangre (Tuntipopitat *et al.*, 2009).

Vigna unguiculata (Fabaceae), presentó en estado inmaduro un porcentaje de inhibición más alto para el método ABTS, así como mayor concentración de polifenoles y flavonoides. Estas concentraciones son muy similares con las reportadas para *V. radiata* y *V. angularis*, en polifenoles se reportan concentraciones de 29.58 mg GAE/g para *V. radiata* y de 54.45 mg GAE/g para *V. angularis*; y de flavonoides para *V. radiata* de 2.75 mg CE/g y para *V. angularis* de 6.81 mg CE/g (Luo *et al.*, 2016). En estado seco los resultados obtenidos en el presente trabajo presentaron porcentajes altos mediante DPPH y FRAP. Los valores obtenidos en porcentajes de inhibición del radical son muy similares con los reportados por Siddhuraju y Becker (2007) para dos variedades de *V. unguiculata*, la de semilla seca clara con el 83.6 % y la de semilla seca oscura con

el 68.2 %. En especies del mismo género *V. radiata* y *V. angularis* comúnmente conocidas como frijol 'mung' y 'adzuki' respectivamente, presenta mediante DPPH actividad antioxidante para frijol mung de 117.4 $\mu\text{mol TE/g}$ de extracto y para frijol adzuki de 560.4 $\mu\text{mol TE/g}$ de extracto; y mediante FRAP para el frijol mung una concentración de 5.15 mmol FE/100 g, seguido del frijol adzuki con 1.86 mmol FE/100 g). Se encontró también que contiene altas cantidades de minerales, vitaminas y aminoácidos, así como triterpenoides, saponinas, fitoesteroles, fenoles totales, flavonoides y proantocinidina, sustancia fenólica con una alta capacidad de captación de radicales libres (Luo *et al.*, 2016). Por lo que el frijol zarabando (*Vigna unguiculata*) especie ampliamente consumida en la dieta tradicional huasteca contiene compuestos que le confieren actividad antioxidante. La bioactividad reportada por la etnobotánica para especies de la familia Fabaceae se fundamenta en los diferentes mecanismos de los compuestos fenólicos (flavonoides, taninos, quinonas) presentes en diferentes especies de la familia, además del efecto sinérgico de metabolitos secundarios, lo que contribuye a explicar los usos etnofarmacológicos (Murillo *et al.*, 2007).

La semilla de *Abelmoschus esculentus* (Malvaceae) en su estado maduro presentó actividad antioxidante alta en FRAP; se ha reportado un porcentaje de entre 63 y 75 % de inhibición del radical DPPH con semillas de *A. esculentus* (Adelakun *et al.*, 2009; Adetuyi y Ibrahim, 2014) y una concentración de 900 mg AEAC/100 g de extracto seco en FRAP, en flavonoides se reportaron 38 mg QE/100 g de extracto seco y en polifenoles 185 mg GA/100 g extracto seco (Adetuyi y Ibrahim, 2014). La comparación entre las concentraciones para flavonoides varía pues esta reportada la concentración como equivalente a la quercetina en lugar de catequina, sin embargo el porcentaje de inhibición es muy similar con lo encontrado en el presente trabajo. En Turquía las semillas *A. esculentus* en estado maduro también son utilizadas como sustituto de café como en la huasteca potosina (Adelakun *et al.*, 2009). *Abelmoschus esculentus* está reportada como planta medicinal importante en la India, sus frutos son consumidos en estado inmaduro, y son ricos en vitaminas, calcio, potasio y otros minerales, la

semilla madura es rica en ácidos grasos insaturados (ácido linoleico) y con un alto contenido de proteína y presentan actividad antioxidante (Sathish-Kumar, 2013).

Especies de la familia Musaceae han sido utilizadas por grupos étnicos como alimento, forraje, fibra y medicina, los cuales tienen amplios conocimientos de etnobotánica (FAO, 2006). La composición fitoquímica del plátano (*Musa spp.*) depende del cultivar y factores abióticos como el clima y tipo de suelo. El plátano contiene altos niveles de potasio, vitamina A, C, E y K, β -carotenos y flavonoides como catequina (OGTR, 2008). De esta familia en el presente trabajo se analizaron siete variedades de *Musa paradisiaca*, las que presentaron un porcentaje de inhibición más alto fueron *M. paradisiaca* L. var. melón, costillón y morado; y las variedades macho y. manzano fueron las que obtuvieron un porcentaje bajo de inhibición del radical. Específicamente para las variedades analizadas no se encontraron reportes sobre evaluaciones de compuestos fitoquímicos con actividad antioxidante. Sin embargo, según lo reportado por Azizuddin *et al.* (2014) *M. acuminata* de origen pakistaní, presentó un porcentaje de inhibición más bajo ante el radical DPPH con un 67.27 % de inhibición. China *et al.* (2011) analizaron el contenido de polifenoles y flavonoides en flores de *Musa paradisiaca*, la variedad de kacha presentó en polifenoles 11.94 mg de equivalente de ácido gálico / g de peso seco y en flavonoides 0.174 g de equivalente de quercetina / g de peso seco. En el presente trabajo el plátano manzano fue la que presentó una concentración alta de flavonoides de 3.973 mg de Cat/100g extracto. Por lo que variedades de *M. paradisiaca* consumidas en la dieta tradicional huasteca son una buena fuente de compuestos antioxidantes.

Para *Spondias purpurea* (Rosaceae), está reportado que es una fruta rica en compuestos fenólicos, flavonoles y flavonoides los cuales poseen propiedades antioxidantes (Reis *et al.*, 2015). De acuerdo con el análisis de resultados esta especie presentó alta capacidad de inhibición del radical mediante el método ABTS y FRAP. Valores muy similares con los reportados para el extracto de *S. purpurea* de origen brasileiro, la cual inhibe el radical DPPH un 74.41 % (Silva *et al.*, 2016). En el estudio de Gregoris *et al.* (2013) se evaluó la actividad

antioxidante y el contenido de ácido ascórbico total de *S. purpurea* la cual presentó una alta actividad, sin embargo en la evaluación de ácido ascórbico total presentó un bajo contenido, por lo que no existe relación evidente entre la actividad antioxidante y el contenido de ácido ascórbico. Además los compuestos fenólicos presentes en *S. purpurea* han demostrado tener actividad fotoprotectora contra rayos UVB y UVA (Silva *et al.*, 2016).

Para *Citrus sinensis* (Rutaceae), se obtuvo para un alto porcentaje de inhibición en ABTS, DPPH y FRAP, para las tres variedades la capacidad para inhibir los radicales es muy similar; lo cual concuerda con Barreca *et al.* (2014) para *C. sinensis* en DPPH con $14.39 \pm 0.19 \mu\text{M}$ trolox/ g extracto, para FRAP de $4.8 \mu\text{M}$ trolox/ g extracto y mediante ABTS $14.30 \mu\text{M}$ trolox/ g extracto. En estudios recientes se ha registrado que los compuestos con actividad antioxidante presentes en *C. sinensis* son los mismos en sus diferentes variedades y cultivares como antocianinas, ácido ascórbico y ácido hidroxicinámico (Fallico *et al.*, 2016). En jugos de *C. sinensis* se reporta un alto contenido de ácidos fenólicos, flavonoides y vitamina C, así como también ácido linoleico (Letaief *et al.*, 2015). Lo anterior confirma la alta concentración de polifenoles en las variedades evaluadas en el presente trabajo.

De la misma familia la especie *Citrus paradisi* presentó altos porcentajes de inhibición frente al radical ABTS, DPPH y FRAP. En esta especie el contenido de flavonoides fue mayor que la concentración de polifenoles; pero éstos valores fueron bajos comparados con las concentraciones encontrados por Sayari *et al.* (2015) para polifenoles se reportó 11874 mg GA/g extracto y para flavonoides 79478.7 mg QE/ g extracto. Sin embargo a las concentraciones encontradas, *Citrus paradisi* tuvo muy buena actividad antioxidante en las tres pruebas. Además se han reportado, compuestos fenólicos entre los que destacan los flavonoides, y estos a su vez presentan propiedades antioxidantes y antiinflamatorias para esta especie (Khan *et al.*, 2016).

Perteneciente a la familia Solanaceae, *Solanum lycopersicum* presentó un alto porcentaje de inhibición mediante ABTS y DPPH con el 90.00 %. A pesar de

que la concentración de polifenoles fue baja, la concentración de flavonoides presentes en esta especie fue alta. Está documentado que los compuestos fenólicos de *S. lycopersicum* ofrecen protección antioxidante contra lesiones inducidas por radicales libres a las células (Kapoor y Dharmesh, 2016). Además de ser rico en vitaminas A y C, β -caroteno y licopeno compuestos con alta capacidad antioxidante. Estudios epidemiológicos sugieren que el consumo de jitomate reduce el riesgo de contraer enfermedades cardiovasculares y de adquirir cáncer de próstata, pulmón y estómago (Zapata *et al.*, 2007).

La capacidad inhibitoria del radical en los diferentes métodos (ABTS, DPPH Y FRAP) se debe a sustancias con capacidad antioxidante (Hernández-Ángel y Prieto-González, 1999). El grupo más extenso presente en los alimentos de origen vegetal son los compuestos fenólicos (Quiñones *et al.*, 2012), de los cuales se conoce que actúan como agentes reductores, donantes de hidrogeno, receptores de singuletes de oxígeno y en la quelación de metales (Sarker *et al.*, 2005). La influencia de la dieta en la prevención y tratamiento de enfermedades es cada vez más contundente, pues se ha ido respaldado con numerosos estudios analíticos (compuestos fitoquímicos), epidemiológicos (beneficios a la salud) y de intervención (dosis-efecto) (Wall-Medrano *et al.*, 2015). El creciente interés en las propiedades de los compuestos con capacidad antioxidante presentes en los alimentos, se debe a que estos son capaces de generar adaptaciones en nuestro organismo para favorecer o prevenir determinadas enfermedades crónicas u otras alteraciones (Hitters, 2005).

Los compuestos fenólicos son sintetizados como producto de su metabolismo secundario (Quiñones *et al.*, 2012). Estos presentan efectos positivos en la salud humana, pues capturan radicales libres y tienen actividad antimutagénica, anticarcinogénica, antimicrobiana y antiinflamatoria (Hernández-Ángel y Prieto-González, 1999; Marfil, 2008). Por lo que son compuestos de gran interés para el mantenimiento de la salud humana, debido a que estos no pueden ser sintetizados de forma endógena, por lo que se deben ingerir a través de la dieta (Martínez-Flórez *et al.*, 2002; Pilar, 2009).

Los flavonoides, constituyen la subclase de polifenoles con mayor abundancia dentro del reino vegetal (Tiwari, 2001; Quiñones *et al.*, 2012), especialmente en las frutas y hortalizas, aportan sabor y color; y no son sintetizados por el cuerpo humano ni producidos sintéticamente (Ochoa y Ayala, 2004). Los polifenoles y flavonoides son los principales antioxidantes adquiridos en la dieta humana pues se encuentran en grandes cantidades (Lotito y Frei, 2006).

En el cuerpo humano, la contribución de los flavonoides al sistema de defensa antioxidante puede ser sustancial ya que el consumo diario de flavonoides puede estar entre 50 y 800 mg; este consumo es alto comparado con el promedio del consumo de vitamina C (70 mg), vitamina E (10 mg) o carotenoides (2 mg) (Miranda, 2003). Sin embargo, Martínez-Flores (2002) menciona que el valor medio de ingesta de flavonoides se estima como 23 mg/día.

Debido a la amplia actividad farmacológica de los flavonoides, se han descrito efectos protectores en patologías tales como diabetes mellitus, cáncer, cardiopatías, infecciones víricas, úlcera estomacal y duodenal. Previenen la agregación plaquetaria e inducen la relajación muscular, así como también, presentan actividad antiinflamatoria, antiviral, antialérgica y antitrombótica (Martínez-Flórez *et al.*, 2002; Drago-Serrano *et al.*, 2006).

Las especies *Citrus sinensis* var. valenciana, *C. sinensis* var. nave, *C. sinensis* (L.) Osbeck y *C. paradisi*; pertenecientes a la familia Rutaceae; *Carica papaya* de la familia Caricaceae y *Capsicum annuum* de la Solanaceae, a pesar de presentar un contenido de compuestos fenólicos bajo, obtuvieron una alta capacidad antioxidante equivalente al ácido ascórbico mediante los tres métodos colorimétricos, la cual se atribuye al contenido de vitamina C presente en estas especies, propiedades que los ubican como alimentos funcionales. Los estudios *in vitro* sugieren que la vitamina C, ejerce un papel protector contra el daño oxidativo de los constituyentes celulares y las lipoproteínas circulantes. Las pruebas epidemiológicas son consistentes con un efecto protector de la vitamina C contra el cáncer de estómago, faringe y esófago. Además, se ha demostrado que el ácido

ascórbico es un aceptor de radicales muy efectivo frente a superóxido, peróxido de hidrógeno, hipoclorito, radical hidroxilo, radical peroxilo y oxígeno singulete (Zapata *et al.*, 2007).

Debido a la importancia de los compuestos con capacidad antioxidante en la prevención de enfermedades, es de suma importancia definir los factores que influyen en su distribución y contenido en las especies vegetales, pues diversos factores medioambientales y varietales pueden afectar el contenido de compuestos antioxidantes, debido a que la variación de las condiciones climáticas entre las diferentes estaciones influye significativamente en la producción, composición y concentración de compuestos con capacidad antioxidante (Tomás-Barberán, 2003; Zapata *et al.*, 2007).

Así como también es fundamental conocer la absorción y el metabolismo de los polifenoles en el organismo humano mediante estudios de biodisponibilidad *in vivo* (Tomás-Barberán, 2003). Debido a que por diversos factores como son: la estructura química, absorción, distribución y eliminación, existen diferencias de biodisponibilidad; así como también los constituyentes de la dieta y la matriz del alimento en que se encuentran también pueden tener un efecto relevante en su biodisponibilidad y metabolismo (Martínez-Flores *et al.*, 2002).

La biodisponibilidad de los polifenoles es muy variable entre individuos, debido a diferencias en la flora microbiana del colon, pues la mayoría de ellos se ven afectados por biotransformaciones ocasionadas por microorganismos presentes en el intestino grueso tras un proceso de fermentación bacteriana (Tomás-Barberán, 2003).

Es importante hacer estudios posteriores para conocer las formas bioactivas de los polifenoles *in vivo* y los metabolitos que se forman tras su degradación por la acción de enzimas y/o bacterias presentes en el colon, así como los mecanismos mediante los cuales estas sustancias pueden contribuir en la prevención de enfermedades crónicas degenerativas.

Actualmente, diversos problemas de salud están asociados a una calidad inadecuada de alimentos y a la falta de nutrientes y compuestos específicos en las

dietas. Sin embargo, al proponer especies vegetales alimenticias que integran la dieta tradicional de la huasteca potosina como alimentos funcionales, los compuestos con capacidad antioxidante influirán en las funciones fisiológicas específicas del cuerpo (FAO, 2011), proporcionando así beneficios para la salud, el bienestar y el rendimiento, más allá de la nutrición normal. Pues de acuerdo con Millone *et al.* (2011), los recursos fitogenéticos, como alimentos funcionales tienen un efecto benéfico en la salud y disminuyen el riesgo de sufrir enfermedades, cuando se consumen como parte de una dieta variada (FAO, 2011) debido a que ayudan a disminuir los efectos negativos del estrés oxidativo sobre el cuerpo humano (Delgado-Olivares, *et al.*, 2010).

Por ello, la necesidad de mejorar la calidad de la ingesta diaria con alimentos locales, que ofrezcan la posibilidad de mejorar la salud de la población (Domingo y López-Guzmán, 2014), y lograr una seguridad alimentaria nutricional, garantizando un estado de bienestar general que coadyuve al logro de su desarrollo (Fuster *et al.*, 2013).

Los recursos fitogenéticos para la alimentación, como componente integral de la biodiversidad agrícola, tienen una función cada vez más importante en la seguridad alimentaria y en el desarrollo económico mundial, debido a que estos recursos son esenciales para intensificar la producción agrícola sostenible y para asegurar el medio de subsistencia de una gran proporción de mujeres y hombres que dependen de la agricultura (FAO, 2011), así como también para lograr una diversidad nutricional en las dietas, las cuales son importantes para la salud y el desarrollo humano (CGRFA, 2016).

Los recursos fitogenéticos brindan la mayoría de los nutrientes en gran parte de las dietas humanas en el mundo, pues las plantas son ricas en distintos componentes dietarios, cuya combinación resalta los efectos a favor de la salud de una dieta diversificada (FAO, 2011).

Existe una cantidad relativamente reducida de investigación para los cultivos menos utilizados y las especies cosechadas en ámbito silvestre, incluso cuando tienen gran importancia a nivel local. Estos cultivos suelen tener importantes

propiedades nutricionales, de gusto y pueden crecer en ambientes donde otros cultivos no pueden hacerlo. Por lo que es necesaria una sensibilización pública con respecto a la importancia de los cultivos de especies marginadas o infrautilizadas, como las frutas y vegetales tradicionales, para asegurar una amplia diversidad de plantas que incluyen sus variedades silvestres, con la finalidad de afrontar los retos del cambio climático y la inseguridad alimentaria (FAO, 2011).

10. CONCLUSIÓN

El consumo diario de una dieta con propiedades antioxidantes enfocado en la prevención de diversas enfermedades, logra un aumento en la esperanza y calidad de vida de las personas. Debido a que los efectos de los radicales libres sobre la salud humana son contrarrestados a través de la ingesta de antioxidantes presentes en la dieta.

Dentro de las plantas consumidas en la dieta tradicionales huasteca se encontraron especies con importante actividad antioxidante que pueden ser considerados como alimentos funcionales, entre los que se encuentran el suyo, el chile, y el maíz. Con base en la información generada se recomienda el consumo de las especies *I. dumosa*, *Z. mays* var. morado y *C. annuum* var *glabriusculum* las cuales presentaron una mayor capacidad antioxidante, así como con mayor concentración de polifenoles y flavonoides. Así como también, las especies *C. sinensis* var. valenciana, *C. sinensis* var. nave, *C. sinensis*, *C. paradisi*, *C. papaya* y *C. annuum* las cuales obtuvieron una alta capacidad antioxidante atribuida principalmente a la vitamina C.

Estos recursos fitogenéticos son alimentos locales que ofrecen la posibilidad de mejorar la salud de la población; por lo cual, se proponen como alimentos funcionales, pues los resultados obtenidos en el presente trabajo muestran que los polifenoles y flavonoides con actividad antioxidante tienen un efecto benéfico en la salud.

11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta de la Luz, C .L., Milanés Figueredo M., Rodríguez Ferradá C., Hechevarría Sosa I., Ramos Gálvez R. (2011). Agricultural practice for cultivation of *Cajanus indicus* Spreng (gandul) for therapeutic purposes. *Revista Cubana de Plantas Medicinales* 16(3):296-303.
- Adelakun, O. E., Oyelade O. J., Ade-Omowaye B. I. O., Adeyemi I. A. y Van de Venter M. (2009). Chemical composition and the antioxidative properties of Nigerian Okra Seed (*Abelmoschus esculentus* Moench) Flour. *Food and Chemical Toxicology* 47 (2009) 1123–1126.
- Adetuyi, F. O. e Ibrahim T. A. (2014). Effect of Fermentation Time on the Phenolic, Flavonoid and Vitamin C Contents and Antioxidant Activities of Okra (*Abelmoschus esculentus*) Seeds. *Official Journal of Nigerian Institute of Food Science and Technology* 32(2):128 – 137.
- Agbor, G. A., Oben J. E., Ngogang J. Y., Xinxing C., Vinson J. A. (2005). Antioxidant Capacity of Some Herbs/Spices from Cameroon: A Comparative Study of Two Methods. *Journal of Agricultural Food Chemistry* 53(17):6819-24.
- Andrade-Cetto, A., Wiedenfeld H., Revilla-Monsalve M. C. e Islas A. S. (2000). Efecto hipoglucemiante de *Equisetum myriochaetum* partes aéreas en ratas diabéticas. *Diario de Etnofarmacología* 72:129-133.
- Avello, M. y Suwalsky M. (2006). “Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección”. *Atenea* 2(494):161-172.
- Azizuddin., Ghafoor S., Qadeer A., Makhmoor T. and Mahmood T. (2014). Evaluation of Physico-Chemical and Antioxidant Properties in Different Varieties of Banana (*Musa acuminata*), Indigenous to Pakistan. *Journal of The Chemical Society Of Pakistan* 36(6).
- Barreca, D., Bellocco E., Leuzzi U., Gattuso G. (2014). Dipartimento di First evidence of C- and O-glycosyl flavone in blood orange (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck) juice and their influence on antioxidant properties. *Food Chemistry* 149:244–252.

- Bertrán, M. (2010). Acercamiento antropológico de la alimentación y salud en México. *Saúde Coletiva* 20(2):387-411.
- Bhadoriya, S. S., Ganeshpurkar A., Narwaria J., Rai G. y Jain A. P. (2011). *Tamarindus indica*: extent of explored potential. *Pharmacognosy Review* 5(9):73–81.
- Bhadoriya, S. S., Mishra V., Raut S., Ganeshpurkar A. y Jain S. K. (2012). Anti-inflammatory and antinociceptive activities of a hydroethanolic extract of *Tamarindus indica* leaves. *Scientia Pharmaceutica* 80(3):685–700.
- Blades, M. (2000). Functional foods or Nutraceuticals. *Nutrition & Food Science* 30:73-75.
- Charalampopoulos, D., Wang R., Pandiella S. S. (2002). Webb C. Application of cereals and cereal components in functional foods: A review. *International Journal of Food Microbiology* 79: 131-141.
- China, R., Dutta S., Sen S., Chakrabarti R., Bhowmik D., Ghosh S. and Dha P. (2011). In vitro Antioxidant Activity of Different Cultivars of Banana Flower (*Musa paradiscus* L.) Extracts Available in India. *Journal of Food Science* 76(9).
- Comisión de Recursos Genéticos para la Alimentación y la Agricultura (CGRFA) (2016). Biodiversidad para la seguridad alimentaria y la nutrición. Obtenido de: <http://www.fao.org/nr/cgrfa/cgrfa-home/es/> el 11 de Junio.
- Concha-Valencia, J., Guevara Pérez A., Araujo Vargas M. (2002). Obtención de polvo de papaya de monte (*Carica Pubescens*) por atomización. *INGENIERÍA UC* 9(1).
- Cruz, G. J. A., Salas C. R. y Valadez B. R. (2012) Relación Flavonoides Totales-Actividad Antidiabética (In Vitro por difusión de Glucosa) en extractos de *Colubrina Elliptica*. Tesis para obtener el título de Ingeniero en Alimentos. Universidad Tecnológica de la Mixteca.
- Day, L., Seymour R. B., Pitts K. F., Konczak I., Lundin L. (2009). Incorporation of functional ingredients into foods. *Trends in Food Science & Technology* 20:388-395.

- Delgado-Olivares, L., Betanzos-Cabrera, G. y Sumaya-Martínez, M. T. (2010). Importancia de los antioxidantes dietarios en la disminución del estrés oxidativo. *Investigación y Ciencia* 50:10-15.
- Díaz-Pontones, D. M. (2009). *Ipomea*: un género con tradición. *ContactoS* 73:36-44.
- Diplock, A. T., Aggett P. J., Ashwell M., Borneo F., Fern E. B., Roberfroid M. B. (1999). Scientific concepts of functional foods in Europe: Consensus document. *British Journal of Nutrition* 81: S1-S27.
- Djeridane, A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P. y Vidal N. (2006). Antioxidant activity of some algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry* 97(4):654–660.
- Domingo, B. M. y López-Guzman J. (2014). La “medicalización” de los alimentos. *Persona y Bioética* 18(2):170-183.
- Doyon, M. y Labrecque, J. A. (2008). Functional foods: A conceptual definition. *British Food Journal* 110: 1133-1149.
- Drago-Serrano, M. E., López- López M. y Sainz-Espuñes T. R. (2006). Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. *Revista Mexicana de Ciencias Farmaceuticas* 37(004):58-68.
- Fabela-Illescas, H. E., Ávila-Domínguez R., Hernández-Pacheco A., Ariza Ortega J. A. y Betanzos-Cabrera G. (2015). Efecto de una bebida a base de nopal (*Nopalea cochenillifera* (L) Salm-dyck) en pacientes de una población rural de Hidalgo, México; ensayo clínico piloto. *Nutrición Hospitalaria* 32(6):2710-2714.
- Fallico, B., Ballistreri G., Arena E., Brighina S., Rapisarda P. (2016). Bioactive compounds in blood oranges (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck): Level and intake. *Food Chemistry* 215:67-75.
- Fett, R., Kuskoski E. M., Asuero A. G., García-Parilla M. C. y Troncoso A. M. (2004). Actividad Antioxidante de Pigmentos Antociánicos. *Ciencia y Tecnología de Alimentos* 24(4): 691-693.

- Finkel, T. y Holbrook N.J. (2000). Oxidants, oxidative stress and the biology of ageing. *Nature* 408:23-247.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2014). Panorama de la Seguridad Alimentaria y Nutricional en America Latina y el Caribe. E-ISBN 978-92-5-308527-9 (PDF).
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2011). El segundo informe sobre: El estado de los recursos fitogenéticos para la alimentación y la agricultura en el mundo. Comisión de recursos genéticos para la alimentación y la agricultura organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2007). Conferencia Internacional sobre Agricultura Orgánica y Seguridad Alimentaria, obtenido de: <http://www.fao.org/organicag/oa-specialfeatures/oa-foodsecurity/es/> en Julio 2015.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (2006). Farmers' knowledge of wild musa in india. Roma, Italia.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2006). Food Security, Obtenido de: <http://www.fao.org/forestry/13128-0e6f36f27e0091055bec28ebe830f46b3.pdf> el 17 de Junio de 2015.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2011). El segundo informe sobre: El estado de los recursos fitogenéticos para la alimentación y la agricultura en el mundo. Comisión de recursos genéticos para la alimentación y la agricultura organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación. Roma, Italia.
- Fondo Internacional de Desarrollo Agrícola (FIDA) (2012). Los pueblos indígenas: valorar, respetar y apoyar la diversidad, obtenido de: <http://www.ifad.org/pub/factsheet/ip/s.pdf> en Julio 2015.
- Foro Mundial sobre Soberanía Alimentaria (FMSA), declaración final (2001), Por el derecho de los pueblos a producir, a alimentarse y a ejercer su soberanía alimentaria, Obtenido de: <http://www.crupy->

uach.org.mx/img/biblioteca/doc/2720a1b3574f1f483237b2676c52172e.pdf

en junio 2016.

- Fuentes, P. E., Camorlinga Ponce M. y Maldonado Bernal C. (2009). Infección, inflamación y cáncer gástrico. *Salud pública México* 51(5):427-433.
- Fuster, M., Messer E., Palma P., Deman H. y Bermudez O. I. (2013). ¿Se considera la alimentación saludable parte de la seguridad alimentaria y nutricional?: perspectivas desde comunidades pobres de El Salvador. *Perspectivas en Nutrición Humana* 16(1):11-24.
- Geronikaki, A. A. y Gavalas A. M. (2006). Antioxidants and Inflammatory Disease: Synthetic and Natural Antioxidants with Anti-Inflammatory Activity. *Combinatorial Chemistry & High Throughput Screening* 9:425-442.
- Gracia, M. (2007). Comer bien, comer mal: la medicalización del comportamiento alimentario. *Salud Pública México* 49(3): 236-241.
- Gray, J., Armstrong G., Farley H. (2003). Opportunities and constraints in functional food market. *Nutrition & Food Science* 33: 213-218.
- Gregoris, E., Pereira-Lima G., Mariangela-Bertelle S., Sicari M. y Stevanato R. (2013). Antioxidant Properties of Brazilian Tropical Fruits by Correlation between Different Assays. *Biomedical Research International* 13:27-59.
- Havinga, R. M., Hartl A., Putscher J., Prehler S., Buchmann C. y Vogl C. R. (2010). *Tamarindus indica* L. (Fabaceae): patterns of use in traditional African medicine. *Journal of Ethnopharmacology* 127(3):573–588.
- Hernández-Ángel, M. y Prieto-González E. A. (1999). Plantas que contienen polifenoles. Antioxidantes dentro del estilo de vida. *Revista Cubana de Investigación Biomédica* 18(1):12-4.
- Hervert-Hernandez, D., Sayago-Ayerdi S. G. y Gon I. (2010). Bioactive Compounds of Four Hot Pepper Varieties (*Capsicum annuum* L.), Antioxidant Capacity, and Intestinal Bioaccessibility. *Journal Agriculture of Food Chemical* 58:3399–3406.

- Heywood, V. H. (2011). Ethnopharmacology, food production, nutrition and biodiversity conservation: Towards a sustainable future for indigenous peoples. *Journal of Ethnopharmacology* 137:1-15.
- Hitters, G. (2005). Alimentos funcionales: el uso de fitoesteroles como una forma natural de reducir el colesterol. *Cuadernos del CEAgro* 7(1):75-76.
- Hosoda, K., Miyaji M., Matsuyama H., Haga S., Ishizaki H. y Nonaka K. (2012). Effect of supplementation of purple pigment from anthocyanin-rich corn (*Zea mays* L.) on blood antioxidant activity and oxidation resistance in sheep. *Livestock Science* 145:266–270.
- Huerta, J. M., Ortega Cerrilla M. E., Cobos Peralta M., Herrera Haro J. G., Díaz Cruz A. y Guinzberg Perrusquía R. (2005). Estrés oxidativo y el uso de antioxidantes en animales domésticos. *INCI* 30(12):728-734.
- Huggett, A. C., Schliter B. (1996). Research needs for establishing the safety of functional foods. *Nutrition Reviews* 54: S143-S148.
- Hunot, S. y Hirsch E. C. (2003). Neuroinflammatory processes in Parkinson's disease. *Annual of Neurology* 53(3):549-60.
- Jiaqiang, L., Weixi C., Tong W., Baojun X. (2016). Phytochemical distribution in hull and cotyledon of adzuki bean (*Vigna angularis* L.) and mung bean (*Vigna radiate* L.), and their contribution to antioxidant, anti-inflammatory and anti-diabetic activities. *Food Chemistry* 201: 350–360.
- Juárez-Rojop, I. E., Tovilla-Zárate C. A., Aguilar-Domínguez D. E., Roa-de la Fuente L. F., Lobato-García C. E., Blé-Castillo J. L., López-Meraz L., Díaz-Zagoya J. C. y Bermúdez-Ocaña D. Y. (2014). Phytochemical screening and hypoglycemic activity of *Carica papaya* leaf in streptozotocin-induced diabetic rats. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 24: 341-347.
- Jürgens, A., Dötterl S., Liede-Schumann S. y Meve U. (2009). Chemical diversity of floral volatiles in *Asclepiadoideae-Asclepiadeae* (Apocynaceae). *Biochemical Systematics and Ecology* 36:842–852.

- Kalra, P., Sharma S., Suman y Kumar S. (2011). Antiulcer effect of the methanolic extract of *Tamarindus indica* seeds in different experimental models. *Journal of Pharmacy And Bioallied Sciences* 3(2):236–241.
- Kaur, S. y Das M. (2011). Functional Foods: an overview. *Food Science Biotechnology* 20(4):861-875.
- Kapoor, S. y Dharmesh S. M. (2016). Physiologically induced changes in bound phenolics and antioxidants, DNA/cytoprotective potentials in pectic poly/oligosaccharides of tomato (*Solanum lycopersicum*). *Journal and the science of food and agricultura* 96(15):4874-4884.
- Khan, R. A., Mallick N., Feroz Z. (2016). Anti-inflammatory effects of *Citrus sinensis* L., *Citrus paradisi* L. and their combinations. *Pakistan Journal Pharmaceutical and Sciences* (3):843-52.
- Knekt, P., Kumpulainen J., Järvinen R., Rissanen H., Heliövaara M., Reunanen A., Hakulinen T. y Aromaa A. (2002). La ingesta de flavonoides y el riesgo de enfermedades crónicas. *American Journal of Clinical Nutrition* 76:560-568.
- Korver, O. (1997). 'Healthy' developments in the food industry. *Cancer Letters* 114: 19-23.
- Kruger, C. L., Mann S. W. (2003). Safety evaluation of functional ingredients. *Food and Chemical Toxicology* 41: 793-805.
- Lim, T.K. (2012). Edible Medicinal and Non-Medicinal Plants: Volume 1, Fruits, New Delhi, India. Springer Science Business Media B.V.
- Loizzo, M. R., Pugliese A., Bonesi M., Menichini F., Tundis R. (2015). Evaluation of chemical profile and antioxidant activity of twenty cultivars from *Capsicum annum*, *Capsicum baccatum*, *Capsicum chacoense* and *Capsicum chinense*: A comparison between fresh and processed peppers. *Food Science and Technology* 64:623-631
- Loizzo, M. R., Bonesi M., Menichini F., Tenuta M. C., Leporini M. y Tundis R. (2016). Antioxidant and Carbohydrate-Hydrolysing Enzymes Potential of *Sechium edule* (Jacq.) Swartz (Cucurbitaceae) Peel, Leaves and Pulp Fresh and Processed. *Plant Foods for Human Nutrition* 1:1-7.

- Lotito, S. and Frej, B. (2006). Consumption of flavonoid-rich foods and increased plasma antioxidant capacity in humans: cause, consequence, or epiphenomenon? *Free radical biology & medicine* 41(12):1727-1746.
- Lugato, D., Simaño M. J., Garcia R., Mansur E. y Pacheco G. (2014). Determination of antioxidant activity and phenolic content of extracts from in vivo plants and in vitro materials of *Passiflora alata* Curtis. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)* 118:339–346.
- Manikandan, R., Ravishankar B. y Veena Shetty A. (2015). In vitro antimicrobial and cytotoxic effects of *Anacardium occidentale* and *Mangifera indica* in oral care Geethashri Anand. *Journal of Pharmacy and Bioallied Sciences* 7(1).
- Marfil, N., R. (2008). Parámetros de calidad y componentes con interés nutricional del aceite de Argán, Tesis de doctorado, Universidad de Granada.
- Martínez-Flórez, S., González-Gallego J., Culebras J. M. y Tuñón M.^a J., (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición. Hospitalaria XVII* (6) 271-278.
- Martínez-Vásquez, J. B. (2007) “Evaluación de la actividad antioxidante de extractos orgánicos de semillas de *Heliolepis terebinthinaceus*”, Tesis para obtención de Ingeniero en alimentos, Universidad Tecnológica de la Mixteca.
- Materska, M. y Perucka I. (2005). Antioxidant Activity of the Main Phenolic Compounds Isolated from Hot Pepper Fruit (*Capsicum annuum* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53:1750-1756.
- Mehmood Abbasi, A., Guo X., Fu X., Zhou L., Chen Y., Zhu Y., Yan H. y Hai Liu R. (2015). Comparative Assessment of Phenolic Content and in Vitro Antioxidant Capacity in the Pulp and Peel of Mango Cultivars. *International Journal of Molecular Sciences* (1):13507-13527.
- Meléndez, T. J. M. y Cañez F. G. M. (2010). La cocina tradicional regional como un elemento de identidad y desarrollo local. El caso de San Pedro El Saucito, Sonora, México. Estudios sociales Número especial.

- Mendivil, C.O., Sierra I.D., Pérez C.E., y Hernández Abad B. (2002). Antioxidantes y enfermedad vascular, Unidad de Lípidos y Diabetes. *Clínica e Investigación en Arteriosclerosis* 14(1):26-40.
- Mila Arango, R. (2013). Identificación de dos spp de *Ipomea* y evaluación in vitro del extracto metanólico como problema de intoxicación en cabras. Tesis como requisito parcial para el grado de Maestro en Ciencias. Colegio de postgraduados Estado de México.
- Milián, J. M. D. (2015). Recursos fitogenéticos, Instituto de Investigaciones de Viandas Tropicales (INIVIT), Obtenido de: http://www.ecured.cu/index.php/Recursos_fitogen%C3%A9ticos el 17 de Junio de 2015.
- Millone, M. V., Olagnero G. F. y Santana E. C. (2011). Alimentos funcionales: análisis de la recomendación en la práctica diaria. *Diaeta* 29(134):7-15.
- Miranda, C. (2003). Antioxidant Activities of Flavonoids [online]. Department of Environmental and Molecular Toxicology Oregon State University. Obtenido de <http://lpi.oregonstate.edu/f-w00/flavonoid.html> en Mayo 2015.
- Monroya, Y. M., Rodney A. F., Rodrigues B., Sartorattob A. y Cabrala F. A. (2016) Extraction of bioactive compounds from cob and pericarp of purplecorn (*Zea mays* L.) by sequential extraction in fixed bed extractor using supercritical CO₂, ethanol, and water as solvents. *The Journal of Supercritical Fluids* 107:250–259.
- Murillo, E., Lombo, O., Tique, M. y Méndez J. J. (2007). Potencial Antioxidante de *Bauhinia Kalbreyeri* Harms (FABACEAE). *Información Tecnológica* 18(6):65-74.
- Muñoz, S. J. L. (2009). Defensas antioxidantes endógenas, pp. 93-115, en Los antioxidantes y las enfermedades crónico degenerativas, Tomo I, Morales G., J. A., Primera Edición, México.
- Nieto-Calvache, J., Cueto M., Farroni A., de Escalada-Pla M. y Gerschenson L. N. (2016). Antioxidant characterization of new dietary fiber concentrates from

- papaya pulp and peel (*Carica papaya* L.). *Journal of Functional Foods* 27:319–328.
- Noonan, P. W., Noonan C. (2004). Legal requirements for “functional food” claims. *Toxicology Letters* 150:19-24.
- Núñez, A. D., Tene T. Á. (2008). “OPTIMIZACIÓN DEL PROCESO DE ELABORACIÓN DE PULPA DE BABACO (*Carica pentagona*), CON INCORPORACIÓN DE CORTEZA MAXIMIZANDO LA RETENCIÓN DE ÁCIDO ASCÓRBICO”. Tesis para la obtención de Ingeniero en Industrias Agropecuarias. Universidad Técnica Particular de Loja.
- Nurhanani, R., Azlina A. A., Chor Y. L. y Junit S. M. (2015). La investigación sobre los efectos de antioxidante rico en extracto de *Tamarindus indica* la hoja de actividades antioxidantes enzimáticas, el estrés oxidativo y los perfiles de expresión de genes en células HepG₂. *Journal Peer* 3:1292.
- Oboh, G., Olabiyi A. A. and Akinyemi A. J. (2013). Inhibitory effect of aqueous extract of different parts of unripe pawpaw (*Carica papaya*) fruit on Fe₂₊-induced oxidative stress in rat pancreas in vitro. *Pharmaceutical and biology* 51(9):1165-74.
- Ochoa M. C. I. y Ayala A. A. A. (2004). Los Flavonoides: Apuntes Generales y su Aplicación en la Industria de Alimentos. *Ingeniería y competitividad* 6(2):3-13.
- Office of the Gene Technology Regulator OGTR (2008). The Biology of *Musa* L. (banana), Department Of Health and Ageing. Australian Government.
- Ordoñez, A. A. L., Gomez J.D., Vattuone M. A. y Isla M.I. (2006). Antioxidant activities of *Sechium edule* (Jacq.) Swartz extracts. *Food Chemistry* 97:452–458.
- Pérez I. O., Nazar B. A, Salvatierra I. B., Pérez-Gil R. S. E., Rodríguez L., Castillo B. M. T. y Mariaca M. R. (2011). Frecuencia del consumo de alimentos industrializados modernos en la dieta habitual de comunidades mayas de Yucatán, México. *Estudios sociales* 20(39):157-181.

- Pilar A. M. (2009). Determinación de la Actividad Antioxidante de las Bayas de Goji, BIO-ENER S.L., Tesis para obtención de Ingeniería agroalimentaria y del medio rural. Consorci Escola Industrial de Barcelona.
- Puig, H. (1991). Vegetación de la Huasteca, México. Estudio fitogeográfico y ecológico. 1° Edición, editorial ORSTOM y CEMCA, México, Veracruz, pp.58-67.
- Quintanar-Escorza, M. A. y Calderón-Salinas, J. V. (2009). La capacidad antioxidante total. Bases y aplicaciones. *Revista de Educación Bioquímica* 28(3):89-101.
- Quiñones, M., Miguel M. y Aleixandre A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria* 27(1):76-89.
- Reis, L. C., Carneiro L. M., Branco C. R., Branco A. (2015). Comparison of Conventional Microwave and Focused Microwave-assisted Extraction to Enhance the Efficiency of the Extraction of Antioxidant Flavonols from Jocote Pomace (*Spondias purpurea* L.). *Plant Foods Human Nutrition* 70(2):160-9.
- Revilla Monsalve, M. C., Andrade-Cetto A., Islas-Andrade S. y Wiedenfeld H. (2002). Efecto hipoglucemiante de *Equisetum myriochaetum* partes aéreas en pacientes diabéticos tipo 2. *Diario de Etnofarmacología* 81:117-120.
- Rodriguez-Maturino, A., Troncoso-Rojas R., Sánchez Estrada A., González-Mendoza D., Ruiz-Sanchez E., Zamora-Bustillos R., Ceceña-Durana C., Grimaldo-Juarez O. y Aviles-Marin M. (2015). Efecto antifúngico de extractos fenólicos y de carotenoides de chiltepín (*Capsicum annum* var. *glabriusculum*) en *Alternaria alternata* y *Fusarium oxysporum*. *Revista Argentina de Microbiología* 47(1):72-77.
- Saher, M., Arvola A., Lindeman M., Lähteenmäki L. (2004). Impressions of functional food consumers. *Appetite* 42: 79-89.
- Sarker S. D., Nahar L., Rahman M. M., Siakalima M., Middleton M., Byres M., Kumarasamy Y. y Murphy E. (2005) Bioactivity of umbelliprenin, the major

- component found in the seeds of *Angelica sylvestris*. *Ars Pharmaceutica* 46 (1): 35-41.
- Sathish Kumar, D., Eswar Tony D., Praveen Kumar A., Ashok Kumar K., Srinivasa Rao D. B., Nadendla R. (2013). A review on: *Abelmoschus Esculentus* (Okra). *International Research Journal of Pharmaceutical and Applied Sciences* 3(4):129-132.
- Sayari, N, Sila A., Balti R., Abid E., Hajlaoui K., Nasri M., Bougatef A., Antioxidant and antibacterial properties of *Citrus paradisi* barks extracts during turkey sausage formulation and storage. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology* 4:616–623.
- Shahidi, F. (2009). Nutraceuticals and functional foods: Whole versus processed foods. *Trends in Food Science & Technology* 20: 376-387.
- Siddhuraju, P. y Becker K. (2007). The antioxidant and free radical scavenging activities of processed cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) seed extracts. *Food Chemistry* 101:10–19.
- Silva, R. V., Costa C. C. S., Branco R. C. C., Branco A. (2016). In vitro photoprotective activity of the *Spondias purpurea* L. peel crude extract and its incorporation in a pharmaceutical formulation. *Industrial Crops and Products* 83:509–514.
- Sotelo, A., López-García S., Basurto-Peña F. (2007). Content of nutrient and antinutrient in edible flowers of wild plants in Mexico. *Plant Foods Human Nutrition* 62(3):133-139.
- Stadlmayr, B., Nilsson E., Mouille B., Medhammar E., Burlingame B., Charrondiere U. R. (2011). Nutrition indicator for biodiversity on food composition - A report on the progress of data availability. *Journal of Food Composition and Analysis* 24:692-698.
- Sudheer Kumar, Y., Varakumar S. y Reddy O.V.S. (2012). Evaluación de las propiedades antioxidantes y sensoriales de vino de mango (*Mangifera indica* L.). *Journal of Food* 10(1):12–20.

- Tiwari, A. (2001). Imbalance in antioxidant defence human diseases: Multiple approach of natural antioxidant therapy. *Current Science* 81(9):1179-1187.
- Thomas, P. R., Earl R. (1994). Opportunities in the Nutrition and Food Sciences: Research Challenges and the Next Generation of Investigators. National Academy Press, Washington, DC, USA. pp.98-142.
- Toledo, A. y Burlingame B. (2006). Biodiversity and nutrition: A common path toward global food security and sustainable development. *Journal of Food Composition and Analysis* 19:477-483.
- Tomás-Barberán, F. A. (2003). Los polifenoles de los alimentos y la salud. *Alimentación, nutrición y salud* 10(2):41-53.
- Torres, M., Mendoza N., Giménez J., Papale J. F., Suárez R. y Rodríguez Z. (2008). Nutrición, base de desarrollo sustentable para el municipio Andrés Eloy Blanco del estado Lara. *Anales Venezolanos de Nutrición* 21(2):101-109.
- Tuntipopipat, S., Zeder C., Siriprapa P. y Charoenkiatkul S. (2009). Inhibitory effects of spices and herbs on iron availability. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 60(1):43-55.
- Valenzuela, F. A. G., Valenzuela Flores A. A., Ortega Ramírez J., Penagos Paniagua M. y Pérez Campos J. P. (2005). Alteraciones fisiopatológicas secundarias a circulación extracorpórea en cirugía cardíaca. *Cirugía y Cirujanos* 73(002):143-149.
- Veronezi, C. M. y Jorge N. (2012). Bioactive Compounds in Lipid Fractions of Pumpkin (*Cucurbita* spp) Seeds for Use in Food. *Journal of Food Science* 77(6):653-657.
- Vidal-Carou M. C. (2008). Alimentos funcionales: algunas reflexiones en torno a su necesidad, seguridad y eficacia y a como declarar sus efectos sobre la salud. *Humanitas Humanidades Médicas* 24:2-25.
- Wall-Medrano A., Olivas-Aguirre F. J., Velderrain-Rodríguez G. R., González-Aguilar A., de la Rosa L. A., López-Díaz J. A. y Álvarez-Parrilla E. (2015). El

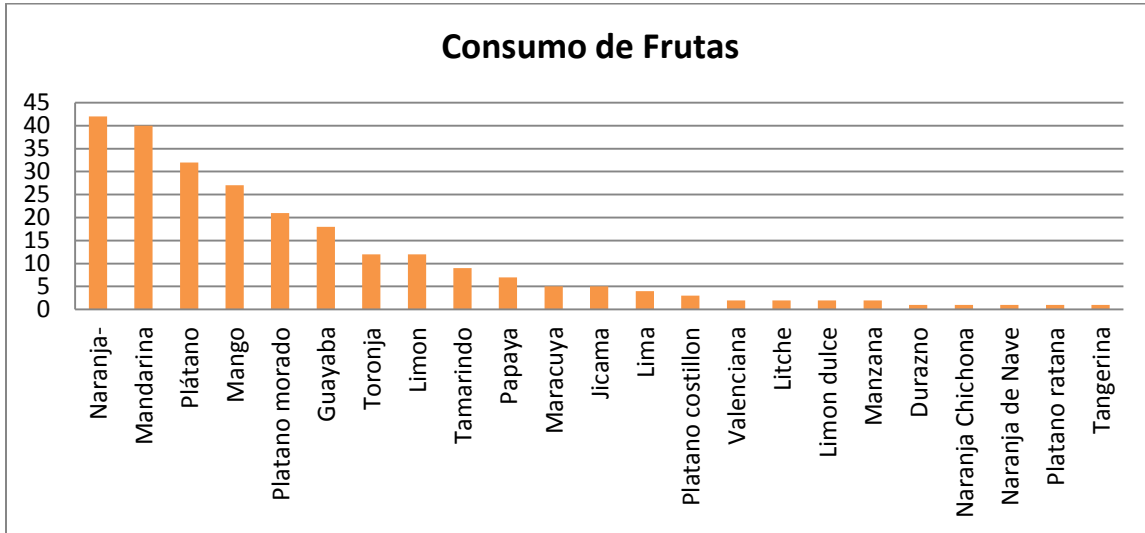
- mango: aspectos agroindustriales, valor nutricional/funcional y efectos en la salud. *Nutrición Hospitalaria* 31(1):67-75.
- Weststrate, J.A., Poppel G.V., Verschuren P. M. (2002). Functional foods, trends, and future. *British Journal of Nutrition* 88: S233-S235.
- Wu, C. H., Ou T. T., Chang C. H., Chang X. Z., Yang M. I. y Wang C.J. (2014). The polyphenol extract from *Sechium edule* shoots inhibits lipogenesis and stimulates lipolysis via activation of AMPK signals in HepG₂ cells. *Journal Agricultural Food Chemistry* 62(3):750-9.
- Zamora, S. J. D. (2007). Antioxidantes: Micronutrientes en lucha por la Salud. *Revista chilena de nutrición* 34(1):17-26.
- Zapata, L. M., Gerard L., Davies C. y Schvab M. C. (2007). Estudio de los componentes antioxidantes y actividad antioxidante en tomates. *Ciencia, Docencia y Tecnología* 18(35):175-193.
- Žilić, S., Serpen A., Akilloğlu G., Gökmen V. and Jelena Vancetović J. (2012). Phenolic Compounds, Carotenoids, Anthocyanins, and Antioxidant Capacity of Colored Maize (*Zea mays* L.) Kernels. *Agricultural.Food Chemistry* 60:1224–1231.
- Zorrilla-García, A. E. (2002). El envejecimiento y el estrés oxidativo. *Revista Cubana de Investigación Biomédica* 21(3):178-185.

ANEXOS

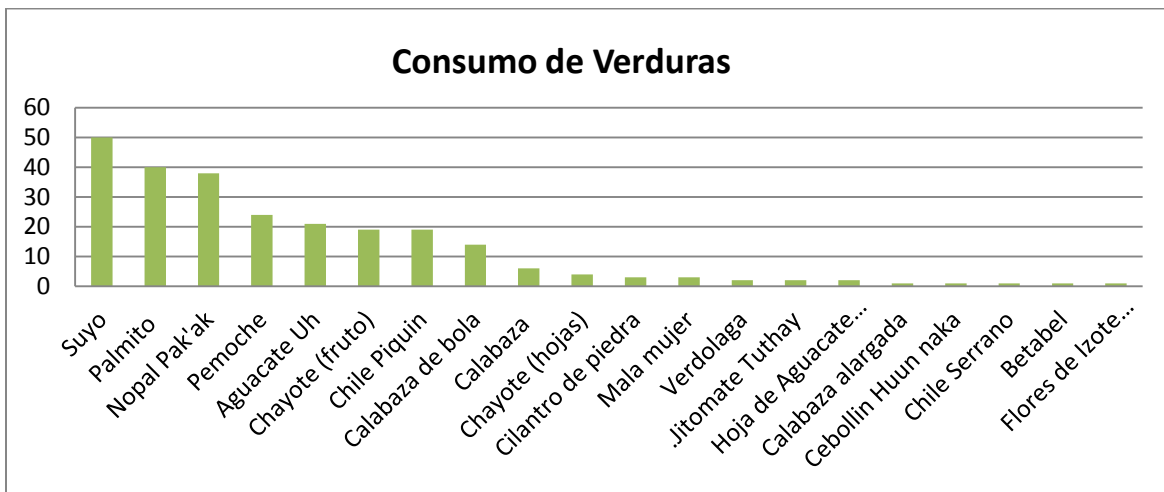
ANEXO I

Frecuencia de consumo en la comunidad de Toco

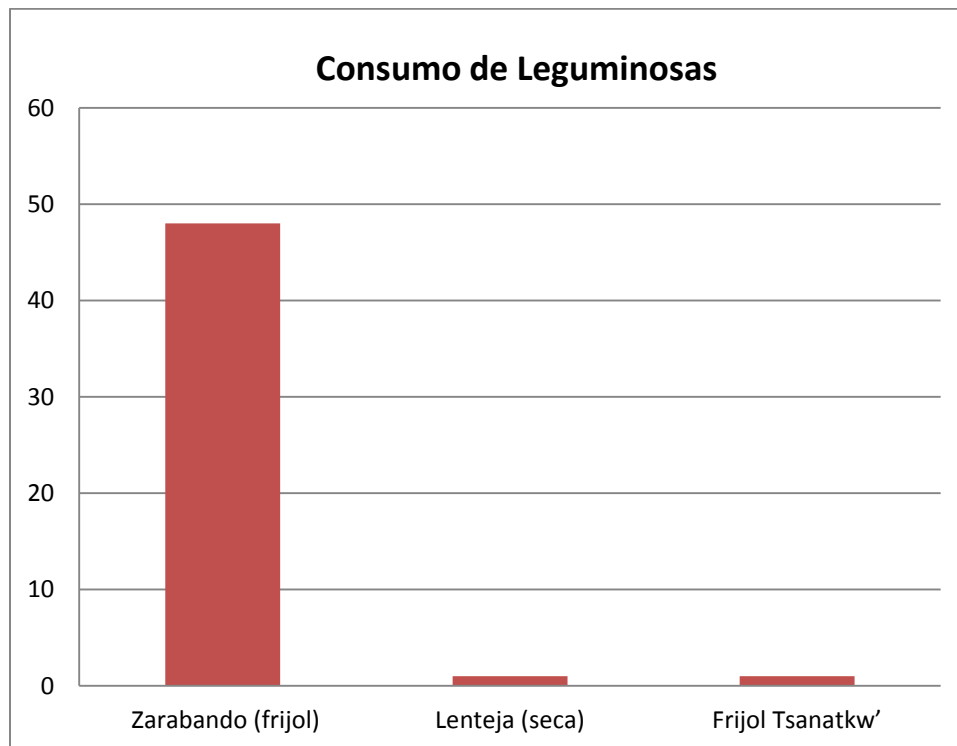
a) frutas



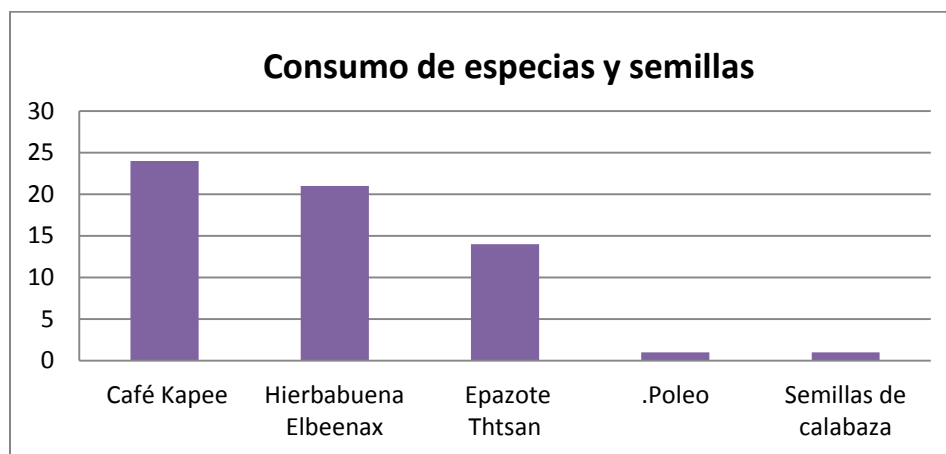
b) verduras



c) Leguminosas

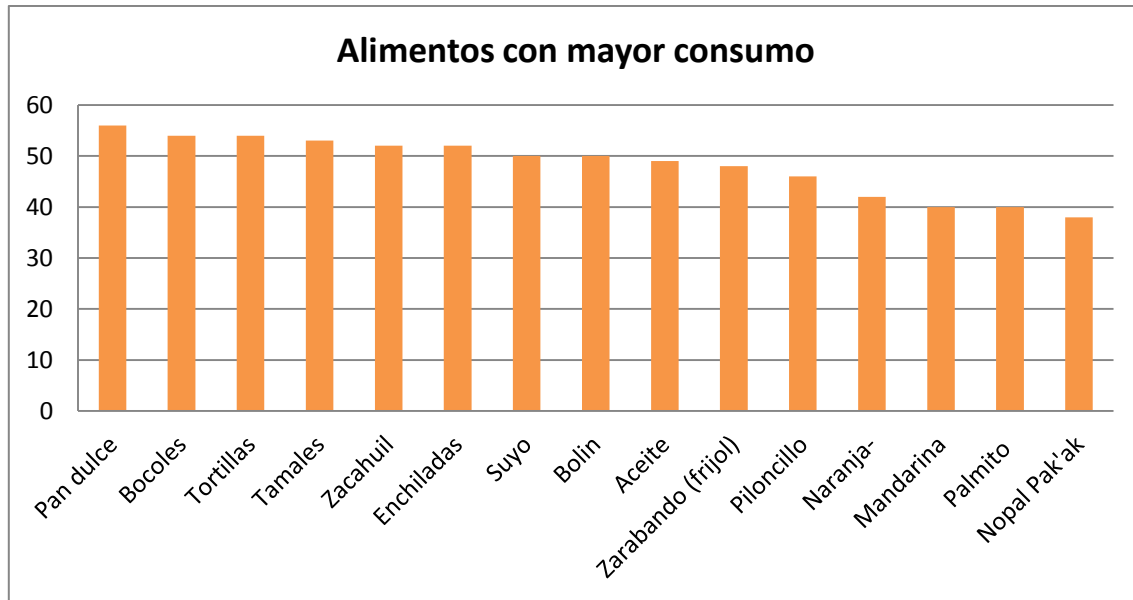


d) Especies y semillas



ANEXO II

Consumo y acceso a una variedad de alimentos a nivel de hogar



ANEXO III

Temporalidad de cosecha y/o recolecta

ALIMENTO	TEMPORADA											
FRUTAS	ENERO	FEBRERO	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOSTO	SEPTIEMBRE	OCTUBRE	NOVIEMBRE	DICIEMBRE
1. Maracuya			X	X	X	X						
2. Platano morado	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
3. Mango					X	X	X	X				
4. Annona Mukay				X								
5. Papaya		X	X	X	X	X				X	X	
6. Jicama				X								
7. Guayaba			X			X		X	X	X	X	X
8. Plátano	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
9. Durazno												
10. Mora												
11. Lima										X	X	X
12. Toronja										X	X	
14. Naranja-Chichona de Nave										X	X	X
15. Mandarina											X	X
16. Tamarindo				X		X		X	X	X		
18. Litche						X						
19. Limon			X		X	X	X					
20. Limon dulce												
21. Calabaza-BOLA										X	X	
22. Manzana					X	X	X	X				
23. Platano costillon	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
24. Platano ratana	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
25. Tangerina											X	X

VERDURAS													
1.Suyo	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
2.Verdolaga													
3.Chayote (hojas)													
4.Chayote (fruto)				x						x	x	x	
5. Jitomate de monte													
6. Cilantro de piedra													
7. Nopal Pak'ak	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
8. Mala mujer			x	x									
9. Pemoche	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
10. Aguacate Uh							x	x	x	x			
11. Cebollin Huun naka													
12. Palmito	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
13.Chile-													
Piquin	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
-													
14. Jitomate Tuthay													
15. Cilantro Kulaantu	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
16.Tomatillo (v)													
17.Quelite						x	x						
18.Aguacate oloroso													
19. Betabel										x			
20. Flores de Izote (blancas)	x												
LEGUMINOSAS													
1. Zarabando (frijol)							x	x			x	x	
2. Lenteja (seca)													
3. Frijol Tsanatkw'													
4. Haba													
5. Ajonjolí Thakpeen													

ESPECIAS Y SEMILLAS												
1. Epazote Thtsan												
2. Hierbabuena Elbeenax	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
3. Poleo										X	X	
4. Café Kapee	X									X	X	
5. Semillas de calabaza										X	X	
TUBERCULOS												
1. Camote										X	X	
2. Yuca	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
PRODUCTOS DE MAIZ												
1. Bocoles	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
2. Tamales	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
3. Zacahuil	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
4. Bolin	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
5. Enchiladas	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
TORTILLAS												
	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
BEBIDAS												
1. Atole de maíz	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
2. Atole de naranja										X	X	X
3. Atole de calabaza										X	X	
4. Atole de semillas de calabaza										X	X	
MISCELANEO												
1. Piloncillo	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
2. Azúcar	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
3. Conserva de frutas												
4. Manteca	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
5. Aceite	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
6. Pan dulce	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X

ANEXO IV

Recolección de especies vegetales alimenticias

1. Recorrido de recolección de especies vegetales alimenticias en la comunidad de Tocoy



2. Recolecta de a) *Cajanus indicus*, y b) *Cucurbita argyrosperma koch*, entre otras



a)



b)

3. a) *Spondias purpurea* y b) obtención de la semilla de *Vigna unguiculata*.



ANEXO V IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA

FAMILIA	NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN
Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i>	Mango
Apocynaceae	<i>Gonolobus niger</i>	Oi (tipo calabaza)
Cactaceae	<i>Nopalea cochenillifera</i>	Nopal
Caricaceae	<i>Carica papaya</i>	Papaya de monte
Convolvulaceae	<i>Ipomea dumosa</i>	Suyo
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita argyrosperma</i> Koch	Calabaza
	<i>Sechium edule</i>	Chayote
Fabaceae	<i>Cajanus indicus</i> o <i>C. cajan</i>	Lenteja de árbol Frijol gandul
	<i>Erythrina americana</i> Mill.	Pemoche
	<i>Tamarindus indica</i>	Tamarindo
	<i>Vigna unguiculata</i>	Frijol zarabanda verde
	<i>Vigna unguiculata</i>	Frijol zarabanda seco
Malvaceae	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Café castilla
Musaceae	<i>Musa paradisiaca</i> L. (1)	Plátano 1
	<i>Musa paradisiaca</i> L. (2)	Plátano 2
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. melón	Plátano melón
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. costillón	Plátano costillon
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. macho	Plátano macho
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. morado	Plátano morado
	<i>Musa paradisiaca</i> L. var. manzano	Plátano manzano
Poaceae	<i>Zea mays</i> var. amarillo	Maíz amarillo
	<i>Zea mays</i> var. morado	Maíz morado
Rosaceae	<i>Spondias purpurea</i>	Ciruella amarilla
Rutaceae	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck	Naranja
	<i>Citrus sinensis</i> var. nave	Naranja nave
	<i>Citrus sinensis</i> var. valenciana	Naranja valenciana

	<i>Citrus paradisi</i>	Toronja
Solanaceae	<i>Solanum lycopersicum</i> <i>Capsicum annuum var.</i> <i>Glabriusculum</i>	Jitomate silvestre Chile piquín

ANEXO VI

Elaboración de extractos

1. Las especies vegetales recolectadas fueron pesadas, se molieron en un licuadora marca Oster y se dejaron en maceración con metanol durante una semana.



2. Posteriormente fueron filtrados y liofilizados.



3. Una vez liofilizados se pesó el concentrado final para cada uno de los extractos y se realizaron concentraciones de 1, 2 y 3 g/100ml



4. Se realizaron mediciones mediante los métodos ABTS, DPPH y FRAP.

