



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICO BIOLÓGICAS**  
**MAESTRÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

Caracterización física, química, fitoquímica y de capacidad antioxidante del pericarpio y semilla (cruda y tostada) del fruto de Noni (*Morinda citrifolia* L.)

**TESIS**

Que presenta

**BIANCA IRINA VALERIA BOJÓRQUEZ MÁRQUEZ**

Para obtener el grado de

**MAESTRA EN CIENCIA  
Y  
TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

Directores

**DR. ARMANDO CARRILLO LÓPEZ**

**DRA. IRMA LETICIA CAMACHO HERNÁNDEZ**

Este trabajo fue realizado en el Laboratorio de Bioquímica Poscosecha de Frutas y Hortalizas de la Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Facultad de Ciencias Químico Biológicas de la Universidad Autónoma de Sinaloa, bajo la dirección del Dr. Armando Carrillo López y la Dra. Irma Leticia Camacho Hernández y la asesoría de la Dra. Noelia Jacobo Valenzuela. Contó con financiamiento del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), Instituto de Apoyo a la Investigación e Innovación (INAPI-Sinaloa) y el Programa de Fortalecimiento y Apoyo a Proyectos de Investigación de la Universidad Autónoma de Sinaloa (PROFAPI-UAS, Proyecto PROFAPI-2014/041). Bianca Irina Valeria Bojórquez Márquez recibió beca del CONACYT.



# **UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA**

## **CARTA CESION DE DERECHOS**

En la Ciudad de Culiacán, Sinaloa el día 07 del mes noviembre del año 2016, el (la) que suscribe IIA. Bianca Irina Valeria Bojórquez Márquez alumno (a) del Programa de Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos con número de cuenta 0607268-2, de la Unidad Académica Facultad de Ciencias Químico Biológicas, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de Dr. Armando Carrillo López y Dra. Irma Leticia Camacho Hernández y cede los derechos del trabajo titulado “Caracterización física, química, fitoquímica y de capacidad antioxidante del pericarpio y semilla (cruda y tostada) del fruto de Noni (*Morinda citrifolia L.*)”, a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales.

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

A handwritten signature in blue ink that reads "Bianca" with a stylized flourish above it.

IIA. Bianca Irina Valeria Bojórquez Márquez

“Cuida tus pensamientos, porque se convertirán en tus palabras. Cuida tus palabras, porque se convertirán en tus actos. Cuida tus actos, porque se convertirán en tus hábitos. Cuida tus hábitos, porque se convertirán en tu destino.”

— Mahatma Gandhi

## AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a las personas e instituciones que han contribuido en este trabajo y que hicieron posible la culminación de este reto profesional y personal.

A **Dios** por haberme permitido llegar hasta donde estoy ahora a pesar de todo lo vivido. A los médicos, **Dr. Jorge Luis Juárez Terrazas** y **Dr. Fernando Okamura Esparza** y a su gran equipo de trabajo quienes de alguna u otra forma contribuyeron para que hoy esté aquí. Y principalmente a **MIS PADRES** por nunca rendirse y estar conmigo en las buenas, en las malas y en las muy malas, y a pesar de las adversidades lograron sacarme adelante con su amor y cariño.

Al **Dr. Armando Carrillo López** por haberme brindado la oportunidad de realizar esta tesis bajo su dirección, por hacerme participe de sus proyectos, por abrir las puertas de su laboratorio, su apoyo, asesoría y confianza.

A la **Dra. Irma Leticia Camacho Hernández** por su confianza y apoyo incondicional como persona y como maestra, por sus asesorías en las técnicas de laboratorio y por estar siempre al pendiente de lo que se ofrecía.

A la **Dra. Noelia Jacobo Valenzuela** por su asesoría brindada para la realización de este trabajo, por prestarme su micro para calentar comida :D.

A mis compañeras y amigas de laboratorio, **MC. Claudia Barraza Elenes** (casi Dra., ya le falta poquito), por ser una gran amiga y maestra, por la asesoría brindada aunque no tuviera la obligación, por ayudarme en lo que necesitara y por picharme

las comidas en Querétaro :D. Y **Lupita** (porque no le gusta Guadalupe) **Cervantes Rubio**, por apoyarme siempre en lo que necesitara, aunque dice que soy muy regañona :D. Y como olvidar la salida en las noches de diciembre y días de semana santa del laboratorio. También quiero agradecer a **Ana Margarita** y **Karen Ignacio** por los momentos gratos pasados en el laboratorio.

A mi casi compañera de laboratorio (porque se la llevaron a otro) y amiga **Ana Patricia León Leyva**, por ayudarme siempre.

A todos mis compañeros de generación, especialmente a **Luis Ángel Cabanillas Bojórquez** y **David Pellegrini Zurita** por su amistad brindada a pesar de habernos conocido ahí en la maestría y por sus asesorías en los temas que no me quedaban muy claros ☺. Y a los compañeros de otras generaciones quienes de una u otra manera contribuyeron, también gracias.

A una persona especial que conocí haciendo fila para la balanza de la Dra. Lety y se quedó a formar parte de mi vida, a **Manuel Vázquez Armenta**, le agradezco por haberme apoyado en mi vida personal y durante mi proyecto de maestría ☺. Y también a su familia quienes me brindaron su apoyo y cariño.

Al **Dr. José Ángel López Valenzuela** por el apoyo y los consejos brindados al inicio de la maestría y a la **M.C. Jeanette Chávez Ontiveros** por el apoyo brindado en los trámites de la maestría. Y a todos los maestros del programa de posgrado de la UAS, **Dr. José de Jesús Caro Corrales**, **Dr. José Zazueta Morales**, **MC. José Zazueta Niebla**, **Dr. Misael Odín Vega García**, **Dr. Roberto Gutiérrez Dorado**, **Dr. Francisco Delgado Vargas** y **Dr. Ernesto Aguilar Palazuelos**.

Al **QFB. Israel Partida López** por prestarnos su liofilizadora cada vez que la necesitábamos.

A la **Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS)** y la **Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos**, por aceptarme y permitirme formarme como estudiante de este posgrado.

Al **Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C. (CIAD)**, Unidad Culiacán, por sus recursos e instalaciones.

Y a las instituciones que con su apoyo económico hicieron posible este proyecto, **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)**, **Instituto de Apoyo a la Investigación e Innovación (INAPI-Sinaloa)** y al **Programa de Fortalecimiento y Apoyo a Proyectos de Investigación de la Universidad Autónoma de Sinaloa (PROFAPI-UAS)**.

Y por último, pero no menos importante, a toda mi familia, que me ha apoyado y me apoyó a lo largo de este proceso. A mi primo **Demetrio Bojórquez** y a su familia por abrirme las puertas y recibirme en su casa en los primeros meses de maestría.

*Dedico esta tesis*

*a **Dios***

*y **mis padres***

## ÍNDICE

	Pág.
ÍNDICE DE FIGURAS	iii
ÍNDICE DE CUADROS	iv
I RESUMEN	1
ABSTRACT	3
II INTRODUCCIÓN	5
III REVISIÓN DE LITERATURA	8
A NONI	8
1 Origen	9
2 Descripción taxonómica	9
3 Descripción de la planta	10
a Semilla de noni	15
1) Estudios realizados a la semilla de noni	16
4 Producción de noni	17
5 Composición química del noni	20
a Usos y aplicaciones del noni	21
B COMPOSICIÓN NUTRIMENTAL	22
1 Fibra dietaria	22
a Fibra dietaria insoluble	23
b Fibra dietaria soluble	24
2 Vitamina C	26
3 Minerales	27
C FITOQUÍMICOS	29
1 Compuestos fenólicos	32
2 Flavonoides	33
3 Carotenoides	37

D ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	38
1 Método DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil)	41
2 Método FRAP (poder antioxidante reductor del hierro)	41
3 Método ABTS (2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolína-6-ácido sulfónico)	42
4 Método ORAC (capacidad de absorción de radicales de oxígeno)	43
E PROCESO DE TOSTADO	44
IV JUSTIFICACIÓN	46
V HIPÓTESIS	47
VI OBJETIVOS	48
A OBJETIVO GENERAL	48
B OBJETIVOS ESPECÍFICOS	48
VII MATERIALES Y MÉTODOS	49
VIII RESULTADOS Y DISCUSIÓN	81
IX CONCLUSIONES	123
X BIBLIOGRAFÍA	125
ABREVIATURAS	145
ANEXOS	146

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Descripción	Pág.
1	Fruto de <i>Morinda citrifolia</i> L.	11
2	Semilla de noni.	14
3	Clasificación de los fitoquímicos.	31
4	Estructura básica y subclases de flavonoides.	36
5	Proporción pericarpio/semilla.	85
6	Círculo cromático y parámetros de color en cáscara y semillas de noni.	89

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Descripción	Pág.
1	Estados de maduración del fruto de noni.	12
2	Producción agrícola en el año 2014 en México.	19
3	Pesos promedios del fruto y semillas de noni.	83
4	Dimensiones del fruto y semillas de noni	84
5	Parámetros de color en el fruto y semillas de noni.	88
6	Análisis fisicoquímico de pericarpio y semillas de noni.	91
7	Análisis proximal de pericarpio y semillas de noni.	98
8	Análisis de fibra dietaria de pericarpio y semillas de noni.	105
9	Minerales en base seca en pericarpio y semillas de noni.	106
10	Minerales en base húmeda en pericarpio y semillas de noni.	107
11	Fenólicos totales en pericarpio y semillas de noni.	109
12	Flavonoides totales en pericarpio y semillas de noni.	113
13	Carotenoides totales en pericarpio y semillas de noni.	114
14	Capacidad antioxidante de pericarpio y semillas de noni por el método DPPH.	119
15	Capacidad antioxidante de pericarpio y semillas de noni por el método FRAP.	120
16	Capacidad antioxidante de pericarpio y semillas de noni por el método ABTS.	121
17	Capacidad antioxidante de pericarpio y semillas de noni por el método ORAC.	122

## I. RESUMEN

El fruto noni (*Morinda citrifolia* L.) se ha utilizado por muchos años para mejorar la salud humana. Sin embargo, existe escasa información sobre su composición química y fitoquímica, principalmente de su semilla. El objetivo del trabajo fue realizar una caracterización física, química y fitoquímica del pericarpio y semilla de noni y de capacidad antioxidante (CAO) de sus extractos hidrofílicos (EHF) y lipofílicos (ELF), esto mediante las metodologías DPPH, FRAP, ABTS y ORAC. Además se realizó una caracterización química, fitoquímica y de CAO para la semilla de noni tostada. Se utilizaron frutos en etapa 5 de madurez (translúcido-grisáceo, muy suave). El peso promedio del pericarpio fue de  $57.4 \pm 13.2$  g y el de las semillas de  $5.63 \pm 2$  g. Las dimensiones longitudinales y transversales del fruto entero fueron  $6.57 \pm 0.94$  y  $4.2 \pm 0.39$  cm, respectivamente; y para semilla las dimensiones fueron  $0.91 \pm 0.1$  cm de largo,  $0.55 \pm 0.1$  cm de ancho y  $0.24 \pm 0.05$  cm de grosor. La firmeza en el fruto entero fue de  $7.1 \pm 1.6$  N. En pericarpio se observó un pH de  $4.03 \pm 0.05$ , sólidos solubles totales de  $10.9 \pm 0.2$  °Brix y acidez titulable (AT) de  $0.94 \pm 0.05$  % ácido cítrico (AC) y se apreció diferencia entre éste y semilla sin tostar (SS/T) en los tres parámetros evaluados; mientras que entre SS/T y semilla tostada (ST) no se observó dicha diferencia, mostrando valores de  $5.03 \pm 0.15$ ,  $1.77 \pm 0.15$  y  $0.05 \pm 0.01$  % AC de pH, °Brix y AT, respectivamente para SS/T y  $5.25 \pm 0.17$ ,  $1.6 \pm 0.2$  y  $0.04 \pm 0.01$  % AC de pH, °Brix y AT para ST. En el análisis proximal (% bs, excepto humedad) se obtuvieron los siguientes valores, humedad  $86.3 \pm 0.9$ ,  $7.16 \pm 0.05$  y  $3.18 \pm 0.34$  en pericarpio, SS/T y ST, en cenizas se observó diferencia entre pericarpio ( $10.75 \pm 1$ ) y SS/T ( $1.41 \pm 0.01$ ), mientras que entre SS/T y ST no hubo diferencia ( $1.23 \pm 0.06$ ).

En el extracto etéreo se observó diferencia significativa entre las tres partes evaluadas, presentándose el mayor valor en ST ( $12.27 \pm 1.02$ ), seguido de SS/T ( $7 \pm 0.31$ ) y pericarpio ( $0.29 \pm 0.02$ ), y en el contenido de proteína cruda se contempló diferencia significativa entre pericarpio ( $7 \pm 0.76$ ) y SS/T ( $5.1 \pm 0.25$ ), y entre SS/T y ST ( $7.88 \pm 0.44$ ). Para carbohidratos los resultados fueron 81.94, 86.48 y 78.62 en pericarpio, SS/T y ST, respectivamente. La vitamina C en pericarpio fue de  $145 \pm 4.83$  mg/100g bh. Se observó diferencia entre la FDT de pericarpio y SS/T ( $20.41 \pm 1.4$  % y  $69.16 \pm 1.1$  %, respectivamente), y también entre SS/T y ST ( $85.28 \pm 0.6$  %). El mineral predominante en pericarpio fue K con niveles de  $2432.9 \pm 244$  mg/100g bs, en SS/T y ST el Ca con  $184.3 \pm 13.9$  y  $197.7 \pm 2.8$  mg/100g bs. En fenólicos totales reportados como mg EAG/100g bs se observó el mayor contenido en pericarpio ( $1210.4 \pm 28.3$ ), seguido de ST ( $264.63 \pm 28$ ) y SS/T ( $188.13 \pm 1.1$ ), observándose diferencia significativa entre las tres partes evaluadas. Caso similar ocurrió en flavonoides totales, sin embargo, aquí no se mostró diferencia significativa entre ambas semillas,  $64.04 \pm 1.9$ ,  $34.12 \pm 1.8$  y  $37.93 \pm 3.5$  mg EQ/100g bs para pericarpio, SS/T y ST, respectivamente. Para carotenoides totales pericarpio exhibió el mayor contenido con  $601.56 \pm 26.04$   $\mu\text{g}$   $\beta\text{-C/g}$  bs, seguido de SS/T con  $397.57 \pm 15.04$  y ST con  $72.05 \pm 7.52$   $\mu\text{g}$   $\beta\text{-C/g}$  bs, respectivamente. Para CAO (en  $\mu\text{moles ET/g}$  bs) se observó diferencia entre las tres partes evaluadas por todas las metodologías y en ambos extractos (excepto en el EHF-DPPH). La mayor CAO de EHF fue en pericarpio por el método FRAP ( $102.11 \pm 10.1$ ), mientras que en SS/T y ST fue por el método ORAC,  $54.25 \pm 13.3$  y  $92.66 \pm 13.1$ , respectivamente. En ELF la mayor CAO se observó en semilla sin tostar por el método FRAP ( $27.8 \pm 2.6$ ).

## ABSTRACT

The noni fruit (*Morinda citrifolia* L.) has been used for many years in order to improve human health. However, there is little information about its chemical and phytochemical composition, mainly from its seed. The objective was to perform a physical, chemical and phytochemical characterization of the pericarp and seed (crude and roasted) of noni fruit and to evaluate the antioxidant capacity (CAO) of their hydrophilic (EHF) and lipophilic (ELF) extracts by the DPPH, FRAP, ABTS and ORAC methodologies. Fruits were used in stage 5 of maturity (translucent-grayish, very soft). The average weight of the pericarp was  $57.4 \pm 13.2$  g and seeds were  $5.63 \pm 2$  g. The longitudinal and transverse dimensions of the whole fruit were  $6.57 \pm 0.94$  and  $4.2 \pm 0.39$  cm, respectively. The seed size was  $0.91 \pm 0.1$  cm long,  $0.55 \pm 0.1$  cm wide and  $0.24 \pm 0.05$  cm thick. The whole fruit firmness was  $7.1 \pm 1.6$  N. In pericarp, a pH of  $4.03 \pm 0.05$ , total soluble solids of  $10.9 \pm 0.2$  °Brix and titratable acidity (AT) of  $0.94 \pm 0.05$  % citric acid (AC) were observed. Differences were shown between pericarp and crude seed (SS/T); whereas no differences were observed between SS/T and roasted seed (ST), showing values for SS/T of  $5.03 \pm 0.15$ ,  $1.77 \pm 0.15$  and  $0.05 \pm 0.01$  % AC for pH, °Brix and TA, respectively and for ST of  $5.25 \pm 0.17$ ,  $1.6 \pm 0.2$  and  $0.04 \pm 0.01$  % AC for pH, °Brix and TA, respectively. For proximate analysis (% dw, except moisture) the following moisture content values were obtained  $86.3 \pm 0.9$ ,  $7.16 \pm 0.05$  and  $3.18 \pm 0.34$  in pericarp, SS/T and ST, respectively. Ashes content showed difference between pericarp ( $10.75 \pm 1$ ) and SS/T ( $1.41 \pm 0.01$ ), but not between SS/T and ST ( $1.23 \pm 0.06$ ). Ether extract exhibited differences among the three cases, showing the highest value in ST ( $12.27 \pm 1.02$ ), followed by SS/T (7

$\pm 0.31$ ) and pericarp ( $0.29 \pm 0.02$ ). Crude protein content showed difference between pericarp ( $7 \pm 0.76$ ) and SS/T ( $5.1 \pm 0.25$ ), and also between SS/T and ST ( $7.88 \pm 0.44$ ). For carbohydrates the results were 81.94, 86.48 and 78.62 in pericarp, SS/T and ST, respectively. In pericarp the vitamin C was  $145 \pm 4.83$  mg/100g bh. FDT differences between pericarp and SS/T ( $20.41 \pm 1.4$  and  $69.16 \pm 1.1$ , respectively) and also SS/T and ST ( $85.28 \pm 0.6$ ) were observed. The predominant mineral in pericarp was K with levels of  $2432.9 \pm 244$  mg/100g dw, whereas in SS/T and ST was Ca with  $184.3 \pm 13.9$  and  $197.7 \pm 2.8$  mg/100g dw. Total phenolic reported as mg EAG/100g dw showed the highest content in pericarp ( $1210.4 \pm 28.3$ ), followed by ST ( $264.63 \pm 28$ ) and SS/T ( $188.13 \pm 1.1$ ), exhibiting significant differences among the three cases. Similar results were seen in total flavonoids, however, here showed no significant differences between SS/T and ST,  $64.04 \pm 1.9$ ,  $34.12 \pm 1.8$  and  $37.93 \pm 3.5$  mg EQ/100g dw for pericarp, SS/T and ST, respectively. For total carotenoids, pericarp exhibited the highest content with  $601.56 \pm 26.04$   $\mu\text{g } \beta\text{-C/g dw}$ , followed by SS/T with  $397.57 \pm 15.04$  and ST with  $72.05 \pm 7.52$  ST  $\mu\text{g } \beta\text{-C/g dw}$ , respectively. For CAO (in  $\mu\text{moles ET/g dw}$ ) difference was observed among the three cases for all the methodologies evaluated, and in both extracts (except in the EHF-DPPH where both seeds did not show difference). The highest CAO was for EHF of pericarp by the FRAP method ( $102.11 \pm 10.1$ ), while in crude and roasted seed the highest CAO was by ORAC method,  $54.25 \pm 13.3$  and  $92.66 \pm 13.1$ , respectively. In ELF the highest CAO was observed in crude seed by FRAP method ( $27.8 \pm 2.6$ ).

## II. INTRODUCCIÓN

Una dieta saludable ayuda a protegernos de la malnutrición en todas sus formas, así como de las enfermedades no transmisibles, como la diabetes, las cardiopatías, los accidentes cerebrovasculares y el cáncer, entre otros (OMS 2015), por lo cual la utilización de productos naturales como frutas, vegetales, tallos, etc., cada vez se amplía más y con mayor frecuencia para prevenir enfermedades dentro de nuestro medio (Centeno 2008).

En los últimos años el interés por los antioxidantes naturales se ha incrementado dramáticamente, debido principalmente a tres razones: (1) la baja seguridad que ofrece el consumo de antioxidantes sintéticos, (2) la eficacia antioxidante de una variedad de agentes fitoquímicos, y (3) la idea generalizada de que el consumo de ciertos agentes fitoquímicos pueden afectar de manera positiva la patología de las enfermedades crónicas y el proceso de envejecimiento; además, la creencia de que los compuestos naturales son innatamente más seguros que los compuestos sintéticos y por consiguiente son comercialmente más aceptados (Tovar 2013).

Hay muchas especies de plantas, cuyos frutos, flores, hojas, raíces, e inclusive la corteza, se han utilizado tradicionalmente para la prevención o tratamiento de diversos problemas de salud de las personas. Muchas especies de arbustos y árboles se encuentran también dentro de ese grupo (Rojas 2007). Estudios en todo el mundo han caracterizado los diferentes productos naturales con el fin de identificar y cuantificar los componentes bioactivos de estas plantas y utilizarlos en la alimentación de la población y, por lo tanto, reducir el riesgo de aparición de

enfermedades. En este contexto, las frutas exóticas, como el noni (*Morinda citrifolia* L.), han ganado más y más espacio, por lo cual es importante la búsqueda de beneficios que pueden ofrecer (Barbosa y col 2013).

El uso con fines alimenticios y medicinales de *Morinda citrifolia* L., se ha difundido en los últimos años (Rojas 2007). El noni es un pequeño arbusto de hoja perenne o árbol que crece en áreas tropicales y subtropicales de todo el mundo. Originalmente nativo del sudeste de Asia, la planta de noni se extendió a Australia, Hawaii, Polinesia, y otras áreas tropicales a través de la posible dispersión en agua de las semillas flotantes, o al ser transportado por los primeros inmigrantes o navegantes (Deng y col 2010).

Desde el primer producto comercial del fruto de noni, jugo Tahitian Noni®, se puso en marcha en 1996, un sinnúmero de productos de noni que han surgido en el mercado global. La calidad comercial de los productos del fruto de noni puede variar significativamente, atribuyéndose a las diferentes condiciones geográficas (suelo, luz solar, precipitación y aire) y factores poscosecha (post-procesos de recolección, almacenamiento, transporte, fabricación, etc.) (Bernabé y col 2012).

El interés comercial en el noni se ha incrementado enormemente en los últimos años, según lo previsto por el número de patentes registradas (Chan-Blanco y col 2006). En el mundo, la producción con mayor cultivar de noni está en México y Centroamérica como exportadores a países como Estados Unidos, Reino Unido y países de la Unión Europea (Bernabé y col 2012).

Las demandas relacionadas con esta planta incluyen una amplia gama de beneficios para la salud como el cáncer, infecciones, artritis, diabetes, asma, hipertensión y alivio del dolor. Sin embargo, hay sólo unos pocos trabajos de investigación científica relacionados con las propiedades nutricionales y funcionales de la planta de *Morinda citrifolia* para apoyar estas afirmaciones (Ahmad y col 2016).

Debido a los beneficios alimenticios y medicinales que aporta el fruto de noni y tomando en cuenta que existe poca información sobre las características de sus partes estructurales, principalmente de su semilla, es importante analizar y caracterizar dichas partes desde un punto de vista físico, químico, fitoquímico y nutrimental, así como su capacidad antioxidante.

### III. REVISIÓN DE LITERATURA

#### A. NONI (*Morinda citrifolia* L.)

Noni es el nombre hawaiano para el fruto de *Morinda citrifolia* L. (Rubiaceae). Es nativo del sudeste de Asia a Australia y se cultiva en la Polinesia, India, el Caribe, Centroamérica y el norte de América del Sur. Los polinesios han estado utilizando la planta de noni con fines alimenticios y medicinales por más de 2000 años (Chan-Blanco y col 2006). De ésta planta se utilizan las semillas, la corteza, los extractos de la raíz, las hojas y sus frutos, que tienen una amplia aplicación sobre diversas enfermedades (Salomón y col 2009) ya que se utiliza sobre todo para estimular el sistema inmunológico y por lo tanto para luchar contra las infecciones bacterianas, virales, parasitarias y micóticas; también se utiliza para evitar la formación y la proliferación de tumores, incluyendo los malignos. El jugo de noni también se demanda para aliviar la inflamación (Chan-Blanco y col 2006).

En 2003 se aprobó por la comisión Europea considerar al jugo de la fruta de noni como un nuevo alimento, por poseer gran variedad de nutrientes y porque los estudios toxicológicos en cultivo de tejido, en animales de experimentación y en los estudios clínicos demostraron que no posee efectos adversos (Sánchez y col 2012).

Cabe mencionar que el noni es clasificado dentro de los PNT (Productos No Tradicionales), los cuales la SAGARPA define como “un conjunto de productos agropecuarios nativos o de orígenes lejanos, exóticos, lo mismo tropicales que de zonas áridas, de volúmenes de producción relativamente modestos, circunscritos a ciertas regiones o microclimas, manifestaciones de una privilegiada biodiversidad,

poco conocidos en los mercados y por los consumidores. En el extranjero, y en particular en los países desarrollados, se les conoce simplemente por su origen, como productos exóticos, tropicales o specialities” (SAGARPA 2009).

Los PNT se han venido revelando como alternativa a cultivos tradicionales que han sufrido no sólo pérdida de competitividad y rentabilidad, sino que en algunas zonas se han extinguido, restringiendo las opciones productivas en las zonas rurales. En los mercados nacional e internacional, los PNT tienen demanda en nichos de mercado específicos con alto poder adquisitivo, como el mercado hispano de los Estados Unidos; también la población anglosajona consume cada vez más los productos exóticos; los orgánicos tienen oportunidad en Europa (SAGARPA 2009).

## **1. Origen**

Noni es un pequeño árbol que pertenece a la familia del café, Rubiaceae. Su fruto es conocido como mora de la India o fruta del queso (Yashaswini y col 2014) y es originaria del Sudeste Asiático, Oceanía y Australia tropical, extendiéndose desde la Polinesia a la India. Ahora crece en todo el trópico y se cultiva a escala comercial en América Latina, desde México a Colombia y Venezuela, entre ellos Costa Rica, Panamá, Cayos de Florida y las Antillas (Chan-Blanco y col 2007).

## **2. Descripción taxonómica**

El noni pertenece al reino: Plantae, filo: MAGNOLIOPHYTA, clase: Magnoliopsida, orden: Rubiales, familia: Rubiaceae, género: *Morinda*, especie: *Citrifolia* (Quito y Torres 2007). El nombre de *Morinda citrifolia* también se refiere al

nombre botánico que se deriva originalmente de las dos palabras latinas “*Morus*” que significa mora, e “*indicus*” que significa India (Yashaswini y col 2014).

### 3. Descripción de la planta

El noni es una planta perenne cuyo tamaño varía desde los tres centímetros, cuando se encuentra en las etapas iniciales en el vivero, hasta una altura de 7 m. Posee ramas de color verde; su corteza externa es lisa, redondeada, de 6 a 20 mm de largo (Quito y Torres 2007).

La planta de noni presenta floración durante todo el año, dichas flores son pequeñas, blancas y fragantes. Sus inflorescencias se desarrollan solitarias o de 2 a 3 por nudo axilar; agrupadas en las cabezuelas; poseen una corola blanca, tubular hasta de 1.25 cm de largo. A partir de las cabezuelas de las flores, se desarrolla un fruto múltiple, compacto, jugoso, elíptico y blando, de 4 a 15 cm de diámetro (**Figura 1**) (McClatchey 2002; Quito y Torres 2007). La fruta madura es de aproximadamente el mismo tamaño que una papa, y tiene un color amarillo que se transforma en blanco al madurar. La fruta madura tiene un olor fétido, cuyo responsable es el octanoato de metilo, componente mayoritario del aceite esencial de la cáscara, pulpa y semillas (González y col 2010). Tiene un sabor amargo, no huele muy bien, sin embargo es utilizado generalmente como suplemento dietético alimenticio por sus bondades nutricionales (Bernabé y col 2012). El fruto presenta 5 estados de maduración, los cuales se pueden observar en el **Cuadro 1** (Chan-Blanco y col 2006).



**Figura 1.** Fruto de *Morinda citrifolia* L: fruta joven verde con flores, fruta verde y fruta blanca madura. Fuente: McClatchey 2002.

**Cuadro 1.** Cambios de color y firmeza durante la maduración del fruto de noni.

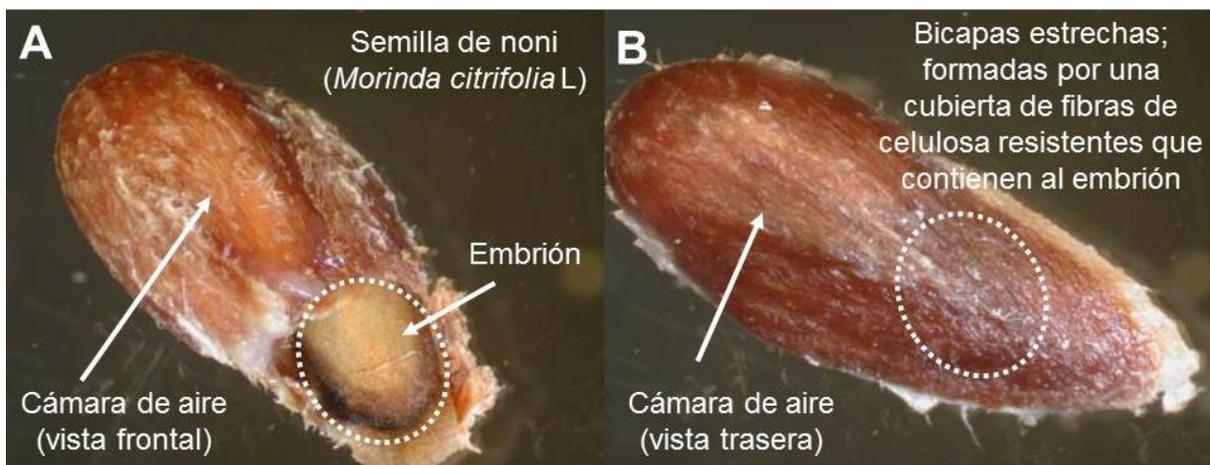
<b>Estado de maduración</b>	<b>Color</b>	<b>Firmeza</b>
<b>1</b>	Verde oscuro	Muy duro
<b>2</b>	Verde-amarillo	Muy duro
<b>3</b>	Amarillo pálido	Muy duro
<b>4</b>	Amarillo pálido	Poco duro
<b>5</b>	Translúcido-grisáceo	Blando

Fuente: Chan-Blanco y col 2006.

Las hojas son simples y opuestas, de forma oblonga o elíptico-oblonga, de 12.5 a 28 cm de largo y de 7 a 16.5 cm de ancho, con el ápice corto-acuminado u obtuso y la base aguda o cuneada; su superficie es ondulada con tricomas agrupados en las axilas de las nervaduras secundarias del envés; pecíolo de 1 a 2 cm de largo (**Figura 1**) (Quito y Torres 2007).

Las semillas son discoidales con una ligera forma elíptica y de color castaño, se producen en disposición radial sobre el eje del carpelo. Son muy resistentes y su tamaño podría ser como el de una semilla de manzana o pera (Centeno 2008).

La cubierta de la semilla se compone de fibras de celulosa extremadamente resistentes. Poseen una cámara de aire con bulbo ovoide y aplanado de dos capas que se estrechan. El ovoide con líneas de puntos representa la posición aproximada, forma y tamaño del embrión (**Figura 2A**). Las semillas de noni flotan y la cubierta de la semilla es extremadamente resistente a la penetración, arañazos y rupturas (**Figura 2B**) (Nelson 2005).



**Figura 2.** Semilla de noni, vista frontal del embrión con la capa superior de celulosa retirada (A), vista trasera (B). Fuente: Nelson 2005.

### **a. Semilla de noni**

Los usos medicinales del jugo, flores, hojas, corteza y raíces de noni han sido bien conocidos entre los nativos de La Polinesia, pero poco es conocido acerca de los beneficios a la salud de las semillas. Benthall (1984), reportó que las semillas de noni fueron consumidas como un alimento por los indios de Birmania. Los Polinesios además comieron semillas de noni, pero quizás, a un grado mucho menor que el de los indios de Birmania. Por lo tanto, este uso entre las Islas del Pacífico no es bien documentado en la literatura científica. Pero viejas generaciones de Tonga, Polinesia fueron conocidas por recoger el fruto de noni maduro y comerlo, mientras quitaban las semillas y las tostaban en una fogata antes de su consumo. Esta práctica no era muy extensamente observada en Tonga pero era probablemente limitada a los miembros ancianos de aldeas específicas. Uno de los curanderos tradicionales de Tonga de las aldeas de Ha'alalo concluyó que uno tiene que adquirir el gusto por las semillas de noni tostadas para disfrutar de su consumo (Palu y col 2012).

Las semillas de noni fueron consideradas como un subproducto de la industria del jugo (Palu y col 2012) y de la elaboración de puré (Nelson 2005) del fruto de noni hasta que un proceso para la extracción de aceite de semilla fue recientemente desarrollado. El fruto de noni contiene 200-250 semillas (Palu y col 2012); secadas al aire las semillas de noni constituyen 2.5 % del peso total del fruto (Nelson 2005). Ahora bien, cientos de semillas son requeridas para producir una onza de aceite fluido. Con un 4-6 % de rendimiento y un costo de más de \$ 400 USD por galón, el aceite de semilla de noni es un precioso recurso (Palu y col 2012).

## 1) Estudios realizados a la semilla de noni

Un estudio realizado por West y col (2008) en ratas mostró que las semillas de noni así como su aceite no son tóxicos. La búsqueda de glucósidos cianogénicos fue negativa. Las pruebas de toxicidad aguda por vía oral no dieron lugar a síntomas de efectos adversos. Además, todos los animales continuaron ganando peso adecuado y no se observaron anomalías de tejidos u órganos durante las necropsias brutas después de los ensayos. Por lo tanto, se determinó que la  $DL_{50}$  de la semilla seca y aceite son  $> 5$  g/kg y  $> 10$  ml/kg de peso corporal, respectivamente.

Palu y col (2012) estudiaron el efecto inhibitorio del aceite de semilla de noni sobre Ciclooxygenasa 2 (COX-2), encontrando que en concentraciones de 0.5 y 1 mg/ml, se inhibe a la enzima COX-2 por 85 % y 84 %, respectivamente. Lo cual atribuyen al considerable contenido de ácido linoleico reportado por West y col (2008) para semillas secas y aceite crudo de semillas de noni,  $89.9 \pm 19.2$  g/kg y  $594.5 \pm 60.5$  g/kg, respectivamente. Por su parte, Belch y Hill (2000) demostraron que los ácidos grasos, tales como derivados del ácido linoleico, pueden inhibir la síntesis de PGE<sub>2</sub> (prostaglandina natural E<sub>2</sub>) por medio de las enzimas COX a través de la competencia del sustrato.

La ciclooxygenasa (COX) es la enzima clave en la síntesis de las prostaglandinas, a través de la oxidación del ácido araquidónico. Las prostaglandinas realizan tanto funciones relacionadas con la homeostasis de diversos órganos como con el dolor, la inflamación y el desarrollo de neoplasias (García y Gómez-Reino 2000).

#### **4. Producción de noni**

El interés comercial en el noni se ha incrementado enormemente en los últimos años, según lo previsto por el número de patentes registradas. Sólo en los Estados Unidos, 19 patentes fueron registradas por la Oficina de Patentes y Marcas desde 1976. Recientemente el jugo de noni fue aceptado en la Unión Europea como nuevo alimento (Chan-Blanco y col 2006). En la Polinesia Francesa, el puré y jugo de noni constituyen un gran volumen en exportaciones agrícolas, especialmente a Estados Unidos (SCE 2005).

En la región del Pacífico se produce y comercializa un volumen importante de productos a base de noni, aproximadamente 23,000 toneladas. La Polinesia Francesa suministra y exporta alrededor del 84 %; Samoa, el 9 %; las Islas Cook, el 4 %; Tonga, Fiji y Vanuatu suministran y exportan el volumen restante. El precio medio de los productos a base de noni en el mercado de exportación es de aproximadamente \$ 3,600 USD por tonelada, habiéndose registrado el precio más bajo en 2009 y el más alto en 2007. Los Estados Unidos de América es el país que más productos a base de noni importa, con aproximadamente el 81 %, mientras que aproximadamente el 7 % corresponde a los otros países del Pacífico; esto convierte a la región en el principal productor y también el principal importador (Codex Alimentarius 2013).

La producción con mayor cultivar de noni está en Centroamérica y México. México con 750 TM; de centro América destacan países como El Salvador con aproximadamente 160 ha y los precios oscilan de entre \$ 25 USD/Kg para noni

convencional y \$ 75 USD para la fruta fresca de noni orgánico, Panamá con alrededor de 700 ha y Honduras que ascendió a 3008 TM (Bernabé y col 2012).

En México, el principal lugar donde se cultiva el noni es en la comunidad del Llano, Nayarit. Noni El Llano Nayarit S. P. R. de R. L., es una empresa productora de jugo de noni. Los precios del jugo que se pagan al productor van desde 100 hasta 200 pesos por litro, por lo que el producto es muy rentable. Incluso, a principios del año 2007 llegó a ubicarse hasta 400 pesos, aunque ahora una mayor competencia ha hecho que éste disminuya, sin dejar de ser atractivo para los agricultores. El producto se distribuye en forma directa en Tepic, en tiendas como Huichol, Jericó o Sinaí; en Culiacán, Baja California, Puerto Vallarta, Guadalajara y la Ciudad de México lo hacen por medio de distribuidores que surten a tiendas naturistas. También se ofrece de manera personal a través de vendedoras independientes y así llega a estados como Aguascalientes, Zacatecas y Pachuca. (SAGARPA 2009).

Para el año 2013 SAGARPA reportó una superficie sembrada de noni de 75.3 ha con un precio medio rural de \$ 4,567.7 pesos por tonelada y un valor de producción de \$ 1793.78 (miles de pesos). Y para los reportes de SAGARPA del año 2014 se observó un incremento en estos valores, reportándose una superficie sembrada de 76.30 ha, un precio medio rural de \$ 5,046.48 por tonelada y un valor de producción de \$ 2,008.95 (miles de pesos). Estos datos se pueden observar en el **Cuadro 2**.

**Cuadro 2.** Producción agrícola de cíclicos y perennes en el año 2014 en México.

<b>Cultivo</b>	<b>SS<sup>a</sup> (ha)</b>	<b>SC<sup>b</sup> (ha)</b>	<b>Precio (ton)</b>	<b>R<sup>c</sup> (ton/ha)</b>	<b>PMR<sup>d</sup> (\$/ton)</b>	<b>VP<sup>e</sup> (MP)<sup>f</sup></b>
<b>Noni</b>	76.3	72.8	398.0	5.5	5,046.5	2,008.9
<b>Mango</b>	186,936.9	175,771.3	1,451,890.4	8.3	3,339.1	4,847,989.6
<b>Pera</b>	4,464.3	4,239.0	24,444.3	5.7	3,574.0	87,364.0
<b>Naranja</b>	334,849.2	321,683.3	4,533,427.9	14.1	1,483.9	6,727,474.0

(a) Superficie sembrada, (b) Superficie cosechada, (c) Rendimiento, (d) Precio medio rural, (e) Valor de producción (f) Miles de pesos. Fuente: SAGARPA 2014.

Como se puede observar en el **Cuadro 2** la producción por tonelada del fruto de noni aún es baja comparada con el cultivo de otros frutos, sin embargo, también se puede apreciar que tiene un precio medio rural por tonelada importante y mayor que el de estos cultivos. Así mismo se puede apreciar que si se aumenta la superficie de siembra del fruto de noni se pueden obtener buenos rendimientos e ingresos económicos.

## **5. Composición química del noni**

La composición de la fruta de noni se ha estudiado, aunque no exhaustivamente. Se ha informado la presencia de ciertos compuestos bioactivos, tales como escopoletina, óxido nítrico, vitamina C, fibra, alcaloides y esteroides. También se afirma que tienen una alta capacidad antioxidante. Algunos análisis *in vitro* e *in vivo* han evidenciado propiedades anti-inflamatorias, analgésicas, antituberculosas, y contra el cáncer (Chan-Blanco y col 2007).

Algunos de las características fisicoquímicas del fruto de noni son las siguientes, agua: 90 %; pH: 3.72; materia seca: 9.87 %; sólidos solubles totales: 8 °Brix; contenido proteínico: 2.5 %; contenido lipídico: 0.15 %; contenido de glucosa: 11.97g/L; fructosa: 8.27g/L; potasio: 3900 mg/L; magnesio: 14 mg/L; calcio: 28 mg/L; vitamina C: 155mg/100g. Los principales componentes de la materia seca parecen ser los sólidos solubles, fibra dietaria y proteínas, y los principales aminoácidos son el ácido aspártico, ácido glutámico e isoleucina. Los minerales (principalmente potasio, azufre, calcio y fósforo) representan un 8.4 % de materia seca. Las

vitaminas que se han reportado en la fruta noni incluyen el ácido ascórbico (24-158 mg/100g de materia seca) y provitamina A (Carrillo-López y Yahia 2011).

Los principales fitoquímicos son componentes fenólicos, ácidos orgánicos y alcaloides. Los compuestos fenólicos comúnmente reportados incluyen las antraquinonas (damnacanthal, morindone y morindin), aucubin, asperuloside y scopoletin. Los ácidos orgánicos más importantes son el caproico y caprílico. Mientras que el principal alcaloide, de acuerdo con Heinicke (1985) es la xeronina, sin embargo este autor no reporta la caracterización química para el alcaloide xeronina, ni ha sido encontrada y caracterizada posteriormente en el tejido vegetal del noni u otra planta por alguna otra persona (Carrillo-López y Yahia 2011).

#### **a. Usos y aplicaciones del noni**

Comúnmente el fruto de la planta se utiliza y se consume como un jugo, aunque las hojas, flor, corteza y la raíz también se pueden utilizar en la preparación de la medicina tradicional. Las demandas relacionadas con esta planta incluyen una amplia gama de beneficios para la salud como el cáncer, infecciones, artritis, diabetes, asma, hipertensión y alivio del dolor (Ahmad y col 2016), trastornos intestinales, aterosclerosis, infecciones de la vejiga, quemaduras, síndrome de fatiga crónica, debilidad circulatoria, congestión, estreñimiento, inflamaciones oculares, fiebre, fracturas, úlceras gástricas, gingivitis, enfermedades del corazón, enfermedad renal, malaria, calambres menstruales, llagas en la boca, trastornos respiratorios, tiña, sinusitis, esguinces, apoplejía, inflamación de la piel y heridas (Kovendan y col 2012). El noni es un estabilizador del pH, neutraliza la acidez, lo que

hace posible la estabilidad de la función del páncreas, hígado, riñones, vejiga, sistema reproductor femenino, etc. Por lo tanto puede ayudar a mejorar algunas de las condiciones descritas anteriormente (Bernabé y col 2012).

Sin embargo, hay sólo pocos trabajos de investigación científica relacionados con las propiedades nutricionales y funcionales de la planta de *Morinda citrifolia* para apoyar estas afirmaciones (Ahmad y col 2016).

Existen diversas maneras de aplicación y utilización del noni, las más comúnmente usadas son: desintoxicación por vía oral, cataplasmas de noni, aplicación facial, sobre el vientre, gotas nasales, gotas para los ojos, implantes rectales, implantes vaginales, infusiones y jugos (Centeno 2008).

## **B. COMPOSICIÓN NUTRIMENTAL**

### **1. Fibra dietaria**

El gran interés por la fibra dietaria (FD) se remonta a la década de los setenta cuando investigadores como Trowell, Burkitt y otros, basándose principalmente en estudios epidemiológicos enunciaron la hipótesis de que la deficiencia de FD se relaciona con la existencia de una serie de enfermedades presente en los países desarrollados con cultura occidental, como constipación, hemorroides, diverticulosis, cáncer de colon, diabetes, obesidad y enfermedad cardiovascular (FAO 1997).

La FD es definida con base en los componentes de la dieta de origen vegetal, que son resistentes a las enzimas digestivas del hombre y químicamente estaría representado por la suma de los polisacáridos que no son almidones (FAO 1997).

Forman parte de la FD convencional componentes estructurales de la pared de las células vegetales: celulosa, hemicelulosa, sustancias pécticas y lignina y no estructurales, como gomas, mucílagos, polisacáridos de algas y celulosa modificada. Podemos clasificar a la fibra de acuerdo a su solubilidad en agua en fibra insoluble (celulosa, gran parte de las hemicelulosas y lignina) y soluble (pectinas, gomas, mucílagos, ciertas hemicelulosas, polisacáridos de algas y celulosa modificada) (FAO 1997).

Los efectos fisiológicos de la fibra dietaria o también llamada fibra dietética son el resultado de complejos mecanismos de interacción entre los componentes del alimento no digeridos por las enzimas digestivas y las condiciones del medio ambiente gastrointestinal, como pH, fuerza iónica así como la presencia de otras sustancias inherentes al alimento. La naturaleza química y la estructura de la fibra dietaria son las características principales que determinan su comportamiento en el lumen intestinal. Las propiedades funcionales de la FD son las principales responsables de los aspectos fisiológicos desarrollados por la fibra en el tracto gastrointestinal. Entre éstas podemos citar las siguientes: regulación de la función intestinal, disminución de la absorción de la glucosa, menor demanda de insulina, prevención del cáncer de colon, regulación del nivel de colesterol y reducción de ingesta calórica entre otras (Villarreal y col 2003).

#### **a. Fibra dietaria insoluble (FDI)**

La fibra no soluble o fibra insoluble es aquella que no se disuelve en el agua aunque tiene la capacidad de absorberla. La FDI es más importante para el intestino

grueso, no obstante, tiene otras cualidades aparte de su resistencia. Son fibras con poca capacidad de captar agua, por lo que forma mezclas de baja viscosidad. Es la fibra que más acelera el tránsito intestinal. Todos los vegetales contienen tanto fibra insoluble como soluble, aunque la cantidad que poseen cada uno difiere considerablemente. Por ejemplo, las manzanas, contienen ambos tipos de fibra. Tiene principalmente un efecto laxante ya que acelera el tránsito intestinal y aumenta el peso de la materia fecal, también reduce la absorción de glucosa (Trujillo y col 2010).

Los polisacáridos que conforman a la fibra dietaria insoluble son celulosa, la mayoría de las hemicelulosas y la lignina. A medida que la planta va madurando y se va haciendo más rica en lignina, va perdiendo progresivamente contenido de agua (Márquez 2000). La celulosa es un polímero de glucosa unida en posición  $\beta$  1-4, sin cadenas laterales; las hemicelulosas son polímeros de pentosas y hexosas, con cadenas laterales en las que se presentan diferentes azúcares y ácidos glucorónicos (existen alrededor de 250 diferentes tipos de hemicelulosas). La lignina es un polímero no polisacárido que contiene unidades de fenilpropano derivados de los alcoholes sinapílico, coniferílico y cumarílico (FAO 1997).

#### **b. Fibra dietaria soluble (FDS)**

Las fibras solubles (gelificantes), como las pectinas, se encuentran principalmente en las frutas y vegetales, especialmente naranjas, manzanas y zanahorias. Se encuentran también en las hojuelas del salvado, la cebada y las legumbres. Las

fibras solubles forman mezclas de consistencia viscosa cuyo grado depende de la fuente de vegetal o fruta utilizada (Márquez 2000).

La fibra soluble básicamente retarda la absorción de glucosa, reduce los niveles sanguíneos de colesterol y es fermentada por las bacterias colónicas, sin tener un efecto laxante. La fibra soluble puede ralentizar la digestión y la absorción de hidratos de carbono y, por consiguiente, reducir la subida de la glucosa en la sangre que se produce después de comer y la respuesta insulínica. Son ricos en fibra soluble la avena, papaya, las ciruelas, la zanahoria, los cítricos, frijoles y otras legumbres (Trujillo y col 2010).

Forman parte de la fibra soluble las pectinas, gomas, mucílagos, ciertas hemicelulosas, polisacáridos de algas y celulosa modificada. Las pectinas son polímeros de ácido galacturónico con cadenas laterales con diferentes azúcares. Las gomas son exudados formados en sitios de daño de las plantas, constituyen un grupo complejo de polisacáridos que contienen ácido glucorónico y galacturónico así como xilosa, galactosa y manosa. Gomas típicas en este grupo son la goma arábica, gatti, karaya y tragacanto. Los mucílagos están generalmente dispersos en el endospermo y se mezclan con los polisacáridos digeribles, la utilidad que le prestan a la planta es de reserva energética y para darle humedad a las semillas. Son generalmente polisacáridos neutros, por ejemplo la goma guar es un galactomanano de alto peso molecular derivado de la semilla del *Cyamopsis tetragonolobus*, una leguminosa que crece en la India y Pakistán (FAO 1997).

Entre los polisacáridos de algas se tiene a los carragenanos que se obtienen de las paredes celulares de ciertas algas rojas. Hay varios tipos de carragenanos compuestos de residuos de galactosa unidos alternativamente en posición 1,3 y 1,4 sulfatados en grados variables; los alginatos, obtenidos de las paredes celulares de algas pardas que se describen químicamente como un copolímero lineal de ácidos manurónico y gulurónico. Las celulosas modificadas como la metilcelulosa, hidroxipropilcelulosa, carboximetilcelulosa, son gomas semi-sintéticas porque se sintetizan a partir de un producto natural como lo es la celulosa (FAO 1997).

Las gomas, mucílagos, polisacáridos de algas y celulosas modificadas se utilizan como aditivos en la industria alimentaria, como emulsificante y estabilizante en pequeñas cantidades (FAO 1997).

## **2. Vitamina C**

La vitamina C es una vitamina hidrosoluble sensible al calor, es un nutriente esencial requerido para un cierto número de reacciones metabólicas en todos los animales y plantas y es sintetizada internamente por casi todos los organismos, siendo los humanos una considerable excepción (Fennema 1996).

Las frutas y verduras son las principales fuentes de vitamina C en la dieta. La principal forma biológicamente activa de la vitamina C es el ácido ascórbico (AA); el producto de su oxidación primaria, ácido L-dehidroascórbico, también es activo; sin embargo, su nivel es generalmente bajo. Una de las principales reacciones bioquímicas de ácido L-ascórbico, la molécula responsable de prevenir el escorbuto, es destruir los radicales libres tóxicos (hidroxilo y perhidroxilo) resultantes de los

productos metabólicos de oxígeno. Los usos de ácido L-ascórbico, incluyéndolo en los alimentos, siguen aumentando debido a la actividad del compuesto de la vitamina C, propiedades útiles, y baja toxicidad (Brewer 2011).

El AA tiene 4 grupos -OH que pueden donar hidrógeno a un sistema oxidante. Debido a que los grupos -OH (2 pares de 2) están en átomos de carbono adyacentes, el AA es capaz de quelar iones metálicos ( $\text{Fe}^{+2}$ ). También elimina los radicales libres, neutraliza  $\text{O}_2^-$ , y actúa como un agente reductor. En niveles altos ( $> 1000 \text{ mg/kg}$ ), el AA desplaza el equilibrio entre el hierro ferroso ( $\text{Fe}^{+2}$ ) y el hierro férrico ( $\text{Fe}^{+3}$ ), actúa como un eliminador de oxígeno, e inhibe la oxidación. Sin embargo, a niveles bajos ( $< 100 \text{ mg/kg}$ ), se puede catalizar la oxidación (en el tejido muscular) (Brewer 2011).

### **3. Minerales**

Los minerales tienen numerosas funciones en el organismo humano. El sodio, el potasio y el cloro están presentes como sales en los líquidos corporales, donde tienen la función fisiológica de mantener la presión osmótica. Los minerales forman parte de la estructura de muchos tejidos. Por ejemplo, el calcio y el fósforo en los huesos se combinan para dar soporte firme a la totalidad del cuerpo. Los minerales se encuentran en los ácidos y álcalis corporales; por ejemplo, el cloro está en el ácido clorhídrico del estómago. Son también constituyentes esenciales de ciertas hormonas, por ejemplo el yodo en la tiroxina que produce la glándula tiroides (FAO 2002).

Los principales minerales en el cuerpo humano son: calcio, fósforo, potasio, sodio, cloro, azufre, magnesio, manganeso, hierro, yodo, flúor, zinc, cobalto y selenio. El fósforo se encuentra tan ampliamente en las plantas, que una carencia de este elemento quizá no se presente en ninguna dieta. El potasio, el sodio y el cloro se absorben con facilidad y fisiológicamente son más importantes que el fósforo. Los seres humanos consumen azufre sobre todo en forma de aminoácidos que lo contienen; por lo tanto, cuando hay carencia de azufre, se relaciona con carencia de proteína. No se considera común la carencia de cobre, manganeso y magnesio. Los minerales de mayor importancia en la nutrición humana son: calcio, hierro, yodo, flúor y zinc (FAO 2002).

Los minerales son elementos químicos imprescindibles para el normal funcionamiento metabólico. El agua circula entre los distintos compartimentos corporales llevando electrolitos, que son partículas minerales en solución. Tanto los cambios internos como el equilibrio acuoso dependen de su concentración y distribución. Aproximadamente el 4 % del peso corporal está compuesto por 22 elementos llamados minerales. Desempeñan un papel importantísimo en el organismo, ya que son necesarios para la elaboración de tejidos, síntesis de hormonas y en la mayor parte de las reacciones químicas en las que intervienen las enzimas (Kohon 2009).

Según el consumo necesario de nuestro organismo y el tipo de mineral se pueden clasificar de la siguiente manera; hay minerales que son necesarios en grandes cantidades (> 100 mg/día), son los macronutrientes, como el calcio, fósforo, sodio,

potasio, magnesio y azufre, otros son necesarios en cantidades más pequeñas (< 100 mg/día) y se les denomina oligoelementos (oligo=poco) o “elementos traza” como el hierro, cobre, cobalto, zinc, cromo, manganeso y yodo (Nielsen 1996).

Las frutas y vegetales presentan bajos contenidos de energía, mientras que la densidad de nutrientes es muy alta. El incremento en el consumo de este tipo de productos puede ayudar a reemplazar alimentos con altos contenidos en grasas saturadas, sales y azúcares, mejorando así la ingesta de la mayoría de micronutrientes y fibra dietaria en la dieta (Ekholm y col 2007). La sugerencia diaria de frutas y vegetales frescos (> 400 g/día) es recomendada para prevenir enfermedades del tipo no transmisibles como trastornos cardiovasculares y algunos cánceres (OMS 2015). Por lo tanto, la determinación y actualización de datos sobre los contenidos de minerales en alimentos de origen vegetal, es un parámetro de vital importancia para su calidad y preservación (Ekholm y col 2007).

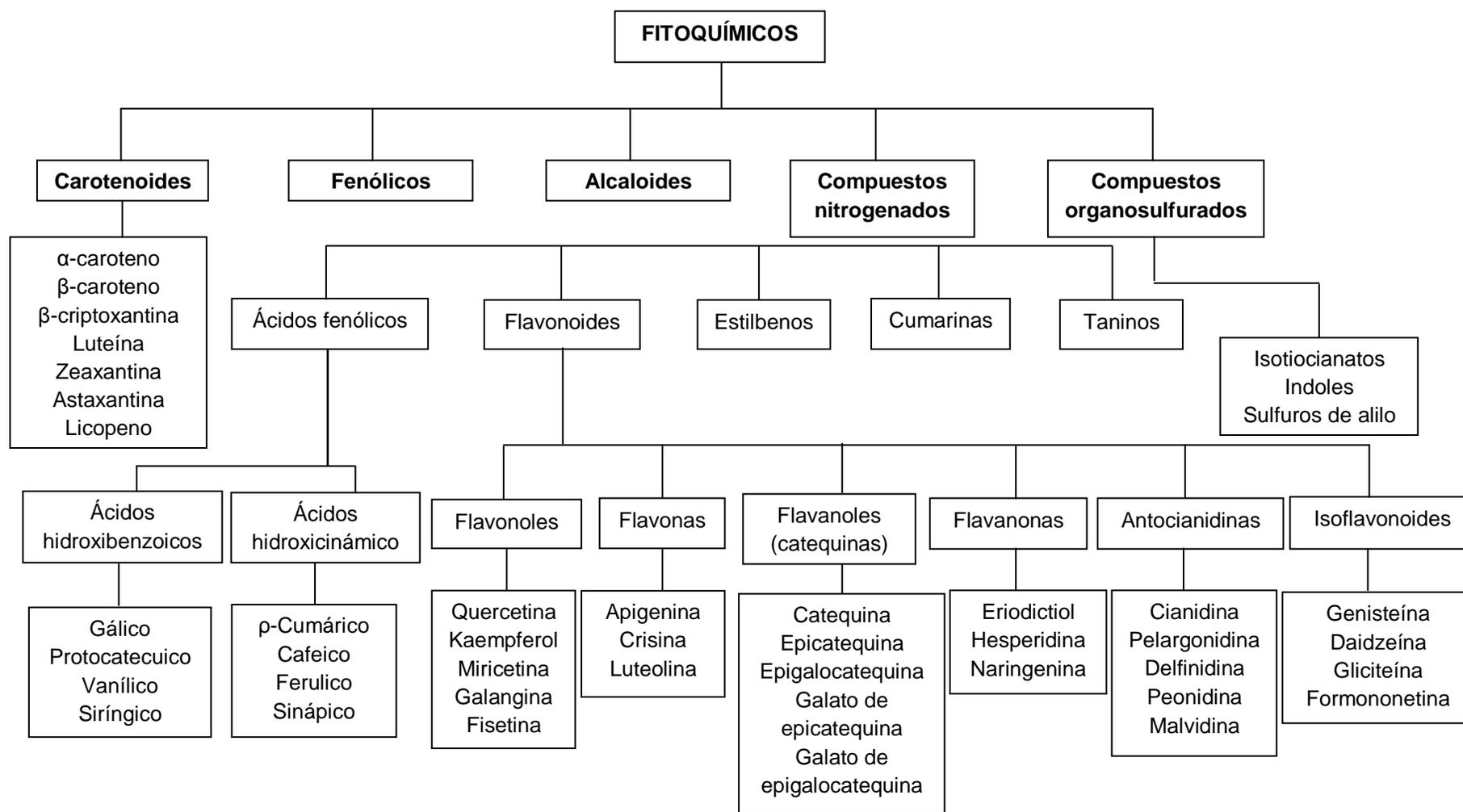
### **C. FITOQUÍMICOS**

Los fitoquímicos son compuestos que se encuentran exclusivamente en las plantas y que no se consideran nutrientes esenciales para la vida, aunque poseen funciones benéficas en el organismo humano, principalmente contra algunas enfermedades. Los fitoquímicos son considerados metabolitos secundarios biológicamente activos, que también proveen color, sabor y que comúnmente son referidos como fitoprotectores o nutraceuticos (Kalt 2001). Existen miles (> 10,000) de fitoquímicos conocidos (Drewnowski y Gómez-Carneros 2000), los cuales se han identificado principalmente como derivados de la fenilalanina y tirosina, y que

realizan una variedad de funciones como pigmentación, antioxidación, protección contra luz UV, etc. (Shahidi y Naczk 2004).

Los fitoquímicos presentes en los alimentos de la dieta podrían ser clasificados en cuatro grandes grupos principales: terpenoides y polienos (carotenoides y fitoesteroles), polifenoles (flavonoides, fitoestrógenos, antocianinas, ácidos fenólicos, taninos, estibenos y curcuminoides), compuestos organosulfurados (glucosinolatos, isotiocianatos) y fitoquímicos nitrogenados (alcaloides, betalaínas, indol glucosinolatos) (González-Laredo y col 2012), siendo las dos primeras clases los más estudiados (Liu 2004). Una clasificación general de acuerdo a Liu (2004) se muestra en la **Figura 3**. Estos compuestos pueden estar presentes de manera abundante en vegetales de hojas verdes, tomate y brócoli, en frutas como frambuesas, arándanos, granadas, aceitunas, cítricos, uvas, fresas, etc., así como en nueces, flores y hierbas medicinales. Sin embargo, dependiendo de su composición y presencia, los fitoquímicos son encontrados en diferentes plantas a diferentes concentraciones (Allothman y col 2009).

Liu (2004), señala que los extractos fitoquímicos provenientes de frutas y vegetales presentan elevadas actividades antioxidantes y antiproliferativas. Además, señala que los efectos sinérgicos de este tipo de compuestos en frutas y vegetales son los responsables de las actividades anticancerígenos y antioxidantes.



**Figura 3.** Clasificación de los fitoquímicos de la dieta. Fuente: Liu 2004.

## 1. Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son los compuestos más relevantes de la familia de los fitoquímicos. Son metabolitos secundarios que presentan un anillo aromático que poseen uno o más grupos hidroxilos, los cuales son sintetizados por las plantas durante su desarrollo normal y bajo respuesta a condiciones de estrés como infecciones, daños por radiación ultravioleta, ataques de depredadores, entre otros (Beckman 2000). Estos compuestos son un grupo muy diversificado perteneciente a los fitoquímicos derivados de la fenilalanina y la tirosina (Shahidi y Naczk 2004), los cuales los podemos encontrar en forma de ácidos fenólicos (hidroxibenzoicos e hidroxicinámicos), coumarinas, flavonoides, estilbenos, taninos condensados e hidrolizables, ligninas y lignanos (Ignat y col 2011).

En los alimentos, los compuestos fenólicos contribuyen a la amargura, astringencia, color, sabor, olor y estabilidad oxidativa, además de que confieren beneficios a la salud (Naczk y Shahidi 2006).

Una de las características de los compuestos fenólicos es su habilidad para bloquear la acción de enzimas específicas que causan inflamación. También modifican los pasos metabólicos de las prostaglandinas y, por lo tanto, protegen la aglomeración de plaquetas (Chasquibol y col 2003). La propiedad antioxidante de los compuestos fenólicos se debe a la facilidad que tienen éstos para ceder un electrón o el átomo de hidrógeno de sus grupos hidroxilos, y también a la estabilidad del fenol oxidado, producto de la cesión del electrón. Cuanto mayor es el número de hidroxilos, mayor es la actividad antioxidante, aunque la posición de los hidroxilos es

más importante que la cantidad. Cuando estos hidroxilos están en posición orto (o), la molécula resulta más activa. Esto se debe a que la deslocalización electrónica resulta más efectiva, y además, se incrementa la actividad quelante de la molécula. Esto se puede observar en el anillo B de los flavonoides, donde las moléculas más activas tienen los hidroxilos en la posición 3' y 4' (ejemplo: quercetina) (González-Laredo y col 2012).

El ensayo Folin-Ciocalteu (FC) se utiliza como medida del contenido en compuestos fenólicos totales en productos vegetales. Se basa en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de FC, a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible de ser determinada espectrofotométricamente a 765 nm (García y col 2015). El reactivo de FC está constituido por una mezcla de ácido fosfotúngstico ( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) y ácido fosfomolibdico ( $H_3PMo_{12}O_{40}$ ), que reaccionan con cualquier tipo de fenol, formando complejos fosfomolibdotúngsticos (Peterson 1979). La transferencia de electrones a pH básico reduce los complejos fosfomolibdotúngsticos (de color amarillo) en óxidos, cromógenos de color azul intenso, de tungsteno ( $W_8O_{23}$ ) y molibdeno ( $Mo_8O_{23}$ ), siendo proporcional este color al número de grupos hidroxilo de la molécula (Julkunen-Titto 1985) y cuya intensidad es la que se mide para evaluar el contenido de polifenoles (García y col 2015).

## **2. Flavonoides**

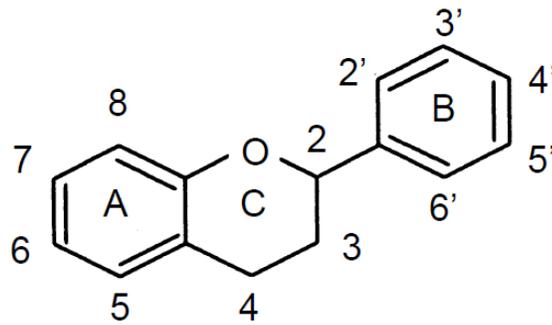
Los flavonoides son pigmentos naturales presentes en los vegetales y que protegen al organismo del daño producido por agentes oxidantes, como los rayos ultravioleta, la contaminación ambiental, sustancias químicas presentes en los

alimentos, etc. El organismo humano no puede producir estas sustancias químicas protectoras, por lo que deben obtenerse mediante la alimentación o en forma de suplementos. Están ampliamente distribuidos en plantas, frutas, verduras y en diversas bebidas y representan componentes sustanciales de la parte no energética de la dieta humana (Aherne y O'Brien 2002).

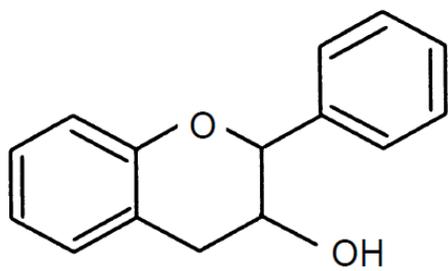
Contienen en su estructura química un número variable de grupos hidroxilo fenólicos y excelentes propiedades de quelación del hierro y otros metales de transición, lo que les confiere una gran capacidad antioxidante. Por ello, desempeñan un papel esencial en la protección frente a los fenómenos de daño oxidativo, y tienen efectos terapéuticos en un elevado número de patologías, incluyendo la cardiopatía isquémica, la aterosclerosis o el cáncer (Jovanovic y col 1998). Sus propiedades anti-radicales libres se dirigen fundamentalmente hacia los radicales hidroxilo y superóxido, especies altamente reactivas implicadas en el inicio de la cadena de peroxidación lipídica y se ha descrito su capacidad de modificar la síntesis de eicosanoides (con respuestas anti-prostanoide y anti-inflamatoria), de prevenir la agregación plaquetaria (efectos antitrombóticos) y de proteger a las lipoproteínas de baja densidad de la oxidación (prevención de la placa de ateroma) (Jovanovic y col 1998).

Los flavonoides son compuestos de bajo peso molecular que comparten un esqueleto común de difenilpiranos ( $C_6-C_3-C_6$ ), compuesto por dos anillos de fenilos (A y B) ligados a través de un anillo C de pirano (heterocíclico). Los átomos de carbono en los anillos C y A se numeran del 2 al 8, y los del anillo B desde el 2' al 6'

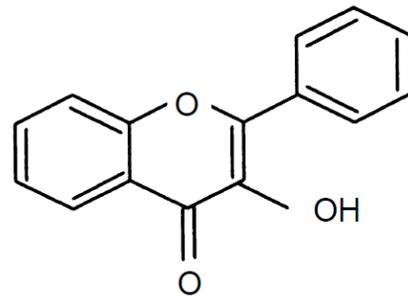
**(Figura 4)** (Kühnau 1976). La actividad de los flavonoides como antioxidantes depende de las propiedades redox de sus grupos hidroxifenólicos y de la relación estructural entre las diferentes partes de la estructura química. Esta estructura básica permite una multitud de patrones de sustitución y variaciones en el anillo C. En función de sus características estructurales se pueden clasificar en: Flavanos, como la catequina, con un grupo -OH en posición 3 del anillo C. Flavonoles, representados por la quercetina, que posee un grupo carbonilo en posición 4 y un grupo -OH en posición 3 del anillo C. Flavonas, como la diosmetina, que poseen un grupo carbonilo en posición 4 del anillo C y carecen del grupo hidroxilo en posición C3. Antocianidinas, que tienen unido el grupo -OH en posición 3 pero además poseen un doble enlace entre los carbonos 3 y 4 del anillo C **(Figura 4)** (Martínez-Flores y col 2002).



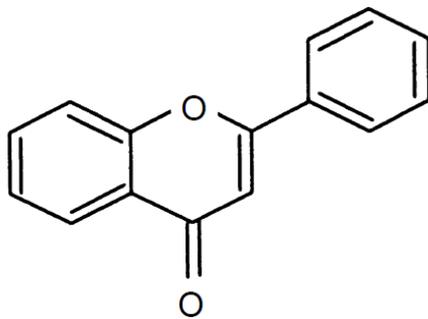
**Flavonoide**



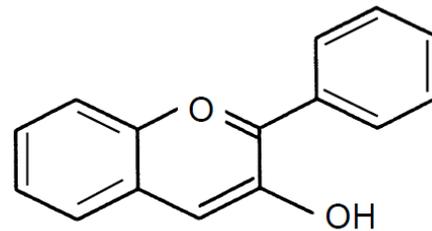
**Flavanol**



**Flavonol**



**Flavona**



**Antocinidina**

**Figura 4.** Flavonoides. Estructura básica y subclases. Fuente: Martínez-Flores y col 2002.

### 3. Carotenoides

Los carotenoides son pigmentos liposolubles naturales sintetizados por las plantas, algas y bacterias fotosintéticas. Por su insaturación son sensibles al oxígeno, metales, ácidos, peróxidos, calor, luz y a las lipoxigenasas. Algunos de éstos tienen la capacidad para actuar como provitamina A, dependiendo de la presencia de la  $\beta$ -ionona así como la conversión en retinol por los animales (Carranco y col 2011).

La estructura básica de los carotenoides es un tetraterpeno simétrico y lineal, de 40 átomos de carbono, formado a partir de ocho unidades de isopreno (Alquézar 2007), de tal forma que la unión de cada unidad se invierte en el centro de la molécula (Meléndez-Martínez y col 2004). Este esqueleto básico puede modificarse por hidrogenación, deshidrogenación, ciclación, migración del doble enlace, acortamiento o extensión de la cadena, reordenamiento, isomerización, oxidación o por combinaciones de estos procesos, dando como resultado una gran diversidad de estructuras (Alquézar 2007). Dentro de los carotenoides podemos distinguir dos grupos: los carotenos, que son hidrocarburos, y las xantófilas, que poseen oxígeno en su molécula (Meléndez-Martínez y col 2004).

Las fuentes dietarias de carotenoides son en gran medida las frutas y verduras de colores amarillo, anaranjado, rojo y verde oscuro. Las frutas y verduras de color naranja, incluyendo zanahorias, patatas dulces, calabaza de invierno, calabaza, papaya, mango y melón, son fuentes ricas del carotenoide  $\beta$ -caroteno. Los tomates, sandías, toronjas rosadas, albaricoques y guayabas rosas son las fuentes más

comunes de licopeno. Además, existen fuentes secundarias donde se incluyen productos de origen animal como pescados, mariscos y huevos, así como algunos alimentos procesados como bebidas, sopas, margarinas y mantequillas que son fortificados con carotenoides como el  $\beta$ -caroteno (Liu 2004).

El método clásico para la determinación de los carotenoides totales en una muestra biológica es por la vía espectrofotométrica (Kimura y col 2007). Sin embargo, sin un análisis de separación previo, los carotenoides podrían ser cuantificados junto con la clorofila, la cual absorbe a la misma longitud de onda (Biehler y col 2009). El análisis de carotenoides generalmente comprende una serie de etapas que incluyen el muestreo, extracción, saponificación, análisis cromatográficos, identificación y cuantificación. Los carotenoides son normalmente extraídos por solventes miscibles en agua como acetona, etanol, metanol y mezclas entre ellos, así como otros solventes apolares como hexano, tolueno, entre otros (Meléndez-Martínez y col 2007). La saponificación elimina los lípidos no deseados y las clorofilas, simplificando la separación cromatográfica, la identificación y cuantificación de los carotenoides principalmente en frutas (Rodríguez-Amaya 2010).

#### **D. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE**

Los antioxidantes son conocidos como moléculas que actúan antes o durante una reacción en cadena de los radicales libres; ya sea en la etapa de iniciación, propagación, terminación, descomposición o en la subsecuente oxidación de los productos (Cardoso y col 2005). En los sistemas biológicos, la definición de antioxidantes ha sido extendida a cualquier compuesto que, cuando se encuentra

presente a bajas concentraciones, comparadas con la de un sustrato oxidable, notablemente retarda o previene la oxidación de ese sustrato, al inhibir la iniciación o propagación de las reacciones de oxidación. Por otro lado, los prooxidantes son especies altamente reactivas de radicales libres o especies reactivas de oxígeno que están presentes en los sistemas biológicos; provienen de una amplia variedad de fuentes (Carocho y Ferreira 2013) y se encuentran tanto en los alimentos como en los sistemas biológicos (Tovar 2013).

Los antioxidantes derivados de las plantas desde el punto de vista fitoquímico pueden ser taninos, lignanos, estilbenos, cumarinas, quinonas, xantonas, ácidos fenólicos, flavones, flavonoles, catequinas, antocianinas y proantocianinas los cuales debido a sus propiedades redox pueden actuar como donadores de hidrógenos para los radicales libres y de esta manera prevenir o retrasar el desarrollo de enfermedades degenerativas (Marwah y col 2007).

Se sabe que el daño oxidativo inducido por radicales libres reactivos está implicado en el desarrollo del cáncer. Los estudios epidemiológicos han demostrado que las frutas y vegetales que consumimos reducen el daño oxidativo inducido por radicales libres y la peroxidación lipídica, por lo tanto, reduce el riesgo de cáncer. Se cree que las frutas y vegetales son fuentes importantes de antioxidantes (Mian-Ying y col 2002).

Como la capacidad antioxidante total de una muestra viene determinada por interacciones sinérgicas entre diferentes compuestos, así como por el modo de acción específico de cada uno de ellos, es necesario combinar más de un método

para evaluar de manera correcta la capacidad antioxidante de una muestra. En este sentido, durante los últimos años se han desarrollado una gran cantidad de métodos para evaluar la capacidad antioxidante de alimentos basados en distintos aspectos, como la reducción de metales (FRAP), la capacidad de captación de radicales peroxilo (ORAC, TRAP), de radicales hidroxilo (ensayo de la deoxirribosa), de radicales generados a partir de ciertas moléculas orgánicas (ABTS, DPPH), en la cuantificación de productos generados durante la peroxidación lipídica (TBARs, oxidación de LDLs), etc. (Frankel y Meyer 2000; Sánchez 2002; Aruoma 2003).

Los métodos para evaluar la actividad antioxidante, pueden ser *in vitro* o *in vivo*. Una de las estrategias más aplicadas en las medidas *in vitro* de la capacidad antioxidante total de un compuesto, mezcla o alimento, consiste en determinar la actividad del antioxidante frente a sustancias cromógenas de naturaleza radical; la pérdida de color ocurre de forma proporcional con la concentración. No obstante, las determinaciones de la capacidad antioxidante realizadas *in vitro* nos dan tan sólo una idea aproximada de lo que ocurre en situaciones complejas *in vivo* (Kuskoski y col 2005).

Los métodos de capacidad antioxidante más utilizados son la metodología del 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH), 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolína-6-ácido sulfónico (ABTS), el de poder antioxidante de reducción férrica (FRAP) y el de la capacidad de absorción de radicales de oxígeno (ORAC) (Kim y col 2002).

## **1. Método DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil)**

El DPPH<sup>•</sup> es un radical libre estable soluble en metanol que es neutralizado mediante un mecanismo de transferencia de hidrógeno, principalmente (Mercado-Mercado y col 2013) y puede obtenerse directamente sin una preparación previa (Kuskoski 2005). Este método desarrollado por Brand-Williams y col (1995) se basa en la reducción del radical DPPH<sup>•</sup> (un cromógeno púrpura) a su hidracina correspondiente (DPPH~H, color amarillo) al reaccionar con los antioxidantes (donadores de hidrógeno). La capacidad antioxidante se mide determinando el DPPH<sup>•</sup> remanente por medio de espectrofotometría (515-528 nm) donde se mide la decoloración de la reacción, la cual se produce al adicionar el antioxidante a la solución de DPPH (González-Laredo y col 2012). El DPPH solo puede disolverse en medio orgánico por lo que mide preferentemente la capacidad antioxidante de compuestos poco polares (Kuskoski 2005).

Esta prueba ha sido considerada como una de las más rápidas y precisas para evaluar las propiedades antioxidantes de frutas y vegetales. Se ha utilizado para determinar la capacidad antioxidante de polifenoles, flavonoles, antocianinas, derivados de ácido elágico, flavonoides, fenoles, limonoides y cumarinas, así como de frutas, vegetales y en otros productos alimenticios (González-Laredo y col 2012).

## **2. Método FRAP (poder antioxidante reductor del hierro)**

Este ensayo fue descrito en primer lugar por Benzie y Strain (1996). El método FRAP se desarrolla bajo condiciones ácidas (pH 3.6) y en presencia de antioxidantes (reductores), donde la forma férrica del complejo hierro-tripiridiltriazina ( $\text{Fe}^{+3}$ ~TPTZ,

incolore) se reduce a su forma ferrosa ( $\text{Fe}^{+2}$ -TPTZ). El complejo de  $\text{Fe}^{+2}$ -TPTZ produce una coloración azul intensa que presenta su máxima absorción a 593 nm. La intensidad del color producido es proporcional a la concentración de antioxidantes. A diferencia de muchos otros sistemas, éste no utiliza ningún radical (González-Laredo y col 2012).

### **3. Método ABTS (2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolína-6-ácido sulfónico)**

Otro de los ensayos más comunes para determinar la capacidad antioxidante es el ABTS, en el cual se mide la disminución de la absorbancia de este radical por acción de los antioxidantes después de un periodo de tiempo de incubación (1-30 minutos). La concentración remanente del radical catión  $\text{ABTS}^{++}$  se determina espectrofotométricamente a 660, 734 y 820 nm. Aunque el ABTS está disponible comercialmente, el radical catión  $\text{ABTS}^{++}$  debe formarse previamente al análisis de la muestra, el radical catiónico obtenido es un compuesto de color verde azulado. Para ello se han empleado diferentes estrategias basadas en reacción química con dióxido de manganeso, AAPH (2,2'-Azobis (2-amidinopropano) dihidrocloruro), o persulfato de potasio ( $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ ) (González-Laredo y col 2012). También es conocido en la literatura científica como el método TEAC (Capacidad Antioxidante en Equivalentes de Trolox, por sus siglas en inglés). Su mecanismo de neutralización es principalmente por transferencia de electrones, y se puede medir la actividad de compuestos hidrofílicos y lipofílicos (Mercado-Mercado y col 2013).

#### **4. Método ORAC (capacidad de absorción de radicales de oxígeno)**

Este método es un ensayo que mide la capacidad de un compuesto para atrapar el radical peróxilo ( $\text{ROO}^{\bullet}$ ), relevante en la oxidación de lípidos en los alimentos; mediante un mecanismo de transferencia de un átomo de hidrógeno (Zapata y col 2014). Es uno de los métodos más usados para determinar la capacidad antioxidante no sólo de frutas y vegetales, sino también en muestras biológicas (plasma, tejidos). Se basa en la habilidad que tienen los antioxidantes para inhibir la pérdida de fluorescencia de la ficoreritrina o fluoresceína, causado por el generador de radicales AAPH (2,2'-Azobis (2-amidinopropano) dihidrocloruro), en un tiempo determinado. La cuantificación se realiza midiendo el área bajo la curva de intensidad de fluorescencia a lo largo del tiempo. Los radicales peróxilo ( $\text{ROO}^{\bullet}$ ) generados por iniciadores de radicales libres (AAPH), reaccionan con una sonda fluorescente para formar un producto no fluorescente; es decir, a medida que avanza la reacción la sonda fluorescente se consume y disminuye la fluorescencia. El antioxidante adicionado al medio compite con la sonda fluorescente, manteniéndose la fluorescencia. Esta metodología se adaptó para determinar la capacidad antioxidante hidrofílica y lipofílica, para la cual se emplea una solución de acetona/agua (1/1 v/v), conteniendo 7 % de  $\beta$ -ciclodextrina metilada aleatoriamente para solubilizar los antioxidantes lipofílicos en agua. Una de las ventajas del ORAC es que al realizar la medición de la capacidad antioxidante por fluorescencia, hay menos interferencia de los compuestos coloreados presentes en algunos alimentos (carotenos, antocianinas), comparados con otros métodos (González-Laredo y col 2012).

## **E. PROCESO DE TOSTADO**

Los alimentos y los materiales biológicos se tratan térmicamente principalmente para ampliar su vida útil o para mejorar aspectos organolépticos (Krishnamurthy y col 2008), uno de los procesos térmicos utilizados en alimentos es el tostado, el cual es un método que se realiza con el fin de mejorar y obtener características sensoriales y texturales propias del alimento como por ejemplo ampliar la gama de aromas, texturas, realzar el sabor, inactivar enzimas, destruir microorganismos y reducir la actividad de agua (Amaral y col 2006). El tostado implica una serie de cambios físico-químicos en el alimento como la deshidratación y reacciones químicas, entre las que destaca la reacción de Maillard, la cual da lugar a pigmentos marrones y compuestos de pirazina asociados al desarrollo de sabor típico en productos tostados. Por otro lado, la deshidratación desarrolla en el producto características texturales de crujibilidad (Alamprese y col 2009).

Algunas semillas son tostadas ya sea para su consumo o para producción de aceites. Un ejemplo es la semilla de girasol, estas se consumen por los seres humanos crudas, tostadas y saladas o de hecho en harina. El aceite de semilla de girasol se utiliza para cocinar, preparar margarina y aderezos para ensaladas. Las semillas de girasol se utilizan para preparar galletas y artículos de comida rápida, con un alto contenido de proteínas, las cáscaras de las semillas se utilizan como relleno en piensos para el ganado (Luigi y col 2005).

Las semillas de calabaza son consumidas directamente por los humanos como un aperitivo en muchos países tras el tostado y salado. El aceite de semilla de

calabaza es conocido por su alta actividad antioxidante y estabilidad oxidativa. Teniendo en cuenta que el proceso de producción de aceite de semilla de calabaza incluye proceso de tostado a altas temperaturas, tal estabilidad a la oxidación no está de acuerdo con la noción general de que las temperaturas de procesamiento más altas disminuyen la estabilidad oxidativa (Neđeral y col 2012). Esta estabilidad está influenciada principalmente por la relación de ácido linolénico y oleico (Srbinoska y col 2012).

Por otro lado, el consumo de semillas de noni no está bien documentado en la literatura científica, sin embargo, se presume que antiguas generaciones de la Polinesia además de comer el fruto de noni maduro, también consumían las semillas del fruto tostadas, proceso que hacían en una fogata (Palu y col 2012). Por lo cual, además de los beneficios atribuidos al fruto y jugo de noni, resulta interesante evaluar las propiedades que pudieran estar presentes en su semilla, tanto cruda como tostada; esto con la finalidad de poder consumirlas como un aperitivo al igual que otras semillas (calabaza y girasol) (Luigi y col 2005).

#### IV. JUSTIFICACIÓN

El noni (*Morinda citrifolia* L.) es un producto que se ha utilizado durante siglos en la medicina popular debido a su actividad antimicrobiana, anti-cancerígena, antioxidante, antiinflamatoria y analgésica. El interés comercial en el noni se ha incrementado enormemente en los últimos años, según lo previsto por el número de patentes registradas desde el año de 1976.

La mayor producción mundial de noni se presenta en la zona que comprende México y Centroamérica, destacando países como El Salvador, Panamá, Honduras y México. Este cultivo tiene un precio medio rural por tonelada importante y mayor que el de otros cultivos. Asimismo se puede apreciar que si se aumenta la superficie de siembra del fruto de noni se pueden obtener buenos rendimientos e ingresos económicos, teniéndose así un futuro prometedor.

Debido a lo anterior y tomando en cuenta que el noni se considera un producto PNT, los cuales son alternativos a cultivos tradicionales que han sufrido pérdida de competitividad y rentabilidad; además de la escasa información reportada sobre características físicas, químicas, fitoquímicas y antioxidantes del pericarpio y principalmente de la semilla de noni (*Morinda citrifolia* L.), es importante analizar y caracterizar las partes estructurales de dicho fruto.

## **V. HIPÓTESIS**

Existen diferencias importantes de compuestos fitoquímicos y de capacidad antioxidante entre pericarpio y semilla del fruto de noni. Asimismo entre semilla cruda y tostada.

## **VI. OBJETIVOS**

### **A. OBJETIVO GENERAL**

Realizar una caracterización física, química, fitoquímica y antioxidante del pericarpio, semilla cruda (sin tostar) y semilla tostada del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

### **B. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Determinar características físicas del pericarpio y semillas del fruto de noni (masa y dimensiones de fruto y semillas, proporción pericarpio-semilla, color externo del fruto y semillas).

2. Determinar características fisicoquímicas del pericarpio y semillas (sin tostar y tostadas) del fruto de noni (pH, acidez titulable y sólidos solubles totales).

3. Determinar características químicas del pericarpio y semillas (sin tostar y tostadas) del fruto de noni con base en análisis proximal, vitamina C, fibra dietaria y minerales.

4. Determinar la composición fitoquímica del pericarpio y semillas (sin tostar y tostadas) del fruto de noni (compuestos fenólicos totales, flavonoides totales y carotenoides totales).

5. Evaluar la capacidad antioxidante de extractos hidrofílicos y lipofílicos de pericarpio y semillas (sin tostar y tostadas) del fruto de noni mediante las metodologías DPPH, FRAP, ABTS y ORAC.

## **VII. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **A. MATERIALES**

Para llevar a cabo este trabajo de investigación, se emplearon como materia prima partes estructurales (pericarpio y semillas) del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.). Los frutos fueron obtenidos de una huerta familiar con domicilio en Carretera Sanalona, Culiacán, Sinaloa. Fueron cosechados en estados de madurez 3 (amarillo pálido muy duro) y 4 (amarillo pálido, poco duro) y con ausencia de daños físicos. Posteriormente fueron trasladados al Laboratorio de Bioquímica Poscosecha de Frutas y Hortalizas de la Facultad de Ciencias Químico-Biológicas de la Universidad Autónoma de Sinaloa, en donde se realizó su limpieza con agua corriente, agua destilada y fueron secados con papel absorbente. Se esperó un determinado tiempo hasta que alcanzaron la etapa 5 de madurez (translúcido-grisáceo, muy suave) para enseguida llevar a cabo la caracterización en estado fresco y posteriormente congelar y liofilizar las muestras para los siguientes análisis.

### **B. MÉTODOS**

#### **1. Preparación de la muestra**

Una vez que los frutos alcanzaron el estado de madurez 5, el pericarpio y la semilla fueron removidos y separados totalmente de manera manual. La semilla fue sometida a una serie de lavados (3 o 4 aproximadamente) con tela de organza para lograr la mayor separación de pericarpio que quedó adherido a ella. Enseguida las muestras se congelaron para ser liofilizadas.

## **2. Proceso de tostado de la semilla de noni**

Se realizaron ensayos preliminares para determinar condiciones de tiempo y temperatura para tostar la semilla de noni, los ensayos se basaron en artículos sobre tostado de semilla de girasol y calabaza, donde las condiciones óptimas eran 150 °C por 30 min para el caso de la semilla de girasol (Quiroga y col 2015) y 120 °C por 49 min para la semilla de calabaza (Vujasinović y col 2012). Sin embargo estas condiciones no fueron suficientes para lograr la textura deseada para el tostado en las semillas de noni, por lo cual se siguieron manejando diferentes tiempos y temperaturas hasta llegar a la textura deseada. Las condiciones se establecieron en 205 °C por espacio de 60 min, esto se llevó a cabo estando el horno previamente precalentado bajo las mismas condiciones anteriores e inmediatamente después se introdujeron las semillas en un refractario de aluminio. El tostado se llevó a cabo en un horno marca Oster (Oster Toaster Oven Model 6297, China).

Las condiciones de tostado pueden deberse en primer lugar a las características de la semilla, ya que esta está cubierta por una capa de celulosa extremadamente resistente lo cual le permitiría a esta soportar la penetración del calor y/o a las características del horno en el cual se llevó a cabo el proceso ya que éstas varían entre los diferentes tipos de horno teniendo diferentes capacidades de calentamiento.

### **3. Caracterización física**

#### **a. Peso**

Se llevó a cabo con frutos enteros, utilizando una balanza digital marca Sartorius (modelo TE4101 USA) para lo cual se realizó un total de 30 evaluaciones. Una vez separadas de forma manual las partes estructurales (pericarpio y semilla) del noni, fueron pesadas en la balanza digital para después calcular el porcentaje de cada una de ellas en base a su peso inicial. Además se consideró el peso de 1000 semillas sin tostar y 1000 semillas tostadas según lo reportado por el Ministerio de Agricultura, Ganadería y Abastecimiento de Brasil (2009) para el análisis de semillas.

#### **b. Firmeza**

La medición de la firmeza se realizó de acuerdo a lo reportado por Saborío y col (2000). Se determinó la firmeza del fruto entero de noni utilizando un texturómetro digital Chatillon DFE Ametek modelo E-DFE-100 (Largo, FL) equipado con una punta de 11 mm de diámetro con una penetración de 0.5 cm. Las pruebas de penetración y compresión que se realizaron en el fruto fueron perpendiculares al eje del pedúnculo y cada resultado fue el promedio de 3 mediciones realizadas a cada fruto. La fuerza de compresión máxima fue reportada en Newtons (N).

#### **c. Dimensiones**

Las dimensiones (longitud y diámetro) se determinaron en frutos enteros y semillas, para lo cual se utilizó un vernier de precisión Metromex (Modelo 222-A), evaluándose un total de 30 frutos. Las dimensiones transversales se tomaron de la

parte superior, media e inferior del fruto, considerando a partir del pedúnculo la parte superior.

#### **d. Color**

Se determinó el color externo de noni, además del color de sus semillas sin tostar y tostadas. Para esto se utilizaron los términos  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$  de la Comisión Internacional en Iluminación (CIE), según la cual el valor  $L^*$  proporciona el brillo (luminosidad) de la superficie de 0 a 100 (oscuro a claro), el  $a^*$  representa la intensidad del color verde o rojo (de -60 a + 60) y el  $b^*$  la intensidad del color azul a amarillo (de -60 a +60) (Francis 1980).

Los valores de  $a^*$  y  $b^*$  fueron usados para calcular la cromaticidad o saturación (C) por la fórmula  $C=(a^{*2} + b^{*2})^{1/2}$  y el tono o ángulo Hue, por la fórmula  $^{\circ}\text{Hue}=\tan^{-1}(b^*/a^*)$  (Francis 1980).

En este caso, como los valores obtenidos fueron en radianes, la fórmula utilizada se ajustó, siendo la siguiente,  $^{\circ}\text{Hue}=\tan^{-1}(b^*/a^*) * 180/\pi$ . El ángulo Hue es expresado en grados:  $0^{\circ}$  indica  $+a^*$  (rojo),  $90^{\circ}$  indica  $+b^*$  (amarillo),  $180^{\circ}$  indica  $-a^*$  (verde), y  $270^{\circ}$   $-b^*$  (azul). Para la determinación del color, se realizaron 4 mediciones en la superficie de la cáscara del fruto. Las mediciones de color en el fruto se realizaron en una muestra de 15 frutos (5 de cada grupo) con 4 repeticiones en cada uno. Para el caso de las semillas sin tostar y semillas tostadas se realizó un total de 45 mediciones (15 de cada grupo). La determinación se realizó utilizando un colorímetro Minolta CR 210 (Minolta Chromameter, Osaka, Japón), el cual fue calibrado utilizando un mosaico blanco de referencia.

#### 4. Caracterización fisicoquímica

##### a. Acidez titulable

Se llevó a cabo por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de acuerdo al método oficial de la AOAC (2012) 942.15, que consiste en triturar 10 g de cada muestra en 50 mL de agua destilada neutra (pH=7), posteriormente filtrar y tomar una alícuota de 20 mL para proceder a titular con hidróxido de sodio 0.1 N hasta alcanzar un pH de  $8.1 \pm 0.2$  (punto de vire de la fenolftaleína). Los cambios de pH fueron observados con un potenciómetro Orion 420-A, USA. El porcentaje de acidez titulable se calculó como ácido cítrico con la siguiente ecuación:

$$AT (\%) = \frac{[(VG) (MEqA) (N) (V)] (100)}{(PM) (A)}$$

Dónde:

VG=mL de NaOH gastados en la titulación

V=Volumen total de la disolución

N=Normalidad del NaOH (0.1N)

A=Alícuota de la muestra

MEqA=Peso miliequivalente del ácido cítrico (0.064 g)

PM=Peso de la muestra

## **b. pH**

Para la medición del pH, se siguió la metodología 943.02 propuesta por la AOAC (2012), para la cual se utilizó un potenciómetro digital (Orion 420-A, USA). Todo esto se llevó a cabo con una previa calibración del equipo, donde se lavó el electrodo con agua destilada y se calibró con buffer pH 7 y buffer pH 4. Posteriormente, el electrodo se introdujo a una alícuota obtenida para el análisis de acidez titulable, generando las lecturas correspondientes. Las determinaciones se realizaron por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada.

## **c. Sólidos solubles totales (°Brix)**

Se evaluó el contenido de sólidos solubles totales en pericarpio de noni mediante refractometría de acuerdo con el método 932.12 de la AOAC (2012), donde se colocó una gota del jugo del pericarpio de noni en un refractómetro marca ATAGO 1-877-USA, con ajuste automático de temperatura. Para el caso de semillas sin tostar y semillas tostadas se tomaron 5 g de cada muestra y se adicionaron 10 mL de agua destilada neutra, se dejó reposar en el refrigerador 2 días, se filtró con tela de organza y se puso una gota en el refractómetro para tomar la lectura. Reportándose los resultados como °Brix (porcentaje de azúcar). Las cuantificaciones se realizaron a temperatura ambiente, por triplicado.

## 5. Caracterización nutrimental

### a. Análisis proximal

#### 1) Humedad

Se determinó el contenido de humedad mediante el método termogravimétrico 972.2 descrito por la AOAC (2012). El cual se basa en someter la muestra a desecación en una estufa de aire forzado hasta obtener peso constante. Mediante la cuantificación de la pérdida de peso, se determina el porcentaje de humedad contenido en la muestra.

Se llevó a cabo por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada. Primeramente se colocó una serie de cápsulas de porcelana en una estufa (marca Felisa, Modelo FE-292D, Serie 0511109) por 24 horas a 100 °C para conseguir el peso constante (PCc). Se pesó 1.5 g de muestra fresca (PMf) junto con la cápsula de porcelana utilizando una balanza digital (Marca Orion, Modelo 420-A, USA), posteriormente se secaron en la estufa durante 24 horas a 100 °C. Una vez pasado el tiempo de secado por convección se dejaron enfriar a temperatura ambiente por 30 min en un desecador. Después se determinó el peso de la muestra seca (PMs) calculando el contenido de humedad con la siguiente fórmula:

$$\text{Humedad (\%)} = \frac{\text{PMf} - (\text{PMs} - \text{PCc})}{\text{PMf}} (100)$$

Dónde:

PMf=Peso de la muestra fresca (g)

PCc=Peso constante de la cápsula (g)

PMs=Peso del recipiente con la muestra seca (g)

## 2) Cenizas

Esta determinación se llevó a cabo colocando varios crisoles de porcelana en una mufla (Thermolyne, Modelo FB1415M, Serie 1257050461027, México) por espacio de 4 h a una temperatura de 550 °C. Enseguida fueron ambientados durante 30 min en un desecador y se registró el peso ( $W_2$ ). Inmediatamente después a cada crisol se le adicionaron 2 g de muestra fresca (PMf), los cuales fueron sometidos a carbonización en una placa de calentamiento (Thermolyne, Modelo SP131015, Serie 130040705026). Los crisoles con la muestra carbonizada se colocaron en la mufla antes mencionada por espacio de 5 h a una temperatura de 550 °C. Cumplido el tiempo, la temperatura de la mufla se bajó hasta los 100 °C, para posteriormente colocar los crisoles con la muestra en el desecador en el cual se mantuvieron por 30 min, finalizado esto, se registró su peso ( $W_1$ ). Cabe destacar que el análisis se llevó a cabo por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de acuerdo a la metodología 940.26 reportada por la AOAC (2012). Los cálculos fueron realizados de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\text{Cenizas (\%)} = \frac{W_1 - W_2}{PMf} (100)$$

Dónde:

$W_1$ =Peso del crisol con cenizas (g)

$W_2$ =Peso del crisol (g)

PMf=Peso de la muestra fresca (g)

### **3) Extracto etéreo**

Se utilizó el método de extracción por solvente por medio del cual los lípidos se extraen de la muestra seca y molida, en un equipo Soxhlet con éter de petróleo 35-60 °C. Se llevó a cabo por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni de acuerdo a la metodología 920.85 propuesta por la AOAC (2012). El análisis se determinó en un equipo Soxtec System de Tecator, Extraction Unit, Suecia; constituido por una unidad de extracción HT 1043, serie 2833 y una unidad de servicio HT 1046. También se acopló un recirculador-enfriador de agua (Refrigerated Constant Temperature Circulator marca Polyscience, Modelo 1146, Serie 415058, USA) para mantener la temperatura de condensación constante durante la extracción etérea.

Se pesó 1 g de muestra liofilizada (PM) en un papel filtro Whatman No. 4, el cual fue enrollado de tal manera que se pudiera introducir a un dedal de celulosa. Toda esta operación se llevó a cabo con guantes de látex para no influir en la medición del análisis. En recipientes de aluminio previamente tarados (PR) se adicionaron 50 mL de éter de petróleo 35-60 °C. Los dedales ya colocados en el equipo de extracción, fueron sumergidos en los vasos de aluminio con el solvente, extrayéndose así la grasa de las muestras, después se procedió a evaporar el solvente. El residuo en el

recipiente de aluminio se colocó en una estufa (Felisa, Modelo FE-292D, Serie 0511109) por espacio de 1 h a 121 °C. Enseguida se ambientó en un desecador por 30 min y se registró su peso (PRR). Los cálculos fueron determinados de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\text{Extracto etéreo (\%)} = \frac{\text{PRR} - \text{PR}}{\text{PM}} (100)$$

Dónde:

PRR=Peso del recipiente y el residuo de la grasa (g)

PR=Peso del recipiente de aluminio (g)

PM=Peso de la muestra (g).

#### **4) Proteína cruda**

Se determinó por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni, mediante la metodología 920.87 propuesta por la AOAC (2012) con algunas modificaciones. Se pesaron 0.2 g de muestra liofilizada y 1.625 g de catalizador (mezcla de  $\text{K}_2\text{SO}_4$  con  $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ ), los cuales se colocaron en el fondo de un matraz Kjeldahl, cuidando que no se pegaran a las paredes. A dicho matraz se le adicionaron 5 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  y fue depositado en un equipo digestor (Kjeldahl, marca Labconco, Modelo 2123200, USA). El amoníaco resultante fue recibido en una solución de ácido bórico al 4 %, utilizando rojo de metilo como indicador. Posteriormente se llevó a cabo una titulación con HCl 0.1 N hasta obtener el cambio de color. Los valores obtenidos se reportaron como porcentaje de proteína, utilizando

6.25 como factor de corrección. Los cálculos se determinaron por medio de la siguiente fórmula:

$$\text{Proteína (\%)} = \frac{(\text{N HCl}) (\text{mL HCl}) (0.014) (\text{FC}) (100)}{\text{PM}}$$

Dónde:

mL HCl=mL de ácido clorhídrico gastado

N HCl=Normalidad del ácido clorhídrico

PM=Peso de la muestra (g)

FC=Factor de corrección

## **5) Carbohidratos**

Se calcularon por simple diferencia sobre una base de cálculo de 100 de los demás componentes del análisis proximal (humedad, cenizas, extracto etéreo y proteína), esto se llevó a cabo considerando en base húmeda todos los resultados obtenidos para posteriormente poder realizar la diferencia. Los resultados fueron reportados como porcentaje en base seca, excepto para humedad.

### **b. Vitamina C**

#### **1) Curva de calibración**

La evaluación del contenido de vitamina C por la acción reductora del ácido ascórbico se determinó mediante análisis espectrofotométrico propuesto por Dürüst y col (1997) con algunas modificaciones. Para llevar a cabo este análisis se prepararon

las siguientes soluciones: ácido oxálico 0.4 % en agua (p/v); solución madre de ácido ascórbico 1000 ppm (0.01 g en 10 mL de ácido oxálico 0.4 %); buffer de acetatos (300 g de acetato de sodio anhídrido, 700 mL agua desionizada, 1000 mL de ácido acético glacial); 12 mg de 2,6-diclorofenol indofenol (DCPI) en 1L de agua desionizada.

Mediante la solución madre de 1000 ppm, se prepararon diluciones de ácido ascórbico de 10, 20, 30, 40 y 50 ppm, diluyendo con ácido oxálico 0.4 %. Se ajustó el espectrofotómetro a cero con agua desionizada a 520 nm. Se mezcló 1 mL de ácido oxálico 0.4 %, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de DCPI. Se agitaron en vortex y se leyó la absorbancia (espectrofotómetro, marca ThermoSpectronic, GENESYS 10 UV, 2H7G22900A, USA) a 520 nm a los 15 s después de adicionar el DCPI. Esa lectura se reconoce como L1, la cual corresponde a la absorbancia del DCPI. Cabe destacar que todo el ensayo se llevó cabo en la oscuridad.

Se ajustó nuevamente el espectrofotómetro a cero (520 nm), pero ahora con 1 mL de la solución de 10 ppm de ácido ascórbico, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de agua desionizada (blanco de la solución de 10 ppm). Posteriormente se mezclaron 1 mL de la solución de 10 ppm de ácido ascórbico, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de DCPI. Se agitó en vortex rápidamente y se leyó la absorbancia (520 nm) a los 15 s después de haber adicionado el DCPI. Esta lectura se reconoce como L2, la cual corresponde a la absorbancia del DCPI remanente después de la reacción con el ácido ascórbico. Este paso se repitió para todas las soluciones de ácido ascórbico restantes (20, 30, 40 y 50 ppm). Es importante tener en cuenta que se ajustó el

blanco con cada solución de ácido ascórbico para la determinación de la lectura L2. Se construyó la curva de calibración graficando la diferencia de L1-L2 (absorbancia de la muestra) en el eje “Y” y la concentración de las soluciones de ácido ascórbico en el eje “X”.

## **2) Extracción de la muestra**

Se tomaron 0.5 g de la muestra de pericarpio y semilla sin tostar en tubos falcon de 50 mL. Se adicionaron 15 mL de ácido oxálico 0.4 % para llevar a cabo la extracción. Una vez adicionado el ácido oxálico a la muestra se mezclaron en un agitador (ultra-turrax T 25 Basic, USA) por espacio de 30 s a 1 min hasta observar una mezcla uniforme. Posteriormente se filtró con papel Whatman No. 4 y el filtrado se utilizó para el análisis.

## **3) Determinación de la vitamina C**

Se realizó por triplicado en pericarpio y semilla sin tostar de noni. Se mezclaron 1 mL del extracto, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de agua desionizada; se dejaron pasar 15 s y se ajustó nuevamente el espectrofotómetro a cero (520 nm).

Posteriormente, se mezclaron 1 mL del extracto de pericarpio, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de DCPI. De igual manera se dejaron pasar 15 s y se realizó la medición de la absorbancia, obteniendo el valor L2. Se realizó esta operación por triplicado y cada valor obtenido se restó del valor L1 obtenido para la curva de calibración, para de esta manera llevar a cabo los cálculos correspondientes. Los

resultados fueron expresados en miligramos de ácido ascórbico por 100 g en base húmeda (mg AA/100g bh).

### **c. Fibra dietaria**

#### **1) Preparación de material y muestra**

Los crisoles se pusieron en una mufla una hora a 525 °C, se ambientaron en un desecador, posteriormente se aplicó agua destilada y se pusieron a secar al aire. Después se añadió 0.5 g de celite (con precisión de 0.1 mg) a cada crisol y se agregó agua destilada con el fin de redistribuir la celite en el fondo del crisol, se esperó a que se escurrieran y se pusieron en una estufa a 130 °C durante una hora para conseguir peso constante, una vez transcurrido el tiempo se ambientaron en un desecador, se pesaron y se registró su peso como W1.

En el caso de la preparación de muestras, si el contenido de materia grasa de éstas es superior al 10 %, es necesario desengrasar con éter de petróleo.

#### **2) Fibra dietaria total (FDT)**

Este análisis se basó en la metodología propuesta por el kit de ensayo de fibra dietaria de Sigma Aldrich, código de producto DF-100A y TDF-C10, que a su vez se basa en el método oficial 992.16 de la AOAC (2012). Ver **Anexo 1**. Este ensayo determina el contenido total de fibra dietaria de los alimentos mediante una combinación de métodos enzimáticos y gravimétricos. Las muestras secas, y libres de grasa son gelatinizadas con  $\alpha$ -amilasa y luego digeridas enzimáticamente con la proteasa y amiloglucosidasa para eliminar la proteína y el almidón presente en la

muestra. Se añade etanol para precipitar la fibra dietaria soluble. El residuo se filtra y se lava con etanol y acetona. Después del secado, se pesa el residuo. La mitad de las muestras son analizadas para las proteínas y las otras muestras son incineradas. La fibra dietaria total es el peso de los residuos, menos el peso de la proteína, cenizas y un blanco.

La cuantificación de la FDT se llevó a cabo por cuadruplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada. Se pesó 1 g de muestra liofilizada (precisión de 0.1 mg y ponderaciones entre muestras de 20 mg) en vasos de digestión de 600 mL. A cada muestra se le adicionaron 50 mL de buffer de fosfatos (pH 6, 0.08 M), agitando levemente y teniendo cuidado de que la muestra no se pegara en las paredes. Enseguida se añadieron 100  $\mu$ L de  $\alpha$ -amilasa estable al calor, para después tapar el vaso con aluminio y colocarlo en un baño de agua (SHELLAB, Modelo WS27, Serie 04020109, USA) durante 15 min a 95 °C. Los vasos fueron agitados manualmente cada 5 min para una mejor homogenización en la digestión. Terminada la primera digestión enzimática, se ajustó el pH a  $7.5 \pm 0.2$  con 10 mL de NaOH 0.275 N (si el pH no era el valor indicado, se ajustaba con NaOH o HCl, ambos 1 N) y se adicionaron 100  $\mu$ L de solución de proteasas (pesando 50 mg/mL de proteasa en buffer de fosfato) para llevar a cabo la segunda digestión. Los vasos se cubrieron con aluminio y se colocaron en el baño de agua, con agitación orbital a 60 °C durante 30 min. Después se llevó a cabo la tercera digestión añadiendo amiloglucosidasa bajo las condiciones antes mencionadas, ajustando el pH previamente a un rango de 4.0-4.6 con 10 mL de HCl 0.325 M (si el pH no era el valor indicado, se ajustaba con NaOH o HCl, ambos 1 N).

Una vez terminadas las tres digestiones se procedió a precipitar la FDS adicionando cuatro volúmenes de etanol al 95 %. Dicha precipitación se dejó reposar toda la noche para permitir una completa decantación. El residuo total se filtró sobre los filtros de vidrio de porosidad No. 2 de 50 mL de capacidad (previamente calcinados, adicionados de una capa de celite, pesados y tarados, conociendo este valor como W1), mediante una bomba de vacío y sometidos a tres lavados con 60 mL de etanol al 78 % (tres porciones de 20 mL), 20 mL de etanol al 95 % (dos porciones de 10 mL) y 20 mL de acetona (dos porciones de 10 mL). El residuo en los filtros se dejó secar en una estufa durante 12 h a 105 °C. Posteriormente los filtros fueron ambientados en un desecador por 30 min y se determinó su peso (W2). Posteriormente fueron sometidas a incineración a 525 °C por 5 h en la mufla. Los filtros con la ceniza fueron ambientados y se registró su peso (W3). Al mismo tiempo con las muestras se corrieron cuatro blancos para cuantificar la contribución de los reactivos en el residuo final (WB). Los cálculos fueron determinados por las siguientes fórmulas:

$$\text{Residuo} = W2 - W1; \text{Cenizas} = W3 - W1; B = R_{\text{blanco}} - P_{\text{blanco}} - A_{\text{blanco}}$$

$$\text{FDT (\%)} = \frac{R_{\text{muestra}} - P_{\text{muestra}} - A_{\text{muestra}} - B}{PM} (100)$$

Dónde:

W1=Peso del crisol + celite, en peso constante

W2=Muestra seca después de filtrar

W3=Muestra calcinada

FDT=Fibra dietaria total (%)

R=Peso promedio del residuo (g)

P=Peso promedio de la proteína (g)

A=Peso promedio de las cenizas (g)

PM=Peso de la muestra (g)

### **3) Fibra dietaria insoluble y soluble**

La determinación de la fibra dietaria insoluble se llevó a cabo de la misma manera que la determinación de la fibra dietaria total y utilizando las mismas fórmulas, únicamente omitiendo el paso de la precipitación con etanol. La fibra dietaria soluble se determinó por diferencia entre la fibra dietaria total y la fibra dietaria insoluble.

#### **d. Minerales**

La determinación de minerales se llevó a cabo por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni utilizando espectrofotometría de absorción atómica, conforme al método 955.06 reportado en la AOAC (2012). El cual se basa en el principio de que los átomos libres en estado fundamental pueden absorber la luz a cierta longitud de onda, específica para cada elemento.

Primeramente se realizó la digestión seca tomando un gramo de muestra liofilizada y se calcinó en una mufla (Thermo scientific modelo F30430CM-33) a 550 °C por 8 h. Se continuó con la digestión húmeda de las cenizas adicionando 5 mL de ácido clorhídrico concentrado, esto se filtró utilizando papel filtro Whatman No. 1 en

un matraz aforado de 100 mL y se aforó con agua destilada. Este extracto se utilizó para la determinación de los minerales.

Se utilizó un espectrofotómetro de absorción atómica marca Agilent Technologies, modelo 240FS AA, modalidad flama. Se determinaron los minerales calcio, magnesio, potasio, sodio, hierro, manganeso, cobre y zinc realizando la determinación a una longitud de onda de 422.7, 285.2, 769.9, 589.9, 248.3, 279.5, 324.8 y 213.9 nm, respectivamente. Se utilizaron lámparas de cátodo hueco con excepción del sodio y potasio que se determinaron por emisión y no por absorbancia. Las determinaciones se llevaron a cabo utilizando flama aire-acetileno con excepción del calcio y magnesio en las que se utilizó flama de óxido nitroso-acetileno. El tipo de detección empleado fue por absorbancia, excepto para el caso de potasio y sodio que se determinaron por emisión.

La elaboración de la curva de calibración para cada elemento se llevó a cabo de manera automática utilizando un sistema automatizado de introducción y dilución de muestras (SIPS (Sample Introduction Pump System)) mediante la ayuda de un sistema de bombeo de agua y muestra (SIPS) acoplado al equipo. Para su elaboración se prepararon soluciones concentradas conocidas para cada elemento (calcio 10 ppm, magnesio 10 ppm, potasio 100 ppm, sodio 100 ppm, hierro 10 ppm, manganeso 10 ppm, zinc 5 ppm y cobre 5 ppm). Los resultados se expresaron en miligramos del mineral por 100 g de base seca (mg/100g bs) y por 100 g de base húmeda (mg/100g bh).

## **5. Caracterización fitoquímica**

### **a. Compuestos fenólicos totales (CFT)**

#### **1) Extracción de la muestra**

Los extractos y la determinación de compuestos fenólicos totales (CFT) se llevó a cabo por triplicado siguiendo la metodología propuesta por Wolfe y Liu (2003) con algunas modificaciones en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada. Se pesó  $1 \pm 0.05$  g de muestra liofilizada de cada parte estructural, y éste fue homogenizado en 20 mL de acetona al 80 % en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA) a temperatura ambiente. Después, el homogeneizado fue sometido a ultrasonido por espacio de 5 min en un sonicador Branson (modelo 3510R-DTH, serie CPN-925-318R, México) y posteriormente fue centrifugado a 4000 rpm a 2 °C por 15 min (Eppendorf AG 22331 Hamburg, Modelo 5810 R, Serie 5811F-0030768, Alemania). El sobrenadante, producto de la centrifugación fue recolectado y el sedimento fue sometido nuevamente al proceso de extracción bajo las mismas condiciones descritas con anterioridad. Los sobrenadantes fueron reunidos y evaporados a 40 °C y presión reducida en un rotavapor (Heidolph, modelo LABOROTA4011, serie 100500495, Alemania), el concentrado resultante fue diluido con 25 mL de metanol y finalmente aforado a 50 mL con agua HPLC. Dicha dilución se filtró con acrodiscos HPLC de 0.45  $\mu$ m y se tomaron alícuotas para el análisis de CFT y flavonoides totales. Además de medir la cantidad de compuestos fenólicos totales en estos extractos, también se midieron en los extractos hidrofílicos obtenidos para capacidad antioxidante.

## **2) Curva de calibración**

Se realizó una solución stock (1000 ppm), pesando 0.01 g de ácido gálico monohidratado y disolviéndolo en 10 mL de metanol. Posteriormente se prepararon diluciones de 10, 20, 40, 60, 80, 100 y 120 ppm, las cuales fueron utilizadas para llevar a cabo el ensayo de Folin-Ciocalteu que se explica en el paso siguiente.

## **3) Determinación del contenido de compuestos fenólicos totales**

Para efectuar el ensayo se adicionaron en tubos pyrex de vidrio 500  $\mu$ L de agua desionizada, 125  $\mu$ L del extracto (o de cada dilución para el caso de la curva de calibración), el cual se oxidó con 125  $\mu$ L del reactivo Folin-Ciocalteu. Luego de 6 min de reposo en oscuridad, se le adicionaron 1250  $\mu$ L de  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  al 7 % como catalizador y 3000  $\mu$ L de agua desionizada. Después de 90 min de incubación en oscuridad, se midió la absorbancia a 760 nm utilizando un espectrofotómetro (Modelo GENESYS 10 UV, Serie 2H7G229001, USA). El contenido de fenólicos totales se expresó como mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de muestra en base seca (mg AG/100g bs) y por 100 g de muestra en base húmeda (mg AG/100g bs).

### **b. Flavonoides totales**

#### **1) Extracción de la muestra**

Se utilizó el mismo extracto para pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada generado para la determinación de los compuestos fenólicos totales, y de igual manera también se utilizaron los extractos hidrofílicos obtenidos para capacidad antioxidante.

## **2) Curva de calibración**

Se pesaron 0.01 g de quercetina y se realizó una solución madre (de 1000 ppm) con 10 mL de metanol, con la cual se prepararon diluciones de 5, 10, 20, 40, 60, 80 y 100 ppm. Dichas diluciones fueron utilizadas para llevar a cabo el ensayo mediante la prueba espectrofotométrica del  $\text{AlCl}_3$  que se explica en el próximo paso.

## **3) Determinación del contenido de compuestos flavonoides totales**

Se utilizó la metodología espectrofotométrica reportada por Ebrahimzadeh y col (2008). Para la determinación de flavonoides totales se colocaron 500  $\mu\text{L}$  del extracto en tubos pyrex, a los cuales se le adicionaron 1500  $\mu\text{L}$  de metanol, 100  $\mu\text{L}$  de  $\text{AlCl}_3$  al 10 %, 100  $\mu\text{L}$  de acetato de potasio al 10 % ( $\text{CH}_3\text{CO}_2\text{K}$  10 %) y posteriormente se le agregaron 2800  $\mu\text{L}$  de agua destilada, se agitaron en vortex y se dejaron reposar 30 min en oscuridad. Finalmente, luego del tiempo de reposo se midió la absorbancia a 410 nm utilizando un espectrofotómetro (Modelo GENESYS 10 UV, Serie 2H7G229001, USA). Los flavonoides totales se expresaron como mg equivalentes de quercetina por 100 g de muestra en base seca (mg EQ/100g bs) por 100 g en base húmeda (mg EQ/100g bh).

### **c. Carotenoides totales**

#### **1) Extracción de la muestra**

La extracción de la muestra y la determinación de carotenoides totales se llevaron a cabo a partir de la metodología espectrofotométrica 938.04 propuesta por la AOAC (2012). Se realizó por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada, de

las cuales se pesaron 0.2 g de cada una de ellas (y se colocaron en tubos de condensado para evitar pérdidas en los solventes y en la extracción), se homogenizaron durante 1 min en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA) con 30 mL de solución extractora compuesta de hexano:etanol:acetona:tolueno (HEAT) (10:6:7:7 v/v/v/v), para después añadir 2 mL de KOH al 40 % p/v en metanol y someter a homogenización por 1 min en vortex. La mezcla homogenizada se colocó en un baño de agua (ISOTEMP, Modelo 205, Serial 1600061101934, USA) a una temperatura de 56 °C por un período de 20 min, la cual fue agitada cada 5 min de forma manual. La solución resultante se dejó en reposo por 1 h a una temperatura de 8-10 °C en completa oscuridad. Posteriormente se añadieron 15 mL de hexano y se homogenizó en vortex por 30 s. Finalmente el homogenizado se aforó a 100 mL con Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al 10 %, se agitó en vortex por 30 s y se dejó en reposo por espacio de 1 h a temperatura ambiente, tiempo en el cual se produce una separación de fases.

## **2) Curva de calibración**

Se pesaron 0.001 g de β-caroteno y se aforaron con 100 mL de hexano generando una solución madre de 10 µg/mL. De ella se tomaron 10, 50, 100, 200, 400 y 600 µL y se aforaron a 10 mL con hexano para cada dilución. La curva de calibración generada fue de 0.1, 0.5, 1, 2, 4 y 6 µg/mL, utilizando como blanco hexano.

## **3) Cuantificación de carotenoides totales**

Una vez llevado a cabo el cambio de fases se tomaron alícuotas de la fase superior y se determinó la absorbancia a 450 nm en un espectrofotómetro (Modelo

GENESYS 10 UV, Serie 2H7G229001, USA) utilizando celdas de cuarzo. Los resultados se compararon con la curva de calibración relatada en el apartado anterior y fueron expresados como microgramos equivalentes de  $\beta$ -caroteno por gramo en base seca ( $\mu\text{g } \beta\text{-C/g bs}$ ) y por 100 g en base húmeda ( $\mu\text{g } \beta\text{-C/100g bh}$ ).

## **6. Determinación de la capacidad antioxidante**

### **a. Preparación de los extractos hidrofílicos (EHF) y lipofílicos (ELF)**

La obtención de los EHF y EHL se llevó a cabo mediante la metodología propuesta por Wu y col (2004) con algunas modificaciones.

#### **1) Obtención del ELF**

Se pesó por triplicado 1 g de muestra liofilizada de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni, el cual fue homogenizado en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA) por espacio de 1 min con 25 mL de una mezcla de hexano:diclorometano (1:1 v/v). Después, las muestras se sometieron a ultrasonido por 5 min y a centrifugación a una velocidad de 4000 rpm por 5 min a 4 °C (Eppendorf AG 22331 Hamburg, Modelo 5810 R, Serie 5811F-0030768, Alemania). Los sobrenadantes fueron recuperados y los sedimentos volvieron a ser sometidos al mismo proceso de extracción descrito con anterioridad. Terminada la segunda extracción, los sobrenadantes fueron reunidos y evaporados hasta sequedad por medio de un rotavapor (Heidolph, modelo LABOROTA4011, serie 100500495, Alemania) a 40 °C y presión reducida. El extracto seco y concentrado fue

resuspendido en 10 mL de acetona grado HPLC, y después fue filtrado en acrodiscos HPLC de 0.45  $\mu\text{m}$  y designado como ELF.

## **2) Obtención del EHF**

Los sedimentos residuales producto de las centrifugaciones del paso anterior fueron sometidos a una nueva extracción con 20 mL de una mezcla de acetona:agua:ácido acético (70:29.5:0.5 v/v/v) mediante homogenización, sonicación y centrifugación bajo las mismas condiciones mencionadas en el apartado anterior, para así obtener EHF.

### **b. Método DPPH**

#### **1) Curva de calibración**

Para llevar a cabo la determinación de la capacidad antioxidante (CAO) por el método de DPPH, se utilizó una modificación propuesta por Kim y col (2002) de la metodología de Brand-Williams y col (1995). Primeramente se pesaron 2.5 mg de radical DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil) y se adicionaron 50 mL de metanol. Posteriormente, la solución del radical fue fijada a una absorbancia de 0.76-0.78 a 515 nm, la cual se utilizó para el ensayo.

Se pesaron 0.01 g de trolox y se aforó a 10 mL con metanol, obteniendo una solución madre con una concentración de 1000 ppm (1 mg/mL), con la cual se formaron distintas diluciones de 20, 40, 60, 80, 100 y 120 ppm. Posteriormente, a tubos pyrex de vidrio se le adicionaron 100  $\mu\text{L}$  de cada dilución y 2900  $\mu\text{L}$  del radical DPPH con la absorbancia fijada. De igual manera se determinó la absorbancia ( $A_0$ )

de un control que contenía 100 µL de metanol y 2900 µL de radical DPPH. Después se mezclaron por 10 s en vortex, se dejaron reposar por 30 min en oscuridad y fueron leídos a una absorbancia (A) de 515 nm. El porcentaje de inhibición se calculó mediante la siguiente relación:

$$\% \text{ Inhibición} = \frac{A_0 - A}{A_0} (100)$$

Dónde:

$A_0$ =Absorbancia del control

A=Absorbancia del efecto del antioxidante sobre el radical DPPH

Una vez calculado el porcentaje de inhibición, se elaboró una gráfica en función de la concentración de las soluciones de trolox. El valor de la CAO fue calculada mediante un análisis de regresión, utilizando la ecuación que relaciona la concentración de trolox con el porcentaje de inhibición.

## **2) Medición de la capacidad antioxidante**

Se mezclaron 100 µL de cada EHF y ELF obtenido del pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada con 2900 µL del radical DPPH previamente preparado y fijado su absorbancia (0.76-0.78). La mezcla se agitó por 10 s en vortex y se dejó reposar por 30 min en la oscuridad. Finalizado el tiempo se leyó la absorbancia a 515 nm y se procedió a calcular la CAO mediante el análisis de regresión mostrado en el apartado anterior y por la comparación con la curva de calibración. Los resultados fueron expresados como micromoles equivalentes de trolox por gramo de base seca (µmoles ET/g bs) y por 100 g en base húmeda (µmoles ET/g bh).

## **c. Método FRAP**

### **1) Curva de calibración**

Se utilizó la metodología descrita por Benzie y Strain (1996), con modificaciones llevadas a cabo por Szóllósi y Szóllósi-Varga (2002). Para lo cual se prepararon los siguientes reactivos: 1) buffer de acetatos 300 mM pH 3.6 (3.1 g acetato de sodio•3 H<sub>2</sub>O y 16 mL ácido acético por litro de solución); 2) 2,4,6-tripiridil-2-triazina (TPTZ) 10 mM en HCl 40 mM; 3) FeCl<sub>3</sub>•6H<sub>2</sub>O 20 mM en agua destilada. El reactivo FRAP se preparó añadiendo 50 mL de buffer de acetatos con 5 mL de solución TPTZ y 5 mL de solución de FeCl<sub>3</sub>. El reactivo fue preparado para su uso diario.

La curva de calibración se preparó de igual manera que para la metodología de DPPH utilizando trolox. A 100 µL de cada solución se adicionaron 1400 µL de reactivo FRAP y se incubaron por 30 min en oscuridad a temperatura ambiente. Se leyó la absorbancia de cada solución a 593 nm y con dichas lecturas se construyó la curva de calibración para ser utilizadas en la determinación de la CAO de los EHF y ELF.

### **2) Medición de la capacidad antioxidante**

Se realizó por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada; a 100 µL de los EHF y ELF previamente obtenidos se le adicionaron 1400 µL de reactivo FRAP. Se incubaron por 30 min en la oscuridad a temperatura ambiente, para después ser leídos a una absorbancia de 593 nm. La CAO fue expresada como

micromoles equivalentes de trolox por gramo en base seca ( $\mu\text{moles ET/g bs}$ ) y por 100 g en base húmeda ( $\mu\text{moles ET/100 g bh}$ ).

#### **d. Método ABTS**

##### **1) Curva de calibración**

Para la realización del ensayo se utilizó la metodología propuesta por Re y col (1999) con algunas modificaciones. Para la preparación del radical catión  $\text{ABTS}^{\bullet+}$  se mezclaron 5 mL de ABTS 7 mM (preparado con agua destilada) y 88  $\mu\text{L}$  de  $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$  140 mM (persulfato de potasio, preparado con agua destilada). Dicha mezcla se dejó reposar por espacio de 16 horas aproximadamente a temperatura ambiente en completa oscuridad para la generación óptima del radical. Ya formado el radical fue ajustado con etanol a una absorbancia de  $0.70 \pm 0.02$  a una longitud de onda de 734 nm, el cual fue utilizado para llevar a cabo el ensayo.

Se pesaron 0.01 g de trolox aforándose a 10 mL con metanol, obteniendo una solución madre de 1000 ppm (1 mg/mL). Este stock sirvió para elaborar soluciones de 20, 40, 60, 80, 100 y 120 ppm de trolox para llevar a cabo la curva de calibración. Se tomaron 60  $\mu\text{L}$  de cada dilución de trolox y se le adicionaron 1940  $\mu\text{L}$  del radical  $\text{ABTS}^{\bullet+}$  con la absorbancia ajustada ( $0.7 \pm 0.02$ ). De igual manera se determinó la absorbancia de un control ( $A_0$ ) que contenía 60  $\mu\text{L}$  de metanol y 1940  $\mu\text{L}$  de radical  $\text{ABTS}^{\bullet+}$ . Posteriormente, cada tubo se mezcló en vortex 10 s y se sometió a una agitación orbital por espacio de 15 min. Pasado el tiempo se procedió a la lectura de la absorbancia ( $A$ ) a 734 nm para cada solución de trolox con el radical  $\text{ABTS}^{\bullet+}$ . El

porcentaje de inhibición por el efecto del radical se calculó mediante la siguiente relación:

$$\% \text{ Inhibición} = \frac{A_0 - A}{A_0} (100)$$

Dónde:

$A_0$ =Absorbancia del control

$A$ =Absorbancia del efecto del antioxidante sobre el radical ABTS

Calculado el porcentaje de inhibición, se realizó una gráfica en función de la concentración de las soluciones de trolox. El valor de la CAO fue calculado mediante un análisis de regresión, utilizando la ecuación que relacionó la concentración de trolox con el porcentaje de inhibición.

## **2) Medición de la capacidad antioxidante**

De igual manera que en la realización de la curva de calibración, 60  $\mu\text{L}$  de los EHF y ELF fueron mezclados con 1940  $\mu\text{L}$  del radical ABTS<sup>•+</sup> (ajustado a una absorbancia de  $0.7 \pm 0.02$ ). Se mezclaron en vortex 10 s y se agitaron de manera orbital por 15 min. Se leyó la absorbancia a 734 nm y se calculó el porcentaje de inhibición. El valor de capacidad antioxidante final fue calculado mediante un análisis de regresión y utilizando la ecuación que relaciona la concentración de trolox con el porcentaje de inhibición. Los resultados fueron expresados como micromoles equivalentes de trolox por gramo en base seca ( $\mu\text{moles ET/g bs}$ ) y por 100 g en base húmeda ( $\mu\text{moles ET/100g bh}$ ).

## **e) Método ORAC**

El proceso se dividió en tres etapas, extracción, ensayo y valoración, y se llevó a cabo por triplicado en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada, con la metodología de Huang y col (2002).

### **1) Extracción de la muestra**

Se pesó 1 g de cada muestra en tubos falcon de 50 mL y se homogenizó con 10 mL de etanol al 80 % en un homogeneizador ultraturrax durante 1 min aproximadamente. Posteriormente las muestras se incubaron en un rotator horizontal (modelo HAG 14020393, marca DAIGGER, Korea) a 200 rpm durante 2 h a temperatura ambiente. Después las muestras se centrifugaron a 10 000 x g por 15 min a 4 °C (Thermo SCIENTIFIC, modelo 41797633, Germany). Finalmente se recolecta el sobrenadante para utilizarlo en el ensayo.

### **2) Preparación de reactivos**

Buffer de fosfatos 75 mM (pH 7.4), se pesó 10.4065 g de fosfato dipotásico ( $K_2HPO_4$ ) y 2.130 g de fosfato de potasio monobásico ( $KH_2PO_4$ ) en 1 L de agua destilada, se ajustó el pH con gotas de  $H_3PO_4$  (ácido fosfórico) y se transfirió a un matraz volumétrico de 2 L para aforar con agua destilada. Esta solución se puede almacenar en refrigeración hasta su uso.

Solución de fluoresceína, se pesó 0.1125 g de fluoresceína (FSL) y se aforó a 50 mL con buffer de fosfato para generar la solución madre (esta puede mantenerse en refrigeración protegida de la luz durante 3-6 meses). Se tomaron 100  $\mu$ L de la

solución de FSL y se aforaron a 10 mL con buffer de fosfato, la cual se denominó como fluoresceína 2 (FSL2) (esta también puede mantenerse en refrigeración protegida de la luz durante 3-6 meses).

Solución de fluoresceína para el equipo, de la solución FLS2 se tomaron 400  $\mu$ L y se aforaron a 25 mL con el buffer de fosfatos (lo cual genera una concentración de 0.96  $\mu$ M).

Estándares de trolox, se pesó 0.01032 g de trolox y se disolvió en 100 mL de buffer de fosfato para una concentración final de 400  $\mu$ M. A partir de este estándar se prepararon diluciones de 6.25, 25, 50, 75, 100 y 125  $\mu$ M diluidas en buffer de fosfatos.

Preparación de AAPH (2,2'-Azobis (2-amidinopropano) dihidrocloruro), se pesó 0.26 g de AAPH y se aforó a 10 mL (95.8  $\mu$ M) con buffer de fosfatos, su preparación se realiza para cada uso.

### **3) Ensayo**

Primeramente se encendió y se programó el equipo lector de microplacas modelo Synergy HT (Bio Tek, Inc, EEUU) a una temperatura de 37 °C y el buffer de fosfatos se puso a calentar a baño maría para que alcanzara la misma temperatura del equipo. Posteriormente, en una microplaca se colocaron 200  $\mu$ L de agua destilada de los pozos A al H, A1 al A6 y H1 al H6. Luego de los pozos B6 al G6 se adicionaron 200  $\mu$ L del buffer de fosfatos y de los B5 a G5 se colocaron las soluciones de las diluciones de trolox en orden descendente, respectivamente. Y en los pozos

restantes (B2, B3, B4, C2, C3, C4, D2, D3 y D4) se colocaron 10  $\mu\text{L}$  de los extractos de las muestras de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada y se adicionaron 990  $\mu\text{L}$  del buffer de fosfatos.

Una vez llena la microplaca se colocó en el lector de microplacas, el cual dispensa en cada pozo de la placa 200  $\mu\text{L}$  de FSL2 0.96  $\mu\text{M}$  y 75  $\mu\text{L}$  de AAPH 95.8  $\mu\text{M}$ , iniciando la reacción una vez adicionado este último reactivo, midiendo la fluorescencia por 70 min con intervalos de 70 s a una longitud de onda para excitación de 485 nm y para emisión de 580 nm.

#### **4) Valoración de resultados**

La valoración (cálculos estadísticos) se realizaron usando la ecuación de regresión lineal de la curva estándar de trolox y el área bajo la curva de la pérdida de fluoresceína, esto es realizado por el equipo lector de microplacas. Los resultados se expresaron como micromoles equivalentes de trolox por gramo en base seca ( $\mu\text{moles ET/g bs}$ ) por 100 g en base húmeda ( $\mu\text{moles ET/100g bh}$ ).

### **C. DISEÑO EXPERIMENTAL**

Se empleó estadística descriptiva en la determinación de las dimensiones del fruto y masa total. Los resultados se presentaron como promedios de 30 repeticiones  $\pm$  desviación estándar en el caso de dimensiones y masa del fruto. Se empleó estadística inferencial a través del análisis de varianza (ANOVA) empleando un diseño unifactorial (parte estructural) con tres niveles (pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada) para el análisis de color, análisis fisicoquímico (pH, acidez titulable,

sólidos solubles totales), análisis proximal, FDT, FDS, FDI, compuestos fenólicos totales, flavonoides totales, carotenoides totales y capacidad antioxidante. Estos resultados se expresaron como promedios de 3 repeticiones  $\pm$  desviación estándar y como promedios de 20 y 15 repeticiones en el caso de color externo del fruto y semillas, respectivamente.

La comparación de medias se determinó mediante la prueba de Fisher (LSD), con un nivel de significancia de 0.05, utilizando el paquete estadístico STATGRAPHIC Centurion, versión 17.1.06.

## VIII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### A. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS

#### 1. Masa y dimensiones del fruto y semilla de noni

La evaluación de los 30 frutos arrojó un peso promedio de  $74.77 \pm 15.33$ ,  $57.4 \pm 13.2$  y  $5.63 \pm 2.001$  g para el fruto entero, pericarpio y semilla de noni, respectivamente. El peso promedio de 1000 semillas sin tostar fue de  $15.95 \pm 0.55$  y el peso promedio de 1000 semillas tostadas fue de  $14.68 \pm 0.4$ . La disminución en peso de la semilla tostada era de esperarse debido a la pérdida de humedad durante el proceso de tostado. Los resultados pueden observarse en el **Cuadro 3**.

En cuanto a dimensiones longitudinales se obtuvo un promedio de  $6.57 \pm 0.94$  cm, y en dimensiones transversales se obtuvieron promedios de  $4.5 \pm 0.41$ ,  $4.2 \pm 0.39$  y  $3.24 \pm 0.49$  cm de la parte superior, media e inferior del fruto respectivamente. Las dimensiones para la semilla fueron las siguientes,  $0.91 \pm 0.1$ ,  $0.55 \pm 0.1$  y  $0.24 \pm 0.05$  cm para el largo, ancho y grosor respectivamente. Los resultados pueden observarse en el **Cuadro 4**.

Rodrigues Da Silva y col (2013), obtuvieron un peso promedio en frutos enteros de 221.5 g, dimensiones longitudinales y transversales de 10.6 y 5.9 cm, respectivamente, en noni del municipio de Trairi, Brasil; la diferencia en peso puede deberse a que dichos frutos eran de mayor tamaño a los usados para éste estudio, lo cual se puede observar en las dimensiones obtenidas por dichos investigadores.

Por otro lado, Acosta (2003) menciona una forma discoidal para la semilla de noni con un tamaño de entre 0.4 a 0.6 centímetros de diámetro. Y Stelamaris y col (2016) obtuvieron oscilaciones entre 0.8-1.2, 0.4-0.7 y 0.2-0.3 cm para largo, ancho y grosor de la semilla de noni, respectivamente; datos similares a los obtenidos en este estudio.

## **2. Proporción pericarpio-semilla**

Los valores obtenidos para el análisis del porcentaje de pericarpio y semilla respecto al peso del fruto entero fueron de  $92.27 \pm 0.7$  y  $7.73 \pm 2.9$  %, respectivamente. Presentándose la mayor proporción del fruto en el pericarpio del mismo y a su vez mostrando una proporción pericarpio-semilla de 11.9, lo cual se puede apreciar en la **Figura 5**.

Rodrigues Da Silva y col (2012) evaluaron frutos de noni del municipio de Mossoró RN, Brasil, obteniendo pesos promedios en porcentaje de 81.91 y 18.09 para pericarpio y semilla de noni, respectivamente, de lo cual se puede inferir una proporción pericarpio semilla de 4.53 %, valor inferior al obtenido en los resultados de este proyecto, este valor es diferente debido a que no todos los frutos poseen la misma forma, tamaño y cantidad de semillas. Acosta (2003) refiere que el número total de semillas en el fruto depende del número de carpelos del mismo y cada carpelo produce cuatro semillas.

**Cuadro 3.** Pesos promedios en gramos del fruto entero, pericarpio y semillas de noni.

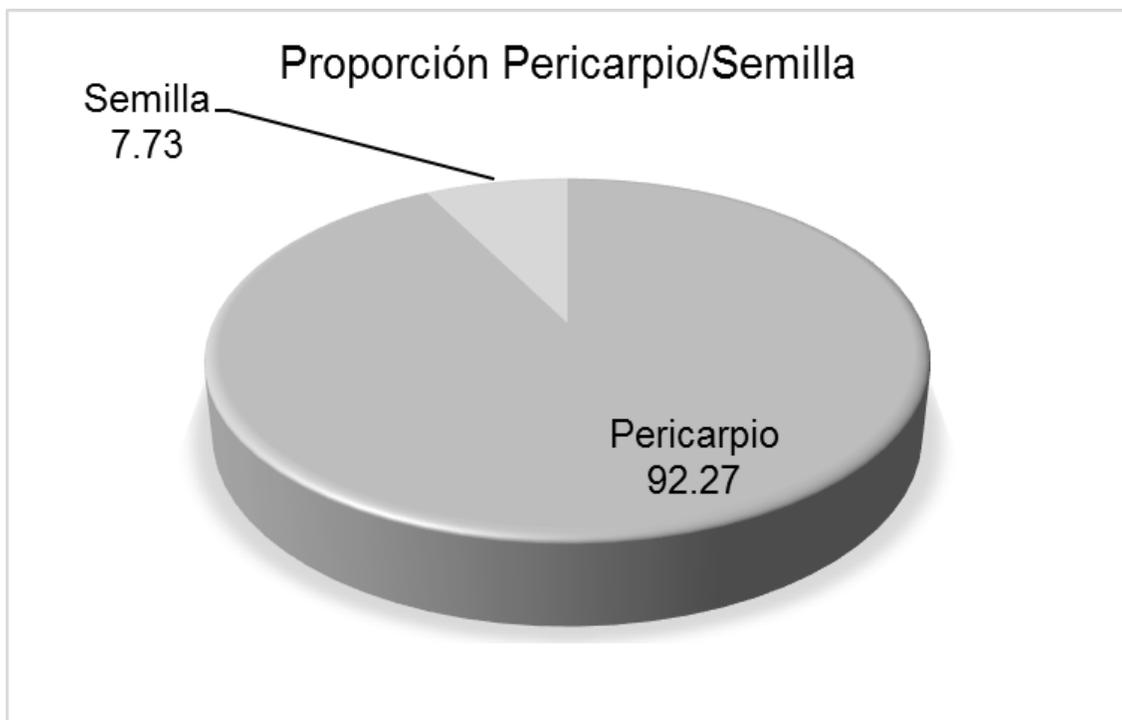
Parte estructural	Peso (g)	DE
Fruto entero	74.77	15.33
Pericarpio	57.4	13.2
Semilla	5.63	2.001
Peso de 1000 semillas		
Semillas s/tostar	15.95	0.55
Semillas tostada	14.68	0.40

Media de 30 frutos  $\pm$  desviación estándar (DE)

**Cuadro 4.** Dimensiones en centímetros del fruto entero y semilla de noni.

	Longitudinal	Transversal		
		Parte Superior	Parte media	Parte inferior
<b>Fruto entero</b>	6.57 ± 0.94	4.5 ± 0.41	4.2 ± 0.39	3.24 ± 0.49
<b>Semilla</b>	Largo	Ancho	Grosor	
	0.91 ± 0.1	0.55 ± 0.1	0.24 ± 0.05	

Media de 30 frutos ± DE.



**Figura 5.** Proporción pericarpio-semilla expresados en porcentaje.

### **3. Firmeza**

Gutiérrez y col (2007) definen la fuerza de firmeza como el mejor indicador a nivel práctico para determinar la maduración de una fruta en sus diferentes etapas, así como conocer sus niveles óptimos de consumo y transporte, sistemas de procesamientos, manejo del producto, grado de ablandamiento y consistencia. Asimismo, Buitrago y col (2004), plantean que la firmeza es la resistencia a la penetración que es la propiedad física que mejor ilustra la calidad en frutas y vegetales, mide la resistencia a daños físicos ocasionados durante la recolección, manipulación y transporte. Alcántara (2009) menciona que la textura (firmeza) es un atributo de calidad muy importante para cualquier producto agrícola y tiene el mismo peso que la apariencia y el sabor. La firmeza obtenida para el fruto de noni entero fue de  $7.1 \pm 1.6$  newtons (N) en frutos en etapa 5 de madurez (fruto maduro, muy suave y de color translúcido-grisáceo). Estos resultados son similares a los obtenidos por Cárdenas-Coronel y col (2015), quienes obtuvieron un valor de firmeza para el fruto en etapa 5 de  $6.4 \pm 3.12$  N.

Rodrigues Da Silva y col (2013) obtuvieron un valor en firmeza de 12.82 N para frutos de noni amarillo blanquecinos, un valor ligeramente superior al del presente trabajo al parecer por una diferencia mínima en estado de madurez al juzgar por la diferencia en color.

### **4. Color**

Los valores de  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ , C y ángulo hue ( $^{\circ}H$ ) para el color externo del fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo) fueron 71.32

$\pm 2.63$ ,  $-3.59 \pm 0.86$ ,  $17.99 \pm 3.56$ ,  $18.33 \pm 3.59$  y  $101.26 \pm 1.72$ , respectivamente. Los valores de  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ ,  $C$  y  $^{\circ}H$  para el color de la semilla sin tostar, respectivamente, fueron  $43.66 \pm 2.88$ ,  $5.42 \pm 1.10$ ,  $13.37 \pm 1.99$ ,  $14.47 \pm 1.93$  y  $67.72 \pm 4.51$ ; y  $25.02 \pm 3.10$ ,  $4.88 \pm 0.94$ ,  $7.10 \pm 2.03$ ,  $8.63 \pm 2.17$  y  $54.83 \pm 3.63$  para semilla tostada, respectivamente. Ésta información puede observarse en el **Cuadro 5** y **Figura 6**.

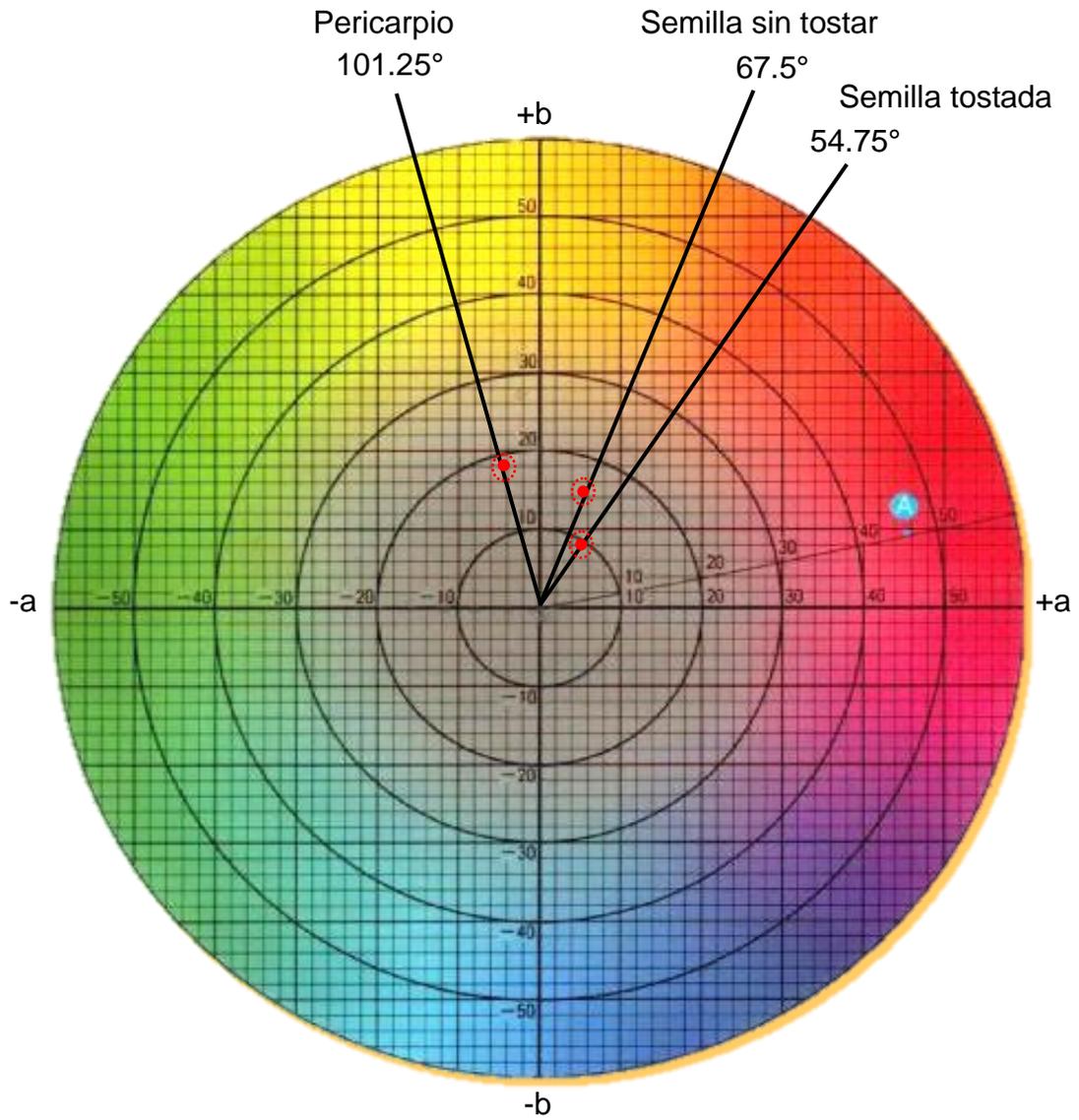
Los valores del color externo del fruto fueron similares a los frutos evaluados por Cárdenas-Coronel y col (2015) quienes obtuvieron un valor  $L^*$  de  $58.5 \pm 4.3$ ,  $C$  de  $18 \pm 3.7$  y una tonalidad de  $92.7 \pm 2.4$  para el fruto de noni de Tepic, Nayarit, México en etapa translúcido-grisáceo.

Por otro lado, se observó que con el proceso de tostado en las semillas, las muestras se tornaron de un color amarillo-rojizo (castaño) hacia un color oscuro. El valor de  $L^*$  disminuyó, es decir las muestras de semilla eran menos luminosas. El valor  $a^*$  no fue afectado de manera significativa, sin embargo, el valor  $b^*$  disminuyó y por lo tanto, la saturación del color también disminuyó (croma). Asimismo, el ángulo de la tonalidad ( $^{\circ}Hue$ ) disminuyó.

**Cuadro 5.** Parámetros de color externo (cáscara), semilla sin tostar y semilla tostada del fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	Parámetros				
	L*	a*	b*	Croma	°Hue
<b>Cáscara</b>	71.32±2.63 <sup>a</sup>	-3.59±0.86 <sup>b</sup>	17.99±3.56 <sup>a</sup>	18.33±3.59 <sup>a</sup>	101.26±1.72 <sup>a</sup>
<b>Semilla</b>	43.66±2.88 <sup>b</sup>	5.42±1.1 <sup>a</sup>	13.37±1.99 <sup>b</sup>	14.47±1.93 <sup>b</sup>	67.72±4.51 <sup>b</sup>
<b>Semilla tostada</b>	24.95±3.10 <sup>c</sup>	4.86±0.94 <sup>a</sup>	7.07±2.03 <sup>c</sup>	8.59±2.17 <sup>c</sup>	54.75±3.63 <sup>c</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=2.8, 1, 2.7, 2.8 y 3.2 para L\*, a\*, b\*, croma y ángulo de tonalidad (°H), respectivamente. Media de 20 repeticiones en cáscara y 15 repeticiones en semilla sin tostar y semilla tostada  $\pm$  DE.



**Figura 6.** Identificación de los parámetros de color  $a^*$ ,  $b^*$ , croma y ángulo de tonalidad ( $^\circ H$ ) de cáscara, semilla sin tostar y semilla tostada en el círculo cromático.

## B. CARACTERÍSTICAS FISICOQUÍMICAS

### 1. pH, acidez titulable (AT) y sólidos solubles totales (SST, °Brix)

Los resultados obtenidos de pH, sólidos solubles totales y acidez titulable para pericarpio fueron  $4.03 \pm 0.05$ ,  $10.9 \pm 0.2$  °Brix y  $0.94 \pm 0.05$  % de ácido cítrico (AC), respectivamente; para semilla sin tostar,  $5.03 \pm 0.2$ ,  $1.77 \pm 0.16$  °Brix y  $0.05 \pm 0.01$  % AC, respectivamente, y para semilla tostada  $5.25 \pm 0.17$ ,  $1.6 \pm 0.2$  °Brix y  $0.04 \pm 0.01$  % AC, respectivamente. Esta información puede observarse en el **Cuadro 6**. Estos valores son de gran importancia debido a que representan el estado fisiológico y la calidad del fruto, ya que su sabor y palatabilidad dependen de la cantidad de azúcares, ácidos orgánicos, sales y demás compuestos solubles presentes en las partes estructurales del fruto (Ramful y col 2010).

Para los tres parámetros se observó diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar, mientras que entre semilla sin tostar y semilla tostada no se observó diferencia estadística significativa en ninguno de los parámetros evaluados.

Luján y col (2014) evaluaron la composición de frutos de noni de San Blas, Nayarit, México, en diferentes etapas de maduración y en diferentes etapas de cosecha. Observando que a lo largo de la maduración, el comportamiento en estos parámetros era similar. Dichos autores reportaron valores similares a los del presente estudio (en los frutos en etapa de maduración translúcido-grisáceo en pH y SST, siendo  $4.11 \pm 0.03$  y  $13 \pm 0.7$  °Brix, respectivamente en la pulpa del fruto, mientras que el valor de

**Cuadro 6.** Análisis fisicoquímico del pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada del fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	pH	SST(°Brix)	AT (%)
<b>Pericarpio</b>	4.03 ± 0.05 <sup>b</sup>	10.90 ± 0.20 <sup>a</sup>	0.94 ± 0.05 <sup>a</sup>
<b>Semilla</b>	5.03 ± 0.15 <sup>a</sup>	1.77 ± 0.15 <sup>b</sup>	0.05 ± 0.01 <sup>b</sup>
<b>Semilla Tostada</b>	5.25 ± 0.17 <sup>a</sup>	1.60 ± 0.20 <sup>b</sup>	0.04 ± 0.01 <sup>b</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=0.27, 0.37 y 0.06 para pH, sólidos solubles totales y acidez titulable, respectivamente. Media de 3 repeticiones ± DE.

acidez titulable fue inferior (0.1 g ácido málico/100 mL). Otros autores como Soler y col (2015) también observaron el mismo comportamiento en estos parámetros.

El valor de pH obtenido en pericarpio es congruente con el estado de acidificación del fruto, debido a que este indicador está directamente relacionado con la presencia de ácidos orgánicos en el fruto. Los ácidos orgánicos (cítrico, málico, oxálico, tartárico) son un importante componente del sabor y tienden a disminuir a medida que el fruto madura por lo que la relación con los sólidos solubles tiende a aumentar. En el caso del fruto de noni se ha observado que éste comportamiento de los ácidos orgánicos se da de manera inversa, es decir, tienden a aumentar a medida que el fruto madura según lo reportado por Cárdenas-Coronel y col (2015) en pulpa del fruto, Soler y col (2015) en el fruto con cáscara y semillas y Rodrigues Da Silva y col (2012) en pulpa, quienes obtuvieron incrementos en porcentaje de 0.48 a 0.72, 0.095 a 0.135 y 0.21 a 0.39, respectivamente; estos autores cosecharon y evaluaron los frutos en diferentes estados de maduración, y los resultados mencionados corresponden al fruto en etapa translúcido-grisáceo.

El alto contenido de sólidos solubles totales puede ser resultado del proceso metabólico que sufre el fruto con el avance a la maduración, lo cual es ocasionado por la disociación de algunas moléculas por enzimas endógenas en componentes solubles. También puede estar provocado por la formación de azúcares durante la transformación de los almidones y otros carbohidratos más complejos presentes en la fruta (Soler y col 2015).

Soler y col (2015), observaron valores de pH y sólidos solubles totales similares a los obtenidos en el presente estudio, siendo estos de 4.3 y 9.5 °Brix, respectivamente, en pulpa de frutos del municipio de Bayamo, Cuba. En el mismo año Cárdenas-Coronel y col (2015) obtuvieron valores de 4.08, 12 y 0.72 en pH, SST y acidez titulable (% AC), respectivamente, en pulpa de frutos de noni de Tepic, Nayarit, México.

Por otro lado, Rodrigues Da Silva y col (2012) obtuvieron valores de 4.66, 10.33 y 0.39 para pH, SST y porcentaje de acidez titulable, respectivamente para pulpa de noni maduro del municipio de Mossoró, Brasil, los cuales también son similares a los encontrados en éste trabajo de investigación realizado al pericarpio del fruto.

Según lo relatado anteriormente, la presencia (pericarpio) o no de la cáscara del fruto de noni parece no influir en los parámetros fisicoquímicos del fruto.

La cantidad de SST obtenidos en pericarpio de noni es superior a los SST obtenidos por Casierra-Posada y Aguilar-Avenidaño (2008) en tomate, los cuales fueron de aproximadamente 5 °Brix y es ligeramente inferior al obtenido por Siller-Cepeda y col (2009) en mango Kent sinaloense, 13.7 °Brix. Mientras que su pH se encuentra ligeramente superior al de frutos como kiwi 3.41 y fresa 3.53 fresa (Schwartz y col 1999; Nuñez y col 2013).

El valor de madurez o relación SST/AT representa el resultado de dos procesos metabólicos simultáneos: el incremento de azúcares totales y el decremento del ácido cítrico. Según Ramful y col (2010) aquellos frutos que presentan un índice

SST/AT mayor a 10 son propensos a ser consumidos en fresco, mientras que frutos por debajo de 10 serán propensos a ser consumidos en forma de bebidas azucaradas o en formulaciones tipos mermeladas o jaleas. Dicho parámetro también es importante a considerar en la elaboración de jugos, ya que es fundamental para la determinación de la cantidad de azúcar necesaria para ser añadida a un producto aceptable para el consumidor.

Dado que no se han encontrado reportes de parámetros fisicoquímicos para las semillas de noni, los resultados obtenidos para ésta no pudieron ser comparados.

## **C. CARACTERÍSTICAS NUTRIMENTALES**

### **1. Análisis proximal**

#### **a. Humedad y cenizas**

El contenido de humedad en porcentaje de la muestra de pericarpio del fruto de noni fue de  $86.3 \pm 0.94$  y el de la muestra de semilla sin tostar fue de  $7.16 \pm 0.05$ , mientras que la humedad de la semilla tostada fue  $3.18 \pm 0.34$ . Las cenizas totales obtenidas para pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada del fruto fueron de  $10.75 \pm 1$ ,  $1.41 \pm 0.01$  y  $1.23 \pm 0.06$  % en base seca, respectivamente.

Pericarpio y semilla sin tostar mostraron diferencia estadística significativa en humedad, lo cual era esperado debido a la cantidad de agua presente en cada parte estructural. Y entre semilla sin tostar y semilla tostada también se observó diferencia estadística significativa, esto debido a que con la aplicación de calor se liberó parte del agua presente en la semilla, aproximadamente el 50 %.

El porcentaje de humedad en pericarpio es ligeramente inferior al obtenido por Palioto y col (2015) y Barbosa y col (2013) en pulpa de noni en frutos de Brasil, el cual fue  $89.16 \pm 0.04 \%$  y  $88.36 \pm 0.22 \%$ . Comparado con los mismos autores el contenido de ceniza fue superior en este estudio siendo este  $1.47 \pm 0.14 \%$  y el de los autores  $0.75 \pm 0.07 \%$  y  $0.93 \pm 0.03 \%$ , respectivamente, cabe señalar que estos datos están dados en base húmeda por lo que el valor de cenizas de  $1.47 \%$  es el correspondiente en base húmeda también. Soler y col (2015) por su parte, obtuvieron un porcentaje de humedad en pulpa de noni de  $92 \%$  en frutos de la provincia Granma en Cuba, resultado superior incluso para el de los dos autores mencionados con anterioridad y el obtenido en el presente trabajo de investigación.

El porcentaje de cenizas obtenido en ambas semillas es ligeramente inferior al reportado para la semilla de girasol según Arijá (1999) y Gagliostro (2003) con un porcentaje de ceniza de 2.8 y 3.7, en base seca respectivamente.

#### **b. Extracto etéreo**

La media para el contenido de extracto etéreo presente en el pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni expresado en porcentaje en base seca fue de  $0.29 \pm 0.02$ ,  $7.01 \pm 0.31$  y  $12.27 \pm 1.02$ , respectivamente, mostrando diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar, y entre ambas semillas.

Considerando el valor en peso fresco ( $0.04 \pm 0.01$ ), los resultados en pericarpio son inferiores a los obtenidos por Barbosa y col (2013) y Correia y col (2011),

quienes obtuvieron un valor de lípidos totales en pulpa de noni brasileño de  $0.37 \pm 0.01$  y  $0.08 \pm 0.02$  %, respectivamente.

Por su parte, West y col (2008) estudiaron las propiedades del aceite de semilla de noni, obteniendo un valor de 12.49 % de grasa en base seca para la semilla, el cual es un poco superior al obtenido en este estudio para semilla sin tostar y a su vez es similar al obtenido para la semilla tostada.

El aumento en el porcentaje de extracto etéreo en la semilla tostada puede deberse a un incremento porcentual derivado de la pérdida de materia seca por volatilización de compuestos durante el proceso de tostado. Yoshida y col (2002) evaluaron el efecto del tostado en el aceite de semilla de girasol utilizando un horno microondas (Model R-5550; Sharp, Osaka, Japan) y observaron que sustancias lipídicas como ácidos grasos libres, 1-3 y 1-2 diacilglicerol aumentaron con el proceso de tostado de 17.2 a 230.5, 58.6 a 107.2 y 37.8 a 85.3, respectivamente; las condiciones utilizadas fueron 134 °C durante 30 minutos.

### **c. Proteína cruda**

Los resultados obtenidos para proteína cruda expresados en porcentaje en base seca fueron  $7 \pm 0.76$ ,  $5.1 \pm 0.25$  y  $7.88 \pm 0.44$ , en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada, respectivamente. Se observó diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar, y también entre ésta última y semilla tostada.

En semilla tostada se mostró un incremento significativo respecto a la semilla sin tostar, el cual al igual que el aumento en extracto etéreo pudiera deberse a un

incremento porcentual derivado de la pérdida de materia seca por volatilización de compuestos durante el proceso de tostado.

Caso similar observaron Sari y col (2012) en el proceso de tostado de semilla de calabaza con incremento de 32.12 a 39.99 % de proteína cruda. Un reporte generado por el Centro Nacional de Investigaciones de Café reportó que el contenido de proteína presente en la almendra de café verde aumenta con el proceso de tostado un 2.3 % aproximadamente (Puerta-Quintero 2011).

#### **d. Carbohidratos**

El porcentaje de carbohidratos en base seca fue de 81.94, 86.48 y 78.62 para pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada. Para estos datos no se realizó análisis estadístico debido a que solo se obtuvieron por diferencia en relación con el resto de los valores del análisis proximal.

En semilla tostada se observó un decremento de carbohidratos, lo cual puede deberse a la pérdida de compuestos volátiles durante el proceso de tostado. El resultado de carbohidratos en pericarpio de noni fue superior al reportado por Palioto y col (2015) en pulpa de noni de Paraná, Brasil ( $53.6 \pm 7.1$  % en base seca) y es ligeramente superior al obtenido por Correia y col (2011) en pulpa del fruto de noni de Caerá, Brasil, el cual fue de 78.12 % en base seca. West y col (2008) reportaron para semilla de noni un porcentaje de carbohidratos de 77.14 %, valor inferior al obtenido en este estudio para la semilla sin tostar y a su vez similar al obtenido para semilla tostada. El análisis proximal completo se aprecia en el **Cuadro 7**.

**Cuadro 7.** Análisis proximal de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada.

Análisis Proximal					
Parte estructural	Humedad (%)	Cenizas (% bs)	Extracto Etéreo (% bs)	Proteína cruda (% bs)	*Carbohidratos (% bs)
Pericarpio	86.3±0.9	10.75±1 <sup>a</sup>	0.29±0.02 <sup>c</sup>	7±0.76 <sup>a</sup>	81.94
Semilla	7.16±0.05	1.41±0.01 <sup>b</sup>	7±0.31 <sup>b</sup>	5.1±0.25 <sup>b</sup>	86.48
Semilla Tostada	3.18±0.34	1.23±0.06 <sup>b</sup>	12.27±1.02 <sup>a</sup>	7.88±0.44 <sup>a</sup>	78.62

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=1.15, 1.15, 1.23 y 1.05 para humedad, cenizas, extracto etéreo y proteína cruda, respectivamente. bs=base seca. \*Por diferencia. Media de 3 repeticiones  $\pm$  DE.

## 2. Vitamina C

La vitamina C en el organismo participa en la síntesis de colágeno, formación de huesos, de cartílagos, así como también puede actuar como antioxidante (Badui 2006). Los resultados obtenidos para la cantidad de ácido ascórbico en pericarpio de noni en base húmeda (bh) y base seca (bs) fueron  $145 \pm 4.83$  mg/100g y  $10.58 \pm 0.35$  mg AA/g, respectivamente.

Éstos resultados son superiores a los obtenidos por Rodrigues Da Silva y col (2012) en pulpa de fruto de noni en estado de madurez amarillo-blanquecino del municipio de Mossoró-RN, Brasil, los cuales fueron de 101.41 mg AA/100g bh, ésta diferencia pudiera deberse a que en dicho estudio solo se analizó la pulpa del fruto y en el presente trabajo se contempló también a la cáscara del fruto, es decir, los 145 mg AA/100g bh corresponden al pericarpio del fruto en la misma etapa de maduración descrita anteriormente. Y a su vez son inferiores a los obtenidos por el mismo autor en frutos del municipio de Trairi-CE, Brasil en el año 2013, siendo éstos 177.33 mg AA/100g bh. Esto demuestra la importancia del análisis de propiedades del fruto de noni, ya que como se puede apreciar, el contenido de vitamina C varía dependiendo de la región donde éste haya sido cultivado, entre otras.

Según Rodríguez y Sánchez (2005) las frutas ricas en vitamina C contienen alrededor de 50 mg/100g, entre estas frutas se encuentran los cítricos, las fresas y el kiwi, por mencionar algunas, las cuales son superadas por los frutos de noni en el presente trabajo. Autores reportan valores de vitamina C de 104.47 y 56.37 mg/100g

de muestra fresca para kiwi y fresa, respectivamente (Schwartz y col 1999; Nuñez y col 2013).

Por otro lado, diversas investigaciones muestran que los frutos de guayaba tienen aportes importantes en vitamina C (Rojas y Narváez 2009). Rojas y Narváez (2009) y Ordoñez y col (2013) reportan para guayaba variedad manzana y variedad pera una concentración de vitamina C de  $175.5 \pm 10.5$  y  $75 \pm 0.01$  y mg de ácido ascórbico por cada 100 g de muestra fresca, respectivamente. Los resultados obtenidos para el pericarpio de noni se encuentran en el rango de ambas variedades de guayaba mostradas.

Por todo lo anterior, se demuestra la riqueza del fruto de noni como fruto fuente de esta vitamina y por ende, estos valores permiten incluirlo entre las frutas ricas en vitamina C. Además de que una porción de 50 g de pericarpio cubre los requerimientos diarios de esta vitamina para el organismo (60 mg/día).

Para dicha prueba no se llevó a cabo comparación de medias entre pericarpio y semilla debido a que la semilla no mostró contenido de vitamina C.

### **3. Fibra dietaria**

El contenido de fibra dietaria presentó diferencia estadística significativa entre las partes evaluadas para fibra dietaria total (FDT) y fibra dietaria insoluble (FDI), mientras que en fibra dietaria soluble (FDS) no se presentó diferencia estadística significativa. Dichos resultados fueron expresados en porcentaje en base seca (mas, menos su error estándar) y son los siguientes,  $20.41 \pm 1.4$ ,  $69.16 \pm 1.1$  y  $85.28 \pm 0.6$

de FDT en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada, respectivamente; en FDI los resultados fueron  $15.47 \pm 1.2$ ,  $67.2 \pm 1$  y  $82.44 \pm 0.3$  y para FDS  $4.93 \pm 2$ ,  $1.96 \pm 0.6$  y  $2.83 \pm 0.7$  para las mismas partes evaluadas, respectivamente. Los resultados también fueron expresados como porcentaje en base húmeda, lo cual se puede apreciar en el **Cuadro 8**.

Del total de fibra ingerida en la dieta, aproximadamente el 20 % es soluble y el 80 % insoluble. Ambas son importantes para la salud, pero es la soluble la que más se ha asociado a la disminución de los factores de riesgo cardiovascular, y a un menor riesgo de enfermedad aterosclerótica, mientras que la fibra insoluble tiene la capacidad de retener agua e incrementar el volumen fecal, regulando el movimiento intestinal (Fernández-Miranda 2010). El 75.82 % de la FDT del pericarpio de noni lo constituye la FDI y el 24.18 % está constituido por la FDS. Y en semillas sin tostar y tostadas respectivamente, el 97.16 y 96.68 % de la FDT lo constituye la FDI, y el 2.84 y 3.32 está constituido por la FDS.

Con el proceso de tostado se observaron incrementos del 15 % en la FDI y por lo tanto también incrementó la FDT, este incremento pudiera deberse a la pérdida de materia seca que se da durante el proceso de tostado, también pudiera ser que el almidón presente en la semilla se tornara a ser almidón resistente, el cual forma parte de la FD.

Los requerimientos de fibra dietaria total se establecen entre 20-30 g por día (Escudero y González 2006), de tal manera que la ingesta de 39 y 30 g bh de semilla sin tostar y semilla tostada, respectivamente, satisfacen estas necesidades diarias; y

en lo que concierne al pericarpio, una porción de 100g bh cubre el 14 % de los requerimientos diarios de la FDT.

Gagliostro (2003) menciona un contenido de fibra cruda de 29.5 % bs en semilla de girasol, la fibra cruda forma parte de la FDT por lo cual este valor es inferior al obtenido en el presente estudio en FDT tanto para semilla sin tostar como para semilla tostada ( $69.16 \pm 1.1$  y  $85.28 \pm 0.6$ ). Correia y col (2011) reportan también fibra cruda en pulpa de noni maduro de Caerá, Brasil  $1.76 \pm 0.02$  % en bh, valor que se encuentra dentro del rango de FDT obtenido en este estudio para pericarpio de noni en etapa de madurez 5 ( $2.80 \pm 0.2$  % bh).

#### 4. Minerales

En pericarpio los minerales que se encontraron en mayor proporción fueron K, Ca, Na y Mg con niveles de  $2432.9 \pm 244.04$ ,  $251.84 \pm 30.72$ ,  $182.44 \pm 6.56$  y  $108.94 \pm 6.15$  mg/100g bs, respectivamente. En semilla sin tostar y en semilla tostada los mismos minerales se presentaron en mayores cantidades, sin embargo su orden y valores cambiaron, siendo éstos los siguientes, Ca, K, Mg y Na con valores de  $184.27 \pm 13.94$ ,  $158.11 \pm 4.23$ ,  $53.61 \pm 0.91$  y  $46.18 \pm 8.81$  mg/100g bs, respectivamente, en semilla sin tostar, y  $197.7 \pm 2.8$ ,  $181.4 \pm 0.8$ ,  $67.9 \pm 6.6$  y  $50.6 \pm 9.3$  mg/100g bs en semilla tostada, respectivamente. El resto de los minerales analizados (Fe, Zn, Mn, y Cu) se presentaron en menor proporción en las tres partes analizadas, observándose el orden descrito anteriormente de manera descendente para los tres casos. Lo antes mencionado se puede apreciar en el **Cuadro 9**. Así mismo, se presentan todos los datos en base húmeda en el **Cuadro 10**. Se observó

diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar en todos los minerales evaluados, excepto para Mn, y entre semilla sin tostar y semilla tostada solo se observó diferencia estadística significativa en los minerales Mg y Cu.

Los principales minerales en el cuerpo humano son calcio, fósforo, potasio, sodio, cloro, azufre, magnesio, manganeso, hierro, yodo, flúor, zinc, cobalto y selenio. El fósforo se encuentra tan ampliamente en las plantas, que una carencia de este elemento quizá no se presente en ninguna dieta. El potasio, el sodio y el cloro se absorben con facilidad y fisiológicamente son más importantes que el fósforo (FAO 2002). De los minerales analizados en este estudio, según la FAO 2002, los de mayor importancia en la nutrición humana son calcio, hierro y zinc.

Más del 99 por ciento del Ca se encuentra en los huesos y en los dientes, donde se combina con fósforo como fosfato de calcio, sustancia dura que le brinda rigidez al cuerpo. Y el 1 % restante se encuentra en el suero de la sangre, en líquidos extracelulares y en los tejidos blandos del cuerpo adulto. La mayor parte del Fe corporal está presente en los glóbulos rojos, sobre todo como componente de la hemoglobina. La principal función biológica del Fe es el transporte de oxígeno a varios sitios del cuerpo. El Zn es un elemento esencial en la nutrición humana y su importancia para la salud ha recibido mucha atención (FAO 2002); tiene funciones catalíticas, estructurales y reguladoras, en su rol estructural el Zn estabiliza la estructura terciaria de enzimas, dándoles una forma conocida como “dedos de zinc”, las cuales se unen al ADN para la transcripción y expresión génica (López de Romaña y col 2010). La mayoría del zinc en el cuerpo se halla en el esqueleto, pero otros

tejidos (como la piel y el cabello) y algunos órganos (sobre todo la próstata) tienen altas concentraciones (FAO 2002).

Desde el punto de vista de la nutrición, la fruta no se considera una fuente fundamental de minerales, sin embargo, sí puede ser buena fuente de minerales, según la definición de la FDA de que una pieza de fruta proporciona entre el 10 y el 20 % del valor diario requerido de minerales (Ferguson y Boyd 2008).

Los niveles recomendados de consumo diario de Ca son 400-500 mg, los de Fe son 10 mg y los de Zn son de 15 mg en adultos, respectivamente (FAO 2002). De acuerdo a estas cifras, una porción de 100g bh de pericarpio de noni cubre el 8.6 % de Ca, 7.3 % de Fe y 2.1 % de Zn, mientras que 100g bh de semilla sin tostar y semilla tostada, respectivamente satisfacen aproximadamente el 43 y 48 % de los requerimientos diarios de Ca, 28 % de Fe y 10 % de Zn.

**Cuadro 8.** Porcentaje de fibra dietaria total (FDT), insoluble (FDI) y soluble (FDS) en base seca y base húmeda presentes en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada del fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	% Base Seca			% Base Húmeda		
	FDT	FDI	FDS	FDT	FDI	FDS
Pericarpio	20.41±1.4 <sup>c</sup>	15.47±1.2 <sup>c</sup>	4.93±2.0 <sup>a</sup>	2.80±0.2	2.12±0.2	0.68±0.3
Semilla	69.16±1.1 <sup>b</sup>	67.2±1.0 <sup>b</sup>	1.96±0.6 <sup>a</sup>	64.21±1.0	62.39±0.9	1.82a±0.6
Semilla Tostada	85.28±0.6 <sup>a</sup>	82.45±0.3 <sup>a</sup>	2.83±0.7 <sup>a</sup>	82.57±0.6	79.83±0.3	2.74±0.7

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=3.68, 3.16 y 4.37 para FDT, FDI y FDS, en base seca, respectivamente. Media de 3 repeticiones  $\pm$  error estándar.

**Cuadro 9.** Cantidad de minerales en mg/100g bs presentes en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Minerales mg/100g bs	Parte estructural		
	Pericarpio	Semilla	Semilla Tostada
<b>Mayores</b>			
K	2432.9 ± 244 <sup>a</sup>	158.11 ± 4.2 <sup>b</sup>	181.35 ± 0.8 <sup>b</sup>
Ca	251.8 ± 30.7 <sup>a</sup>	184.3 ± 13.9 <sup>b</sup>	197.7 ± 2.8 <sup>b</sup>
Na	182.44 ± 6.6 <sup>a</sup>	46.18 ± 8.8 <sup>b</sup>	50.57 ± 9.3 <sup>b</sup>
Mg	108.9 ± 6.2 <sup>a</sup>	53.6 ± 0.9 <sup>b</sup>	67.9 ± 6.6 <sup>b</sup>
<b>Menores</b>			
Fe	5.4 ± 0.3 <sup>a</sup>	3 ± 0.1 <sup>b</sup>	2.9 ± 0.3 <sup>b</sup>
Mn	1.33 ± 0.1 <sup>a</sup>	1.29 ± 0.08 <sup>a</sup>	1.28 ± 0.08 <sup>a</sup>
Zn	2.3 ± 0.6 <sup>a</sup>	1.5 ± 0.1 <sup>b</sup>	1.6 ± 0.1 <sup>ab</sup>
Cu	0.49 ± 0.05 <sup>b</sup>	0.6 ± 0.01 <sup>ab</sup>	0.7 ± 0.04 <sup>a</sup>

Letras diferentes en la misma fila indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ).

LSD=281.5, 39.1, 16.6, 10.4, 0.56, 0.2, 0.69 y 0.07 para K, Ca, Na, Mg, Fe, Mn, Zn y

Cu, respectivamente. Media de 3 repeticiones ± DE.

**Cuadro 10.** Cantidad de minerales en mg/100g bh presentes en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Minerales mg/100g bh	Parte estructural		
	Pericarpio	Semilla	Semilla Tostada
<b>Mayores</b>			
K	333.31 ± 33.43	146.79 ± 3.93	175.59 ± 0.76
Ca	34.50 ± 4.21	171.07 ± 12.94	191.41 ± 2.70
Na	24.99 ± 0.90	42.87 ± 8.18	48.96 ± 9.00
Mg	14.93 ± 0.83	49.77 ± 0.84	65.79 ± 6.35
<b>Menores</b>			
Fe	0.73 ± 0.05	2.79 ± 0.06	2.81 ± 0.33
Mn	0.18 ± 0.02	1.19 ± 0.08	1.29 ± 0.07
Zn	0.31 ± 0.08	1.39 ± 0.08	1.56 ± 0.08
Cu	0.07 ± 0.01	0.56 ± 0.01	0.68 ± 0.04

Media de 3 repeticiones ± DE.

## D. CARACTERÍSTICAS FITOQUÍMICAS

### 1. Compuestos fenólicos totales (CFT)

La cantidad de compuestos fenólicos totales (CFT) en orden mayoritario presentes en pericarpio, semilla tostada y semilla sin tostar fue de  $1210.4 \pm 28.3$ ,  $267.63 \pm 28$  y  $188.13 \pm 1.1$  miligramos equivalentes de ácido gálico en base seca (mg EAG/100g bs), respectivamente. Se observó diferencia estadística significativa en las tres medias. Y entre semilla sin tostar y semilla tostada, en esta última la cantidad de CFT aumentó significativamente con el proceso de tostado; esto hace de la semilla tostada de noni una mejor fuente de compuestos fenólicos. Estos datos fueron el resultado de la evaluación de los extractos obtenidos según la técnica de extracción de Wolfe y Liu (2003) para CFT y en cuanto a los resultados de la evaluación de los EHF de capacidad antioxidante el orden de mayor a menor fue igual que el de los resultados anteriores, sin embargo, en esta evaluación no se mostró diferencia estadística significativa entre semilla sin tostar y semilla tostada pero sí se observó un ligero incremento en la semilla tostada. Los valores fueron  $1860.4 \pm 60.1$ ,  $401.97 \pm 50$  y  $352.8 \pm 83.5$  mg EAG/100g bs, en pericarpio, semilla tostada y semilla sin tostar, respectivamente. Como puede observarse los CFT fueron mayoritarios en los tres casos en la evaluación de los extractos de CAO, lo cual sugiere que la extracción de EHF fue mejor quizás por los solventes utilizados.

Además de los resultados expresados en base seca, también se muestran los mismos resultados pero expresados en base húmeda, los cuales pueden observarse en el **Cuadro 11**.

**Cuadro 11.** Compuestos fenólicos totales presentes en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada del fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Compuestos Fenólicos Totales (mg EAG/100g)				
Parte estructural	Extractos Fenólicos		EHF de CAO	
	bh	bs	bh	bs
Pericarpio	165.83 ± 3.8	1210.4 ± 28.3 <sup>a</sup>	254.88 ± 8.2	1860.4 ± 60.1 <sup>a</sup>
Semilla	174.66 ± 1.1	188.13 ± 1.1 <sup>c</sup>	327.54 ± 77.6	352.8 ± 83.5 <sup>b</sup>
Semilla Tostada	259.13 ± 27.1	267.63 ± 28 <sup>b</sup>	389.2 ± 48.5	401.97 ± 50 <sup>b</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=46.01 para los extractos fenólicos en base seca (bs). LSD=132.07 para extractos hidrofílicos (EHF) de capacidad antioxidante (CAO) bs. Media de 3 repeticiones ± DE.

Los resultados en CFT de pericarpio tanto en los extractos obtenidos para fenólicos totales ( $165.83 \pm 3.8$  mg EAG/100g bh) como los obtenidos para los EHF de capacidad antioxidante ( $254.88 \pm 8.2$  mg EAG/100g bh) son superiores (excepto por acerola) a los observados por Kuskoski y col (2005), quienes evaluaron la capacidad antioxidante en diferentes frutos como acerola, fresa, mora, uva, entre otros, obteniendo resultados de  $580.1 \pm 4.6$  en acerola,  $132.1 \pm 3.8$  en fresa, seguido por mora y uva con  $118.9 \pm 2.1$  y  $117.1 \pm 0.6$  mg EAG/100g bh, respectivamente. Considerando a las bayas como ricas fuentes de compuestos fenólicos (entre 10 y 100 mg/100g bh) (González y col 2012) se puede decir que el pericarpio de noni también es una rica fuente de compuestos fenólicos superior a fresa, mora y uva.

La semilla de girasol presenta una cantidad de entre 0.3-3 g de CFT/100g bs (González-Pérez y Vereijken 2008), datos similar a los obtenidos en este estudio, lo cual correspondería a 0.35 g de CFT/100g bs en semilla sin tostar y 0.41 g/100g bs en la semilla tostada (de los EHF de CAO).

Neđeral y col (2012) evaluaron la composición química y estabilidad oxidativa de aceite de semilla de calabaza de dos variedades mediante tres procesos, proceso tradicional que incluye tostado de la semilla en una cacerola a 110 °C por 45 min, y en el segundo y tercer proceso no se tostó la semilla, solo se hizo la extracción del aceite por prensado de la semilla a 90 °C (segundo proceso) y a < 40 °C y presión reducida (tercer proceso). Ellos observaron que el proceso de tostado tuvo una influencia significativa en el contenido de compuestos fenólicos totales, ya que éste incrementó aproximadamente dos veces los CFT en ambas variedades de semillas

estudiadas, respecto a los otros procesos, siendo éstos los siguientes,  $46.5 \pm 19.1$ ,  $22.1 \pm 1.8$  y  $20.3 \pm 1$  (mg/kg de aceite), para el primero, segundo y tercer proceso, respectivamente. Además, los aceites producidos a partir del tostado de la semilla presentaron mayor estabilidad oxidativa.

De manera general en otro estudio realizado por Siger y col (2015) en aceite de semilla de canola, también se observó un significativo aumento en el contenido de CFT con el tratamiento de mayor tiempo y temperatura de tostado de la semilla.

## **2. Flavonoides totales**

Los flavonoides totales fueron analizados en extractos obtenidos para la determinación de CFT y fueron expresados en miligramos equivalentes de quercetina por 100 gramos de base seca (mg EQ/100g bs). Estos fueron  $65.04 \pm 1.94$ ,  $34.12 \pm 1.84$  y  $37.93 \pm 3.53$ , en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada, respectivamente, presentándose la mayor cantidad en pericarpio, seguido de semilla tostada y semilla sin tostar. Pericarpio presentó diferencia estadística significativa respecto a semilla sin tostar, y entre ambas semillas no se observó dicha diferencia, sin embargo, igual que en los CFT se observó un pequeño aumento en semilla tostada, lo cual tiene sentido ya que los flavonoides forman parte del grupo de fenólicos. De igual forma que para CFT, el contenido de flavonoides totales también se evaluó en los EHF de CAO y también se mostró en mayor cantidad en el análisis hecho a los extractos de CAO con la misma tendencia, presentándose la mayor cantidad en pericarpio, semilla tostada y semilla sin tostar, mostrando diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar, y entre ambas semillas

también, siendo los valores obtenidos los siguientes,  $137.53 \pm 15.9$  mg EQ/100g bs en pericarpio,  $62.83 \pm 1.2$  mg EQ/100g bs en semilla sin tostar y  $123.47 \pm 11$  mg EQ/100g bs en semilla tostada. Estos resultados pueden observarse en el **Cuadro 12**, además de los resultados expresados en 100 g de base húmeda.

### 3. Carotenoides totales

Las medias de carotenoides totales en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada presentaron diferencia estadística significativa con valores de  $601.56 \pm 26.04$ ,  $397.57 \pm 15.04$  y  $72.05 \pm 7.52$ , respectivamente y fueron expresadas en microgramos equivalentes de beta-caroteno por gramo de base seca ( $\mu\text{g } \beta\text{-C/g bs}$ ). Además fueron expresadas por 100 g de base húmeda, lo cual puede observarse en el **Cuadro 13**.

Los carotenoides totales presentes en el pericarpio del fruto de noni en base húmeda ( $8241.41 \pm 356.7 \mu\text{g } \beta\text{-C/100g bh}$ ) fueron superiores a los de pulpa de frutos como papaya cv. Maradol y mango cv. Ataulfo según un estudio realizado por Corral-Aguayo y col (2008), siendo éstos  $724.4 \pm 144.57$  y  $1212.26 \pm 33.94 \mu\text{g } \beta\text{-C/100g bh}$ , respectivamente.

Pericarpio presentó aproximadamente alrededor de 1.5 veces la cantidad de carotenoides exhibida por la semilla sin tostar, mientras que esta semilla presentó aproximadamente 5.5 veces más carotenoides que la semilla tostada. A diferencia de fenólicos totales y flavonoides totales, los carotenoides en lugar de incrementar, disminuyeron después del proceso de tostado, lo cual puede deberse a la sensibilidad de los carotenoides a las altas temperaturas.

**Cuadro 12.** Flavonoides totales presentes en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	Flavonoides Totales (mg EQ/100g)			
	Extractos Fenólicos		EHF de CAO	
	bh	bs	bh	bs
Pericarpio	8.91 ± 0.3	65.04 ± 1.9 <sup>a</sup>	18.84 ± 2.2	137.53 ± 15.9 <sup>a</sup>
Semilla	31.67 ± 1.7	34.12 ± 1.8 <sup>b</sup>	58.33 ± 1.1	62.83 ± 1.2 <sup>b</sup>
Semilla Tostada	36.73 ± 3.4	37.93 ± 3.5 <sup>b</sup>	119.55 ± 11	123.47 ± 11.3 <sup>a</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=5.11 para los extractos fenólicos en base seca (bs). LSD=22.63 para extractos hidrofílicos (EHF) de capacidad antioxidante (CAO) bs. Media de 3 repeticiones ± DE.

**Cuadro 13.** Carotenoides totales presentes en pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Carotenoides Totales ( $\mu\text{g } \beta\text{-C}$ )		
Parte estructural	100g bh	g bs
Pericarpio	8241.41 $\pm$ 356.7	601.56 $\pm$ 26.04 <sup>a</sup>
Semilla	36910.4 $\pm$ 1395.8	397.57 $\pm$ 15.04 <sup>b</sup>
Semilla Tostada	6976.03 $\pm$ 727.8	72.05 $\pm$ 7.52 <sup>c</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=35.75 por gramo de base seca (bs). Media de 3 repeticiones  $\pm$  DE.

## E. CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

### 1. Método DPPH

Los resultados de la prueba DPPH fueron expresados como micromoles equivalentes de trolox por gramo de base seca y por cien gramos de base húmeda ( $\mu\text{moles ET/g bs}$  y  $\mu\text{moles ET/100g bh}$ ). En el **Cuadro 14** se muestran los valores obtenidos. La comparación de medias arrojó diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar en el EHF bs, mientras que para el mismo extracto entre semilla sin tostar y semilla tostada se observó un ligero aumento en la CAO de la semilla tostada sin llegar a ser significativo; dichos valores fueron los siguientes  $48.73 \pm 2.4$ ,  $8.82 \pm 0.65$  y  $5.95 \pm 0.83$  para pericarpio, semilla tostada y semilla sin tostar, respectivamente. En el ELF bs se observó diferencia estadística significativa en los tres casos, presentando la semilla tostada la mayor CAO, seguida por la semilla sin tostar y por último el pericarpio, siendo estos valores,  $5.1 \pm 0.65$ ,  $1.95 \pm 0.19$  y  $0.87 \pm 0.25$ .

En los extractos de pericarpio, el EHF en base seca presentó 55 veces mayor capacidad antioxidante que el ELF, mientras que en semilla sin tostar el valor de CAO en EHF fue solo 3 veces mayor que en el ELF. Y en el caso de la semilla tostada, la CAO del EHF también fue mayor en casi al doble que el ELF.

En un estudio realizado por Siger y col (2015) en el aceite de semilla de canola también se observó que con el tratamiento de tostado a mayor tiempo y temperatura ( $180\text{ }^{\circ}\text{C}-15\text{ min}$ ) se obtuvieron mayores resultados en cuanto a capacidad antioxidante por el método DPPH (expresados en  $\mu\text{moles ET/g de aceite} \pm \text{DE}$ ),

145.1 ± 0.54 en aceite de la semilla sin tostar, y para el aceite de las semillas tostadas, 190.7 ± 0.76 (140 °C–15 min), 221.5 ± 0.89 (160 °C–15 min) y 289.6 ± 0.68 (180 °C–15 min). Esto coincide con los resultados obtenidos en este trabajo de investigación, que si bien, no se analizó propiamente el aceite de la semilla, sí se observó que con el proceso de tostado la CAO aumentó tanto en los extractos lipofílicos, asimismo en los hidrofílicos.

## 2. Método FRAP

Los resultados de la prueba FRAP fueron expresados en micromoles equivalentes de trolox por gramo de base seca y por cien gramos de base húmeda (µmoles ET/g bs y µmoles ET/100g bh). En el **Cuadro 15** se muestran los valores obtenidos, los cuales tuvieron la misma tendencia que por el método anterior, es decir en el EHF en base seca el pericarpio presentó la mayor CAO (102.11 ± 10.1), seguido por la semilla tostada (18.14 ± 17) y al final la semilla sin tostar (12.28 ± 1.1), presentándose diferencia estadística significativa entre pericarpio y semilla sin tostar pero no mostrando dicha diferencia entre semilla tostada y semilla sin tostar.

En el caso de los extractos lipofílicos en base seca, se observó diferencia estadística significativa entre las tres partes evaluadas, teniendo la mayor CAO la semilla sin tostar (27.8 ± 2.6), seguido por el pericarpio (14.64 ± 0.7) y al final la semilla tostada (4.54 ± 0.6). Entre extractos hidrofílicos y lipofílicos por este método de evaluación la semilla sin tostar mostró mayor capacidad antioxidante en el ELF que en el EHF, aproximadamente el doble de capacidad.

Corral-Aguayo y col (2008) evaluaron la capacidad antioxidante en pulpa de diversos frutos (como guayaba cv. Media China, fresa cv. Sweet Charlie, mango cv. Ataulfo y papaya cv. Maradol) mediante diferentes métodos, tanto en extractos hidrofílicos como lipofílicos, en éstos últimos no encontraron actividad antioxidante en ninguno de los frutos evaluados; y en el caso de los EHF, los resultados de la evaluación por el método FRAP fueron los siguientes 7483, 2100, 1120 y 533  $\mu$ moles ET/100g bh para guayaba, fresa, mango y papaya, respectivamente. Como se puede observar el valor de la CAO del pericarpio de noni ( $1398.94 \pm 138.5$   $\mu$ moles ET/100g bh) mediante la metodología FRAP se puede establecer entre frutos como fresa y mango.

### **3. Método ABTS**

Los resultados de la prueba ABTS al igual que los métodos DPPH y FRAP fueron expresados como  $\mu$ moles ET/g bs y  $\mu$ moles ET/100g bh. En el **Cuadro 16** se muestran los valores obtenidos. En el caso de los EHF se siguió mostrando la misma tendencia donde el pericarpio presentó la mayor CAO, después la semilla tostada y por último la semilla sin tostar, sin embargo, en este caso si observó diferencia estadística significativa entre los tres casos,  $99.69 \pm 2.1$ ,  $17.73 \pm 1.4$  y  $13.53 \pm 0.7$ , respectivamente. Igual que con el método FRAP, este método en ELF bs la mayor CAO la presentó la semilla sin tostar, posteriormente el pericarpio y por último la semilla tostada.

Comparado con el estudio realizado por Corral-Aguayo y col (2008), el pericarpio de noni presentó un valor de CAO ( $1365.71 \pm 29.3$   $\mu$ moles ET/100g bh) superior a

frutos como mango, fresa y papaya e inferior a guayaba, presentando valores de CAO de  $930.2 \pm 62.9$ ,  $435 \pm 32.9$ ,  $266.1 \pm 11.3$  y  $2243.8 \mu\text{moles ET}/100\text{g bh}$ , en EHF respectivamente. Y en relación a los ELF, el pericarpio de noni presenta mayor CAO ( $53.02 \pm 2.6 \mu\text{moles ET}/100\text{g bh}$ ) que los frutos mencionado anteriormente, en el siguiente orden, mango, guayaba, papaya y fresa,  $30.6 \pm 2.5$ ,  $25.2 \pm 3.2$ ,  $17.4 \pm 5.8$  y  $14.3 \pm 1.5 \mu\text{moles ET}/100\text{g bh}$ .

#### **4. Método ORAC**

Los resultados de la capacidad antioxidante se muestran en el **Cuadro 17**, estos se expresaron en micromoles equivalentes de trolox por gramo de base seca y por 100 g en base húmeda. En los resultados obtenidos se observaron diferencias estadísticas significativas entre las medias de los tres casos, teniendo los valores siguientes,  $133.69 \pm 11.8$ ,  $92.66 \pm 13.1$  y  $54.25 \pm 13.3 \mu\text{moles ET}/\text{g bs}$  para pericarpio, semilla tostada y semilla sin tostar, respectivamente. Con este método al igual que DPPH, FRAP y ABTS hidrofílicos se observó un incremento en el valor de la CAO para la semilla tostada.

Por otra parte, Zapata y col (2014) evaluaron la capacidad antioxidante de diversos frutos como fresa, mora, guayaba, uva y kiwi, utilizando el método ORAC con el cual obtuvieron valores de  $357.4 \pm 25.6$ ,  $124.7 \pm 9.9$ ,  $117.6 \pm 8.7$ ,  $54.5 \pm 3$  y  $44.6 \pm 3.7 \mu\text{moles ET}/\text{g bs}$  en la fracción hidrofílica, respectivamente. De acuerdo a estos datos, la CAO del pericarpio de noni es superior a mora, guayaba, uva y kiwi; y a su vez es inferior a fresa, ubicándose entre fresa y mora.

**Cuadro 14.** Capacidad antioxidante por el método DPPH en EHF y ELF de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	DPPH EHF (μmoles ET)		DPPH ELF (μmoles ET)	
	100g bh	g bs	100g bh	g bs
Pericarpio	667.69 ± 33.20	48.73 ± 2.40 <sup>a</sup>	11.88 ± 3.50	0.87 ± 0.25 <sup>c</sup>
Semilla	552.73 ± 76.90	5.95 ± 0.83 <sup>b</sup>	181.18 ± 17.7	1.95 ± 0.19 <sup>b</sup>
Semilla Tostada	120.85 ± 8.90	8.82 ± 0.65 <sup>b</sup>	493.69 ± 63.0	5.1 ± 0.65 <sup>a</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=3.05 bs en EHF y 0.86 bs en ELF. Media de 3 repeticiones ± DE.

**Cuadro 15.** Capacidad antioxidante por el método FRAP en EHF y ELF de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	FRAP EHF (μmoles ET)		FRAP ELF (μmoles ET)	
	100g bh	g bs	100g bh	g bs
Pericarpio	1398.94 ± 138.5	102.11 ± 10.1 <sup>a</sup>	200.6 ± 9.4	14.64 ± 0.7 <sup>b</sup>
Semilla	1140.13 ± 101.7	12.28 ± 1.1 <sup>b</sup>	2581.17 ± 244.8	27.8 ± 2.6 <sup>a</sup>
Semilla Tostada	248.53 ± 14.1	18.14 ± 1.0 <sup>b</sup>	421.42 ± 55	4.54 ± 0.6 <sup>c</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=11.79 bs en EHF y 3.22 bs en ELF. Media de 3 repeticiones ± DE.

**Cuadro 16.** Capacidad antioxidante por el método ABTS en EHF y ELF de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	ABTS EHF ( $\mu$ moles ET)		ABTS ELF ( $\mu$ moles ET)	
	100g bh	g bs	100g bh	g bs
Pericarpio	1365.71 $\pm$ 29.3	99.69 $\pm$ 2.1 <sup>a</sup>	53.02 $\pm$ 2.6	3.87 $\pm$ 0.2 <sup>b</sup>
Semilla	1256.5 $\pm$ 67.4	13.53 $\pm$ 0.7 <sup>c</sup>	714.92 $\pm$ 116.4	7.7 $\pm$ 1.3 <sup>a</sup>
Semilla Tostada	1716.74 $\pm$ 131.6	17.73 $\pm$ 1.4 <sup>b</sup>	222.88 $\pm$ 17.8	2.3 $\pm$ 0.2 <sup>c</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=3.04 bs en EHF y 1.48 bs en ELF. Media de 3 repeticiones  $\pm$  DE.

**Cuadro 17.** Capacidad antioxidante por el método ORAC en EHF de pericarpio, semilla sin tostar y semilla tostada de fruto de noni en etapa 5 de madurez (muy suave y de color translúcido-grisáceo).

Parte estructural	ORAC EHF ( $\mu$ moles ET)	
	100g bh	g bs
Pericarpio	1831.65 $\pm$ 162.3	133.69 $\pm$ 11.8 <sup>a</sup>
Semilla	5036.16 $\pm$ 124	54.25 $\pm$ 13.3 <sup>c</sup>
Semilla Tostada	8971.56 $\pm$ 1271	92.66 $\pm$ 13.1 <sup>b</sup>

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ( $\alpha=0.05$ ). LSD=25.57 para un gramo bs. Media de 3 repeticiones  $\pm$  DE.

## IX. CONCLUSIONES

La caracterización hecha al pericarpio y semillas de noni permitió darse cuenta que el pericarpio y semilla de noni poseen características nutrimentales y de capacidad antioxidante importantes con respecto a la de otros frutos. Algunas características se ven afectadas por el proceso de tostado.

En el análisis proximal el pericarpio mostró mayor contenido de cenizas y proteína cruda con respecto a semilla cruda (sin tostar), mientras que la semilla cruda presentó mayor porcentaje de extracto etéreo y carbohidratos.

Pericarpio exhibió mayores cantidades de los minerales K, Ca, Na, Mg, Fe y Zn, con respecto a semilla cruda (sin tostar). Sin embargo, semilla cruda mostró mayores niveles de Cu respecto a pericarpio, asimismo, mayor fibra total y fibra insoluble.

En cuanto a vitamina C, el pericarpio de noni mostró ser un excelente portador de esta vitamina, siendo superior a frutos como guayaba, fresa y kiwi.

Pericarpio presentó mayores niveles de fenólicos totales, flavonoides totales y carotenoides totales respecto a semilla cruda. Incluso pericarpio resultó superior en fitoquímicos y CAO respecto a frutos tales como papaya, guayaba y mango.

El proceso de tostado incrementó significativamente el porcentaje de extracto etéreo, proteína cruda, FDI y FDT. También se mostró un incremento en la concentración de fenólicos totales y una tendencia al aumento en flavonoides totales. Por lo cual la semilla tostada, resultó ser mejor fuente de estos componentes.

El proceso de tostado de la semilla de noni incrementó en alrededor de 1.5 veces la capacidad antioxidante de los EHF según los métodos FRAP, ABTS y ORAC. Sin embargo, disminuyó la capacidad antioxidante de ELF según los métodos ABTS y FRAP.

Por todo lo anteriormente descrito, se puede mencionar que el fruto de noni posee cantidades importantes de componentes nutrimentales y fitoquímicos que se sabe son benéficos a la salud, asimismo sus semillas. Adicionalmente, el proceso de tostado aumenta de manera general dichas características composicionales.

## X. BIBLIOGRAFÍA

- Acosta MA. 2003. Manejo ecológico del cultivo de noni. Instituto de Investigación Agropecuaria de Panamá. Disponible de: [bdigital.binal.ac.pa/rdd/down.php?ftd=idiap/noni.pdf](http://bdigital.binal.ac.pa/rdd/down.php?ftd=idiap/noni.pdf) Consultado el 13 de septiembre de 2016.
- Aherne S, O'Brien. 2002. Dietary flavonols: chemistry, food content, and metabolism. *Nutrition* 18:75-81.
- Ahmad AN, Mat-Daud ZA, Ismail A. 2016. Review on potential therapeutic effect of *Morinda citrifolia* L. *Science Direct* 8:62-67.
- Alamprese C, Ratti S, Rossi M. 2009. Effects of roasting conditions on hazelnut characteristics in a two-step process. *Journal of Food Engineering* 95:272-279.
- Alcántara M. 2009. Estimación de los daños físicos y evaluación de la calidad de la fresa durante el manejo pos-cosecha y el transporte simulado [Tesis de Doctorado]. Valencia, España: Universidad Politécnica de Valencia. 225 p.
- Alothman M, Bhat R, Karim A. 2009. Effects of radiation processing on phytochemicals and antioxidants in plant produce. *Trends in Food Science & Technology* 20:201-212.

- Alquézar B. 2007. Caracterización Bioquímica y Molecular de la Carotenog nesis en Frutos Cítricos [Tesis de Doctorado]. Valencia, España: Universidad de Valencia. 289 p.
- Amaral JS, Casal S, Seabra RM, Oliveira BP. 2006. Effects of Roasting on Hazelnut Lipids. *Journal of Agricultural and food chemistry* 35:1315- 1321.
- [AOAC] Association of Official Analytical Chemists. 2012. Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. 18<sup>a</sup> ed. Estados Unidos de América: Association of Official Analytical Chemists. 942.15 (37.1.37) p 10, 943.02 (32.1.20) p12, 932.12 (37.1.15) p 7, 972.20 (37.1.11) p 4, 940.26 (37.1.18) p 7, 920.85 (32.1.13) p 5, 920.87 (32.1.22) p 14, 992.16 (31.1.8) p 10.
- Arija I, Viveros A, Brenes A, Canales R. 1999. Estudio del valor nutritivo de la semilla de girasol entera descascarillada en raciones de pollos broiler y su efecto sobre la concentración de ácidos grasos en la grasa abdominal. *Archivos de Zootecnia* 48:149-259.
- Aruoma O. 2003. Methodological considerations for characterizing potential antioxidant actions of bioactive components in plant foods. *Mutation research* 24:9-20.
- Badui S. 2006. Vitaminas y nutrimentos inorgánicos. En: Badui S. Química de los Alimentos. 4<sup>a</sup> ed. México: Pearson Educación. p 363-398.

- Barbosa A, Campos de Oliveira AM, De Oliveira AM, Mancini-Filho J, De Lima A. 2013. Atividade Antioxidante da Polpa, Casca e Sementes do Noni (*Morinda citrifolia* Linn). *Revista Brasileira de Fruticultura* 35:345-354.
- Beckman C. 2000. Phenolic-storing cells: keys to programmed cell death and periderm formation in wilt diseases resistance and in general defence responses in plants. *Physiology Molecular Plant Pathology* 57(3):101 110.
- Belch JJ, Hill A. 2000. Evening primrose oil and borage oil in rheumatologic conditions. *The American Journal of Clinical Nutrition* 71:352S-356S.
- Benthall AP. 1984. *The Trees of Calcutta and its Neighbourhood*. Londres, Inglaterra: W. Thacker & Co. 618 p.
- Benzie IFF, Strain JJ. 1996. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of "Antioxidant Power": The FRAP Assay. *Analytical Biochemistry* 239:70-76.
- Bernabé LS, Orrala WA, Rodríguez GA. 2012. *Introducción, Producción y Comercialización de Helados de Frutas Exóticas en la Ciudad de Guayaquil*. [Tesis de Licenciatura]. Guayaquil, Ecuador: Escuela Superior Politécnica del Litoral. 213 p. Disponible de: Escuela Superior Politécnica del Litoral.
- Biehler E, Mayer F, Hoffmann L, Krause E, Bohn T. 2009. Comparison of 3 Spectrophotometric Methods for Carotenoid Determination in Frequently Consumed Fruits and Vegetables. *Journal Food Chemistry* 75:55-61.

- Brand-Williams W, Cuvelier M, Berset C. 1995. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *Food Science and Technology* 22:25-30.
- Brewer MS. 2011. Natural antioxidants: sources, compounds, mechanisms of action, and potential applications. *Food Science and Food Safety* 10:221-247.
- Buitrago V, López P, Coronado P, Osorno L. 2004. Determination of physical characteristics and mechanical properties of potatoes cultivated in Colombia. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental* 8:1-4.
- Cárdenas-Coronel WG, Carrillo-López A, Vélez de la Rocha R, Labavitch JM, Báez Sañudo MA, Heredia JB, Zazueta-Morales JJ, Vega-García MO, Sañudo Barajas JA. 2015. Biochemistry and cell wall changes associated with noni (*Morinda citrifolia* L.) fruit ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51:1-8.
- Cardoso CL, Silva DH, Castro-Gamboa I, Bolzani V. 2005. New biflavonoid and other flavonoids from the leaves of *Chimarrhis turbinata* and their antioxidant activities. *Journal of Brazilian Chemical Society* 16:1353-1359.
- Carocho M, Ferreira IC. 2013. A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and Chemical Toxicology* 51:15-25.
- Carranco, M. Calvo, M. Pérez-Gil, F. 2011. Carotenoides y su Función Antioxidante: Revisión. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición* 61:233-241.

- Carrillo-López A, Yahia EM. 2011. Noni (*Morinda citrifolia* L.). En: Yahia EM. Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits. Vol. 4. Cambridge, UK: Woodhead Publishing. p 51-62.
- Casierra-Posada F, Aguilar-Avenidaño OE. 2008. Calidad en frutos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) cosechados en diferentes estados de madurez. *Agronomía Colombiana* 26:300-307.
- Centeno FC. 2008. Estudio de la fruta Noni, sus Beneficios Médicos, Energéticos y su utilización dentro de la gastronomía. [Tesis de Licenciatura]. Quito, Ecuador: Universidad Tecnológica Equinoccial. 149 p. Disponible de: Universidad Tecnológica Equinoccial.
- Chan-Blanco Y, Vaillant F, Pérez AM, Reynes M, Brillouet JM, Brat P. 2006. The noni fruit (*Morinda citrifolia* L.): A review of agricultural research, nutritional and therapeutic properties. *Journal of Food Composition and Analysis* 19:645-654.
- Chan-Blanco Y, Vaillant F, Pérez AM, Belleville MP, Zúñiga C, Brat P. 2007. The ripening and aging of noni fruits (*Morinda citrifolia* L.): microbiological flora and antioxidant compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 87:1710-1716.
- Chasquibol N, Lengua L, Delmás I, Rivera D, Bazán D, Aguirre R, Bravo M. 2003. Alimentos funcionales o fitoquímicos, clasificación e importancia. *Revista Peruana de Química e Ingeniería Química* 5:9-20.

[Codex Alimentarius] Comisión del Codex Alimentarius. 2013. Propuestas de elaboración de nuevas normas y textos afines y de interrupción de trabajos.

Roma, Italia: FAO/OMS. Disponible de: [ftp://ftp.fao.org/codex/Meetings/cac/cac36/cac36\\_09s.pdf](ftp://ftp.fao.org/codex/Meetings/cac/cac36/cac36_09s.pdf). Consultado el 05 de Septiembre de 2016.

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

Correia AA, Gonzaga ML, Aquino AC Souza PH, Figueiredo RW, Maia GA. 2011. Caracterização química e físico-química da polpa do noni (*Morinda citrifolia*) cultivado no estado do Ceará. *Alimentos e Nutrição Araraquara* 22:609-615.

Deng S, West BJ, Jensen J. 2010. A Quantitative Comparison of Phytochemical Components in Global Noni Fruits and their Commercial Products. *Food Chemistry* 122:267-270.

Drewnowski A, Gomez-Carneros C. 2000. Bitter taste, phytonutrients, and the consumer: a review. *American Journal of Clinical Nutrition* 72:1424e-1435e.

Dürüst N, Sümengen D, Dürüst Y. 1997. Ascorbic Acid and Element Contents of Foods of Trabzon (Turkey). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 45:2085-2087.

Ebrahimzadeh MA, Hosseinimehr SJ, Hamidinia A, Jafari M. 2008. Antioxidant and free radical scavenging activity of feijoa *Sellowiana* fruits peel and leaves. *Pharmacologyonline* 1:7-14.

Ekholm P, Reinivuo H, Mattila P, Pakkala H, Koponen J, Happonen A, Hellstrom J, Ovaskainen M. 2007. Changes in the mineral and trace element contents of cereals, fruits and vegetables in Finland. *Journal of Food Composition and Analysis* 20:487-495.

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

[FAO] Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 1997. Producción y manejo de datos de composición química de alimentos en nutrición. Santiago, Chile: FAO. Disponible de: <http://www.fao.org/docrep/010/ah833s/ah833s18.htm>. Consultado el 06 de septiembre de 2016.

[FAO] Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 2002. Nutrición humana en el mundo en desarrollo. Roma, Italia: FAO. Disponible de: <http://www.fao.org/docrep/006/w0073s/w0073s0e.htm>. Consultado el 06 de septiembre de 2016.

Fennema OR. 1996. *Food Chemistry*. 3<sup>ra</sup> ed. Nueva York USA: Acribia Ediciones. 1067 p.

Ferguson IB, Boyd LM. 2008. Los nutrientes inorgánicos y la calidad de la fruta. En: Knee M. *Bases biológicas de la calidad de la fruta*. España: Acribia. p 17-39.

- Fernández-Miranda C. 2010. La fibra dietética en la prevención del riesgo cardiovascular. *Nutrición Clínica y Dietética Hospitalaria* 30:4-12.
- Francis F. 1980. Color quality evaluation of horticultural crops. *HortScience* 15:14-16.
- Frankel E, Meyer A. 2000. Review. The problems of using one-dimensional methods to evaluate multifunctional food and biological antioxidants. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 80:1925-1941
- Gagliostro AG. 2003. Usos alternativos del girasol en la alimentación animal. Argentina: Asociación Argentina de Girasol (ASAGIR). Disponible de: <http://www.asagir.org.ar/asagir2008/>. Consultado el 13 de septiembre de 2016.
- García E, Fernández I, Fuentes A. 2015. Determinación de polifenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu. Valencia, España: Universitat Politècnica de València. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica y del Medio Natural. Disponible de: <http://hdl.handle.net/10251/52056>. Consultado el 07 de septiembre de 2016.
- García J, Gómez-Reino J. 2000. Fisiopatología de la ciclooxigenasa-1 y ciclooxigenasa-2. *Revista Española de Reumatología* 27:1-5.
- González S, Estrada A, del Val R, Rosales T, Andrade I, Hernández A. 2010. Determinación de compuestos volátiles en compuestos de Noni (*Morinda citrifolia* L.) mediante microextracción en fase sólida y cromatografía de gases. XVII Congreso Nacional de Ingeniería Bioquímica; 22-26 de marzo;

Acapulco, Guerrero, México. Disponible de:  
<http://biomedbiotec.homelinux.org/congreso2010/Extensos/ProdnaturalesNT71ALE20091209.pdf>. Consultado el 23 de marzo de 2016.

González-Laredo RF, Rocha-Guzmán NE, Gallegos-Infante JA. 2012. Fitoquímicos antioxidantes en alimentos. En: Álvarez-Parrilla E, Gonzáles-Aguilar GA, De la Rosa LA, Ayala-Zavala JF. Antioxidantes en alimentos y salud. 1ª ed. México, D.F.: Clave Editorial. p 133-154.

González-Pérez S, Vereijken JM. 2007. Sunflower proteins: overview of their physicochemical, structural and functional properties. *Journal Science of Food Agriculture* 87:2173-2191.

Gutiérrez A, Burgos JA, Molto E. 2007. Pre-commercial sorting line for peaches firmness assessment. *Journal of Food Engineering* 81:721-727.

Heinicke RM. 1985. The pharmacologically active ingredient of Noni. *Pacific Tropical Botanical Garden Bulletin* 15:10-14.

Huang D, Ou B, Hampsch-Woodill M, Flanagan JA, Prior RL. 2002. High-throughput assay of oxygen radical absorbance capacity (ORAC) using a multichannel liquid handling system coupled with a microplate fluorescence reader in 96 well format. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 50:4437-4444.

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

- Jovanovic SV, Steenken S, Simic MG, Hara Y. 1998. Antioxidant properties of flavonoids: reduction potentials and electron transfer reactions of flavonoid radicals. En: Rice-Evans C, Parker L. Flavonoids in health and disease. Nueva York: Marcel Dekker. p 137-161.
- Julkunen-Titto. 1985. Phenolic Constituents in the Leaves of Northern Willows: Methods for the Analysis of Certain Phenolics. Journal of Agricultural and Food Chemistry 33:213-217.
- Kalt W. 2001. Health functional phytochemicals of fruit. Horticultural Reviews 27:269e-315e.
- Kim D, Lee K, Lee J, Lee C. 2002. Vitamin C Equivalent Antioxidant Capacity (VCEAC) of Phenolic Phytochemicals. Journal Agricultural and Food Chemistry 50:3713-3717.
- Kimura M, Cobori C, Rodríguez-Amaya D, Nestel P. 2007. Screening and HPLC methods for carotenoids in sweet potato, cassava and maize for plant breeding trial. Food Chemistry 100:1734-1746.
- Kohon I. 2009. Alimentación. España: Interbusca. Disponible de: <http://alimentacion.interbusca.com/nutricion/minerales/>. Consultado el 24 de abril de 2015.
- Kovendan K, Murugan K, Perumal S, Vincent S, Hwang JS. 2012. Larvicidal activity of *Morinda citrifolia* L. (Noni) (Family: Rubiaceae) leaf extract against

- Anopheles stephensi*, *Culex quinquefasciatus*, and *Aedes aegypti*.  
Parasitology Research 111:1481-1490.
- Krishnamurthy K, Khurana HK, Jun S, Irudayaraj J, Demirci A. 2008. Infrared Heating in Food Processing: An Overview. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety 7:1-12.
- Kühnau J.1976. The flavonoids. A class of semi-essential food components: their role in human nutrition. World Review of Nutrition and Dietetics 24:117-191.
- Kuskoski EM, Asuero AG, Troncoso AM, Mancini-Filho J, Fett, R. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. Food Science and Technology 25:727.
- Liu R. 2004. Potential synergy of phytochemicals in cancer prevention: mechanism of action. The Journal of Nutrition 134:3479S-3485S.
- López de Romaña D, Castillo C, Diazgranados D. 2010. El zinc en la salud humana. Revista Chilena de Nutrición 37:234-239.
- Luigi P, Flamini G, Caponi C, Ceccarini L, Morelli I. 2005. Analysis of volatile fraction, fixed oil and tegumental waxes of the seeds of two different cultivars of helianthus. Food Chemistry 713-717.
- Luján LM, Assanga SB, Rivera EG, Gil AA, Acosta AL, Meza CY, Rubio JL. 2014. Nutritional and Phenolic composition of *Morinda citrifolia* L. (Noni) fruit at

different ripeness stages and seasonal patterns harvested in Nayarit, Mexico. International Journal of Nutrition and Food Sciences 3:421-429.

Márquez LR. 2000. La Fibra Terapéutica. 2ª ed. Barcelona: Glosa ediciones. 207 p.

Martínez-Flores S, González-Gallego J, Culebras JM, Tuñón MJ. 2002. Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. Nutrición Hospitalaria 6:271-278.

Marwah RG, Fatope MO, Mahrooqi RA, Varma GB, Abadi HA, Al-Burtamani SK. 2007. Antioxidant capacity of some edible and wound healing plants in Oman. Food Chemistry 101:465-470.

McClatchey W. 2002. From Polynesian Healers to Health Food Stores: Changing Perspectives of *Morinda citrifolia* (Rubiaceae). Integrative Cancer Therapies 1:110-120.

Meléndez-Martínez A, Vicario I, Heredia F. 2004. Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. Archivos Latinoamericanos de Nutrición 54:8-16.

Mercado-Mercado G, De la Rosa L, Wall-Medrano, López JA, Álvarez-Parrilla E. 2013. Compuestos polifenólicos y capacidad antioxidante de especias típicas consumidas en México. Nutrición Hospitalaria 28:36-46.

- Mian-Ying W, West BJ, Jensen CJ, Nowicki D, Chen S, Palu AK, Anderson, G. 2002. *Morinda citrifolia* (Noni): A literature review and recent advances in Noni research. *Acta Pharmacol Sinica* 23:1127-1141.
- Ministerio de Agricultura, Ganadería y Abastecimiento. 2009. Regras para Análise de Sementes. 1<sup>a</sup> ed. Brasil: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 398 p.
- Nacz M, Shahidi F. 2006. Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* 41:1523-1542.
- Neđeral S, Škevin D, Kraljić K, Obranović M, Papeša S, Bataljaku A. 2012. Chemical composition and oxidative stability of roasted and cold pressed pumpkin seed oils. *Journal of the American Oil Chemists' Society* 89:1763-1770.
- Nelson S. 2005. Hawaiian Noni Seed Processing and Germination. College of Tropical Agriculture and Human Resources. Disponible de: <http://www.ctahr.hawaii.edu/noni/downloads/noniseeds.pdf>. Consultado el 25 de febrero de 2016.
- Nielsen FH. 1996. Other trace elements. En Ziegler EE, Filer Jr LJ: Present Knowledge in Nutrition. 7<sup>a</sup> ed. Washington, D.C.: International Life Sciences Institute. p 353-377.
- Nuñez Y, Pérez M, Uribe E, Vega A, Di Scala K. 2013. Osmotic dehydration under high hydrostatic pressure: Effects on antioxidant activity, total phenolics

compounds, vitamin C and colour of strawberry (*Fragaria vesca*). LWT–Food Science and Technology 52:151-156.

[OMS] Organización Mundial de la Salud. 2015. Dieta, Nutrición y la Prevención de Enfermedades Crónicas. Génova, Italia.: OMS. Disponible de <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs394/es/>. Consultado el 11 de octubre de 2016.

Ordoñez LE, Ospina MA, Rodríguez DX. 2013. Cinética de degradación térmica de vitamina C en frutos de guayaba (*Psidium guajava* L.). Revista Lasallista de Investigación 10:44-51.

Palioto GF, Silva CF, Mendes MP, Almeida VV, Rocha CL, Tonin LT. 2015. Composição centesimal, compostos bioativos e atividade antioxidante de frutos de *Morinda citrifolia* Linn (noni) cultivados no Paraná. Revista Brasileira de Plantas Medicinales 17:59-66.

Palu A, West B, Jarakae C. 2012. Noni seed oil topical safety, efficacy, and potential mechanisms of action. Journal of Cosmetics, Dermatological Sciences and Applications. 2:74-78.

Peterson G. 1979. Review of the Folin protein quantitation method of Lowry, Rosebrough, Farr and Randall. Analytical biochemistry 100:201-220.

Puerta-Quintero GI. 2011. Composición química de una taza de café. Colombia: Centro Nacional de Investigaciones de Café (CENICAFÉ). Disponible de:

<http://www.cenicafe.org/es/publications/avt04142.pdf>. Consultado el 04 de octubre de 2016.

Quiroga PR, Asensio CM, Nepote V. 2015. Antioxidant effects of the monoterpenes carvacrol, thymol and sabinene hydrate on chemical and sensory stability of roasted sunflower seeds. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 95:471-479.

Quito LS, Torres GS. 2007. Estudio de prefactibilidad técnico-económico de una planta para elaborar una bebida a base de noni (*Morinda Citrifolia*) y borojó (*Borojoa patinoi*) [Tesis de Licenciatura]. Quito, Ecuador: Escuela Politécnica Nacional. 157 p. Disponible de: Escuela Politécnica Nacional.

Ramful D, Bahorun T, Bourdon E, Tarnus E, Auroma O. 2010. Bioactive phenolics and antioxidant propensity of flaveddo extracts of Mauritian citrus fruits: Potential prophylactic ingredients for functional foods application. *Toxicology* 278:75-87.

Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M y Rice-Evans C. 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine* 26:1231-1237.

Rodríguez A, Sánchez P. 2005. Especies de frutales cultivadas en Cuba en la agricultura urbana. Cuba: MINAGRI. 70 p.

- Rodríguez-Amaya D. 2010. Quantitative analysis, in vitro assessment of bioavailability and antioxidant activity of food carotenoids-A review. *Journal of Food Composition and Analysis* 23:726-740.
- Rodrigues Da Silva L, Queiroz de Medeiros P, Andrade G, Pereira-Silva KJ, Mendonça V, Galdino da Silva G. 2012. Caracterização do fruto de *Morinda citrifolia* L. (noni). *Revista Cubana de Plantas Medicinales* 17:93-100.
- Rodrigues Da Silva L, Araujo C, Alencar de Sousa J, de Oliveira E. 2013. Qualidade de frutos de noni (*Morinda citrifolia* L.) cultivados em Trairi-CE. *Revista Cubana de Plantas Medicinales* 18:100-108.
- Rojas D, Narváez CE. 2009. Determinación de vitamina C, compuestos fenólicos totales y actividad antioxidante de frutas de guayaba (*Psidium guajava* L.) cultivadas en Colombia. *Química Nova* 32:2336-2340.
- Rojas F. 2007. Árboles que Curan: el Noni. Kurú: *Revista Forestal* 4:1-4.
- Saborío D, Sáenz V, Arauz, L, Bertsch F. 2000. Efecto del calcio en aplicaciones precosecha y poscosecha sobre la severidad de antracnosis y la calidad de frutos de papaya (*Carica papaya*). *Agronomía Costarricense* 24:77-88.
- [SAGARPA] Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2009. México, D. F.: SAGARPA. Disponible de: <http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/AsistenciaCapacitacion/Documentos/boletin/b60/experiencias/experiencia1.htm>. Consultado el 24 de marzo de 2015.

- [SAGARPA] Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2013. México, D. F.: SAGARPA. Disponible de: [http://www.siap.gob.mx/cierre de-la produccion-agricola-por-cultivo/](http://www.siap.gob.mx/cierre_de-la_produccion-agricola-por-cultivo/). Consultado el 25 de Marzo de 2015.
- Salomón S, López OD, García CM, González ML, Fusté V. 2009. Desarrollo de una tecnología para la obtención de extracto acuoso de hojas de *Morinda citrifolia* L. (noni). Revista Cubana de Plantas Medicinales 14:1-8.
- Sánchez C. 2002. Review: methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems. Food Science and Technology International 3:121-39.
- Sánchez N, Bu M, Pérez-Saad H, Lara G, Scull I. 2012. Efecto del zumo de *Morinda citrifolia* L. (noni) en modelos de analgesia. Revista Cubana de Plantas Medicinales 17:213-222.
- Sari N, Solmaz I, Aras V. 2012. Effects of roasting on nutritional composition of seven lines of pumpkin (*Cucurbita pepo* L.) seeds. Proceedings of the Xth EUCARPIA Meeting on Genetics and Breeding of Cucurbitaceae; Antalya, Turquía. Antalya, Turquía. 11 p.
- [SCE] Service du Commerce Exterieur de Polynesie Frances. 2005. Répartition des premiers produits locaux exportés en 2005. Polinesia, Francia.: SCE Disponible de: <http://www.tahitiexport.pf/downloadb1.php?117690019344712+1>. Consultado el 28 de agosto de 2007.

- Schwartz M, Núñez K, Muñoz AM. 1999. Efecto de la temperatura de concentración de pulpa de kiwi sobre el color, clorofila y ácido ascórbico. Archivos Latinoamericanos de Nutrición 49:44-48.
- Shahidi F, Naczk M. 2004. Phenolics in food and nutraceuticals: Sources, applications and health effects. Boca Raton, Florida: CRC Press. 575 p.
- Siger A, Kaczmarek A, Rudzńska M. 2015. Antioxidant activity and phytochemical content of cold-pressed rapeseed oil obtained from roasted seeds. European Journal of Lipid Science and Technology 117:1225-1237.
- Siller-Cepeda J, Muy-Rangel D, Báez-Sañudo M, Araiza-Lizarde E, Ireta-Ojeda A. 2009. Calidad poscosecha de cultivares de mango de maduración temprana, intermedia y tardía. Revista Fitotecnia Mexicana 32:1-8.
- Soler O, Domínguez PL, Fonseca PL. 2015. Caracterización química del fruto del árbol de noni (*Morinda citrifolia* L) en tres estadios de maduración. Revista Granma Ciencia 19:1-11.
- Srbinoska M, Hrabovski N, Rafajlovska V, Sinadinović S. 2012. Characterization of the seed and seed extracts of the pumpkins *Cucurbita maxima* D. and *Cucurbita pepo* L. from Macedonia. Macedonian Journal of Chemistry and Chemical Engineering 31:65-78.
- Szőllősi R, Szőllősi-Varga I. 2002. Total antioxidant power in some species of Labiatae (adaptation of FRAP method). Acta Biologica Szegediensis 46:125-127.

- Tovar J. 2013. Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregión cafetera [Tesis de Licenciatura]. Pereira, Colombia: Universidad Tecnológica de Pereira. 150 p. Disponible de: Universidad Tecnológica de Pereira.
- Trujillo H, Osorio-Díaz, Rendón. 2010. Análisis de la Fracción Indigerible de Cinco Frutos Consumidos en México. XII Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos; 27-28 de mayo de 2010; Guanajuato, Gto. Guanajuato, Gto: Universidad de Guanajuato. 8 p.
- Villarroel M, Acevedo C, Yáñez E, Biolley E. 2013. Propiedades funcionales de la fibra del musgo *Sphagnum magellanicum* y su utilización en la formulación de productos de panadería. Archivos Latinoamericanos de Nutrición 53:400-407.
- Vujasinović V, Radočaj O, Dimić E. 2012. Optimization of hull-less pumpkin seed roasting conditions using response surface methodology. Journal of Food Science 77:C532-C538.
- West BJ, Jarakae C, Westendorf J. 2008. A new vegetable oil from noni (*Morinda citrifolia*) seeds. Journal of Food Science and Technology 43:1988-1992.
- Wolfe KE, Liu RH. 2003. Apple peels as value-added food ingredient. Journal of Agricultural and Food Chemistry 51:1676-1683.
- Wu X, Gu L, Holden J, Haytowitz DB, Gebhardt SE, Beecher G, Prior RL. 2004. Development of a database for total antioxidant capacity in foods: a preliminary study. Food Composition and Analysis 17:407-422.

- Yashaswini S, Venugopal CK, Hegde RV, Mokashi AN. 2014. Noni: A new medicinal plant for the tropics. *African Journal of Plant Science* 8:243-247.
- Yoshida H, Hirakawa Y, Mizushina Y. 2002. The content of tocopherols and oxidative quality of oils prepared from sunflower (*Helianthus annuus* L.) seeds roasted in a microwave oven. *European Journal of Lipid Science and Technology* 104:116-122.
- Zapata S, Piedrahita AM, Rojano B. 2014. Capacidad atrapadora de radicales oxígeno (ORAC) y fenoles totales de frutas y hortalizas de Colombia. *Perspectivas en Nutrición Humana* 16:25-36.

## ABREVIATURAS

AA	Ácido ascórbico
ABTS	2,2'-azino-bis-3-etilbenztiazolina-6-ácido sulfónico
CAO	Capacidad antioxidante
CT	Carotenoides totales
DCPI	2,6-Diclorofenol indofenol
DPPH	1,1-difenil-2-picrilhidrazil
ET	Equivalentes de trolox
FDI	Fibra dietaria insoluble
FDS	Fibra dietaria soluble
FDT	Fibra dietaria total
FRAP	Poder antioxidante de reducción del hierro
HPLC	Cromatografía Líquida de Alta Eficacia
PMR	Precio Medio Rural
S.P.R de R.L.	Sociedad de Producción Rural de Responsabilidad Limitada
SIPS	Sample Introduction Pump System
USD	Dólares estadounidenses (del inglés, United States Dollar)

## ANEXOS

Diagrama general para realizar el análisis de fibra dietaria total (FDT)

