



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICOBIOLOGICAS
MAESTRÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

Cambios en la composición fitoquímica y
capacidad antioxidante durante la
maduración poscosecha de fruto de noni
(*Morinda citrifolia* L.)

TESIS

Que presenta

IBQ. MARÍA LOURDES PÉREZ LÓPEZ

Para obtener el Grado de

MAESTRA EN CIENCIA

Y

TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

Directores

DR. ARMANDO CARRILLO LÓPEZ

DRA. CLAUDIA BARRAZA ELENES

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 de la Dra. Claudia Barraza Elenes y contó con la asesoría de la Dra. Irma Leticia Camacho Hernández. El proyecto operó con la infraestructura y recursos financieros de la Universidad Autónoma de Sinaloa (Proyecto Profapi 2015/061). La tesista María Lourdes Pérez López recibió beca para estudios de maestría de CONACYT para la realización de esta investigación.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Culiacán Rosales el día 9 del mes Julio del año 2020, el (la) que suscribe María Lourdes Pérez López alumno (a) del Programa de Ciencia y Tecnología de Alimentos con número de cuenta 09100156, de la Unidad Académica Facultad de Ciencias Químicas Biológicas, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de Armando Carrillo López y Claudia Barraza Elenes y cede los derechos del trabajo titulado "Cambios en la composición fitoquímica y capacidad antioxidante durante la maduración poscosecha de 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.

María Lourdes Pérez López

Nombre completo y firma

AGRADECIMIENTOS

A las instituciones que hicieron posible este proyecto, a la **Universidad Autónoma de Sinaloa** y a **CONACYT**.

A mis directores de tesis **Dra. Claudia Barraza Elenes** y **Dr. Armando Carrillo López** por haberme aceptado en su equipo de trabajo como su tesista, así como por todas sus enseñanzas brindadas durante el proyecto.

A mi asesora **Dra. Irma Leticia Camacho Hernández** por haber tenido la disposición para apoyándome y dedicar tiempo para asesorarme.

A la **MC. Carolina Isabel Vázquez Herrera** por su ayuda y enseñanzas.

Dr. Francisco Delgado Vargas, Dr. Ernesto Aguilar Palazuelos, Dra. Noelia Jacobo Valenzuela, Dr. José de Jesús Caro Corrales, Dr. José Ángel López Valenzuela por el apoyo técnico brindado.

Dra Xiomara Perales Sánchez y al **Dr. Roberto Gutiérrez Dorado** cuyo apoyo y disposición fue invaluable en el trabajo experimental de fibra.

A mis compañeros de generación **Felicitas, Magdalena, Katia, Olivia, Luis, Andrés, Milton y Rogelio**.

A mis hijos **Julio M.** y **Lourdes M.** ya que ellos son mi motivación para seguir preparándome cada día más. A mi esposo **Julio** por estar siempre conmigo apoyándome en todo lo que necesite y por tantos desvelos juntos, sé que aún nos faltan muchos más.

A mis padres **Lourdes** y **Efraín** por todo su apoyo en todo lo que necesitamos. A mi hermano **Efraín** por cuidar siempre de nosotros.

ÍNDICE

	Páginas
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE CUADROS	ii
I RESUMEN	1
ABSTRACT	3
II INTRODUCCIÓN	5
III REVISIÓN DE LITERATURA	7
A. NONI (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	7
1. Origen, distribución, botánica y morfología del fruto	7
2. Importancia económica	8
3. Composición fisicoquímica del noni	13
4. Usos y aplicaciones del noni	13
5. Cambios poscosecha del fruto de noni	15
a. Proceso de maduración	17
B. COMPOSICIÓN NUTRIMENTAL	18
1. Vitamina C	19
2. Fibra dietaria	19
a. Fibra dietaria insoluble (FDI)	21
b. Fibra dietaria soluble (FDS)	21
C. FITOQUÍMICOS	23
1. Fenólicos	24
2. Flavonoides	26
3. Carotenoides	27
D. ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	29
1. Método DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil)	31
2. Ensayo de la inhibición de radicales OH ⁻ inducido por la degradación de 2-desoxi-D-ribosa	31
3. Ensayo de inhibición de la oxidación de lipoproteínas de baja densidad (LDL) inducida por cobre	32
4. Ensayo de la inhibición de hemólisis eritrocitaria inducida por dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil-amidinopropano)	34
IV JUSTIFICACIÓN	36

V OBJETIVOS	37
A. OBJETIVO GENERAL	37
B. OBJETIVOS ESPECIFICOS	37
VI MATERIALES Y MÉTODOS	38
A. MATERIALES	38
1. Materia prima	38
2. Reactivos químicos	38
B. MÉTODOS	38
1. Preparación de la muestra	38
2. Caracterización física	39
a. Peso	39
b. Proporción de las partes estructurales	39
c. Pérdida de peso	40
d. Dimensiones	40
e. Firmeza	40
f. Color	40
3. Caracterización fisicoquímica	41
a. Análisis proximal	41
1) Humedad	41
2) Cenizas	42
3) Extracto etéreo	43
4) Proteína cruda	44
5) Carbohidratos	45
b. Sólidos solubles totales (°Brix)	45
c. Acidez titulable	46
d. Potencial de iones hidrogeno (pH)	47
4. Caracterización nutrimental	47
a. Ácido ascórbico	47
1) Curva de calibración	47
2) Extracción de la muestra	48
3) Determinación del ácido ascórbico	49
b. Fibra dietaria	49
1) Preparación del material	49

2) Fibra dietaria	50
3) Fibra dietaria total	52
5. Caracterización fitoquímica	52
a. Preparación de los extractos hidrofílicos (EHF) y lipofílicos (ELF)	52
1) Obtención del ELF	52
2) Obtención del EHF	53
b. Compuestos fenólicos totales (CFT)	53
1) Extracción de la muestra	53
2) Curva de calibración	54
3) Determinación de contenido de compuestos fenólicos totales	54
c. Flavonoides totales	55
1) Extracción de la muestra	55
2) Curva de calibración	55
3) Determinación del contenido de compuestos flavonoides totales	55
d. Carotenoides totales	56
1) Extracción de la muestra	56
2) Curva de calibración	56
3) Cuantificación de carotenoides totales	56
6. Capacidad antioxidante	57
a. Método DPPH	57
1) Curva de calibración	57
2) Preparación del radical DPPH	57
3) Medición de la capacidad antioxidante	57
b. Capacidad de inhibición de radicales •OH en el ensayo de degradación de 2-deoxi-D-ribosa	58
1) Preparación de los extractos	58
2) Curva de calibración	59
3) Medición de la inhibición de degradación de 2-desoxi-D-ribosa	59
c. Evaluación del efecto antioxidante sobre la oxidación de lipoproteína de baja densidad (LDL)	60
1) Preparación de los extractos	60
2) Obtención de las lipoproteínas de baja densidad	60
3) Curva de calibración	61

4) Medición de la capacidad de inhibición de oxidación de LDL	61
c. Capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria inducida por dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil-amidinopropano) (AAPH)	62
1) Preparación de los extractos	62
2) Obtención de los eritrocitos	62
6. Análisis Estadístico	64
VII RESULTADOS Y DISCUSIÓN	65
A. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS	65
1. Peso	65
2. Proporción de las partes estructurales	66
3. Pérdida de peso	66
4. Dimensiones	70
5. Firmeza	70
6. Color	73
B. CARACTERIZACIÓN FISICOQUÍMICA	75
1. Análisis proximal	75
a. Humedad	75
b. Cenizas	75
c. Extracto etéreo	77
d. Proteína cruda	77
e. Carbohidratos	77
2. Sólidos solubles totales (°Brix)	78
3. Acidez titulable	78
4. Potencial de iones hidrogeno (pH)	81
C. CARACTERÍSTICAS NUTRIMENTALES	81
1. Ácido ascórbico	81
2. Fibra dietaria	84
D. CARACTERÍSTICAS FITOQUÍMICAS	86
1. Fenólicos totales	86
2. Flavonoides totales	86
3. Carotenoides totales	88
E CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	91
1. Capacidad de inhibición del radical DPPH	91

2. Capacidad de inhibición de radicales OH en el ensayo de degradación de 2-desoxi-D-ribosa	93
3. Capacidad de inhibición de la oxidación de LDL inducida por cobre	93
4. Capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria inducida por AAPH	96
VIII CONCLUSIONES	100
IX BIBLIOGRAFÍA	102
ABREVIATURAS	116
ANEXOS	117

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Descripción	Páginas
1	Fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	9
2	Fruto y semillas de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	10
3	Proporción pericarpio y semilla en el fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	68
4	Porcentaje de pérdida de peso del fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) en poscosecha a 24 °C y 75 % HR	69
5	Cambios en la firmeza del fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) en almacenamiento a 24 °C y 75 % HR	72
6	Sólidos solubles totales del fruto de noni en poscosecha a 24 °C y 75 % HR	79
7	Acidez titulable del fruto de noni en poscosecha a 24°C y 75 % HR	80
8	pH del fruto de noni en poscosecha a 24 °C y 75 % HR	82

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Descripción	Páginas
1	Producción de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L) en el año 2016	12
2	Composición fitoquímica del fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L)	14
3	Clasificación de los estados de madurez del fruto de noni con base en la evolución del color y la firmeza	16
4	Peso promedio (g) de las partes estructurales del fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	67
5	Dimensiones en centímetros del fruto entero de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	71
6	Evaluación de parámetros de color externo (epicarpio) en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante su almacenamiento a 24 °C y 75 % HR	74
7	Análisis proximal durante poscosecha del fruto de noni en etapa 3, etapa 4 y etapa 5	76
8	Contenido de ácido ascórbico en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante su almacenamiento a 24 °C y 75 % HR	83
9	Porcentaje de fibra dietaria total (FDT), insoluble (FDI) y soluble (FDS) en base seca y húmeda en poscosecha del fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	85

10	Compuestos fenólicos totales presentes en tres etapas de madurez en poscosecha en el fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	87
11	Flavonoides totales presentes en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante la maduración poscosecha	89
12	Carotenoides totales presentes en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante la maduración poscosecha	90
13	Capacidad antioxidante por el método DPPH en EHF y ELF en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante la maduración poscosecha.	92
14	Capacidad de inhibición de radicales OH• en el ensayo de degradación de 2-desoxi-D-ribosa en extractos hidrofílicos en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante la maduración poscosecha	94
15	Capacidad de inhibición de inhibición de la oxidación de LDL inducida por cobre en extractos hidrofílicos en fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.) durante la maduración poscosecha	95
16	Capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria inducida por dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metilamidinopropano) de fruto de noni (<i>Morinda citrifolia</i> L.)	97

I RESUMEN

En la actualidad existe un incremento en la demanda de los productos naturales para el mejoramiento de la salud. Estudios en todo el mundo han caracterizado estos productos con el objetivo de identificar y cuantificar los componentes bioactivos presentes, con el fin de utilizarlos en la alimentación de la población, reducir el riesgo de aparición de enfermedades. El noni (*Morinda citrifolia* L.) crece en Sinaloa como planta de traspatio o en pequeños huertos, es conocido por sus diversas propiedades medicinales. Su consumo a nivel mundial ha aumentado, convirtiendo al noni en un producto comercialmente importante. Sin embargo, son escasos los estudios sobre el proceso de maduración durante la poscosecha del fruto y sus cambios en componentes fitoquímicos y de capacidad antioxidante. El objetivo de este trabajo fue realizar una caracterización física, fisicoquímica, nutrimental, fitoquímica y de capacidad antioxidante en las diferentes etapas de maduración en poscosecha del fruto de noni. Las etapas de madurez analizadas fueron: 3 (amarillo pálido, firme), 4 (amarillo pálido, poco firme) y 5 (grisáceo translúcido, blando). Para el cumplimiento de este objetivo se realizó la caracterización física (peso, dimensiones, firmeza y color), análisis fisicoquímico (análisis proximal, pH, acidez titulable y sólidos solubles totales), caracterización nutrimental (vitamina C y fibra dietaria) y contenido de compuestos fitoquímicos totales (fenólicos, flavonoides, y carotenoides). La capacidad antioxidante se realizó por cuatro metodologías: DPPH, ensayo de la 2-desoxi-D-ribosa, inhibición de la oxidación de LDL e inhibición de hemólisis eritrocitaria. En el presente estudio, el contenido de compuestos fenólicos fue mayores al ir madurando el fruto, caso contrario al cuantificar los carotenoides pues al madurar el fruto estos

disminuyen. La actividad antioxidante evaluada con el ensayo de DPPH se observó una tendencia similar con el contenido de compuestos fenólicos totales. Los ensayos de degradación de 2-desoxi-D-ribosa y de inhibición de la oxidación de LDL tuvieron resultados con tendencias similares. En el ensayo de inhibición de hemólisis de eritrocitos, la etapa 4 de maduración fue la mejor inhibidora de la hemólisis. Lo cual se le atribuye diversos beneficios a la salud del consumidor.

ABSTRACT

At present there is an increase in the demand for natural products for the improvement of health. Studies around the world have characterized these products with the aim of identifying and quantifying the bioactive components present, in order to use them in the population's diet, to reduce the risk of disease occurrence. Noni (*Morinda citrifolia* L.) grows in Sinaloa as a backyard plant or in small orchards, it is known for its various medicinal properties. Its consumption worldwide has increased, making noni a commercially important product. However, studies on the ripening process during the post-harvest of the fruit and its changes in phytochemical components and antioxidant capacity are scarce. The objective of this work was to perform a physical, physicochemical, nutritional, phytochemical and antioxidant capacity characterization in the different stages of post-harvest ripening of the noni fruit. The maturity stages analyzed were: 3 (pale yellow, firm), 4 (pale yellow, not very firm) and 5 (translucent gray, soft). To achieve this objective, physical characterization (weight, dimensions, firmness and color), physicochemical analysis (proximal analysis, pH, titratable acidity and total soluble solids), nutritional characterization (vitamin C and dietary fiber) and content of compounds were carried out total phytochemicals (phenolics, flavonoids, and carotenoids). The antioxidant capacity was performed by four methodologies: DPPH, 2-deoxy-D-ribose assay, inhibition of LDL oxidation and inhibition of erythrocyte hemolysis. In the present study, the content of phenolic compounds was greater when the fruit matured, contrary to the quantification of the carotenoids, because when the fruit matured they decreased. The antioxidant activity evaluated with the DPPH test showed a similar trend with the content of total phenolic

compounds. The 2-deoxy-D-ribose degradation and LDL oxidation inhibition tests had results with similar trends. In the erythrocyte hemolysis inhibition assay, stage 4 maturation was the best hemolysis inhibitor. Which is attributed various benefits to the health of the consumer.

II INTRODUCCIÓN

En la actualidad la sociedad busca mejor la salud aprovechando los productos naturales que contribuyen a la mejora. Por lo tanto de interés por los antioxidantes naturales se ha incrementado dramáticamente, debido principalmente a la baja seguridad que ofrece el consumo de antioxidantes sintéticos, la eficacia antioxidante de una variedad de agentes fitoquímicos, y 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). 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 noni (*Morinda citrifolia* L.) es un árbol o arbusto pequeño de hoja perene, originario del sureste de Asia. El fruto del noni ha sido utilizada como alimento y medicina desde hace 2000 años y su uso se ha difundido por otras regiones como la Polinesia, India, el Caribe, Centroamérica y el norte de América del Sur (Chan-Blanco y col 2006; Rojas-Rodriguez 2007).

Las demandas relacionadas con esta planta incluyen una amplia gama de beneficios para la salud. Sin embargo, hay sólo unos pocos trabajos de investigación

científica relacionados con las propiedades nutricionales y funcionales del fruto para apoyar estas afirmaciones (Ahmad y col 2016).

Desde el primer producto comercial de fruta noni, el jugo Tahitian Noni®, en el año de 1996, innumerables productos de noni han surgido en el mercado global. La calidad de los productos comerciales de frutas con noni puede variar significativamente, atribuyéndolo a diferentes condiciones geográficas (suelo, luz solar, precipitación y aire) y factores posteriores al crecimiento (cosecha, almacenamiento, transporte, procesos de fabricación, etc.) (Deng y col 2010).

Considerando los beneficios alimenticios y medicinales que aporta el fruto de noni y tomando en cuenta que existe poca información sobre los cambios en las etapas de madurez, desde un punto de vista físico, químico, fitoquímico, nutrimental, ultraestructural, así como su capacidad antioxidante en las diferentes etapas de maduración en poscosecha.

Es por esto, que el objetivo de este trabajo fue investigar una caracterización física, fisicoquímica, nutrimental, fitoquímica y de capacidad antioxidante en las diferentes etapas de maduración en poscosecha del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

III REVISIÓN DE LITERATURA

A. NONI (*Morinda citrifolia* L.)

Noni es el nombre Hawaiano para el fruto de *Morinda citrifolia* L. (Rubiaceae), también se conoce como Mora de la India, Pino Salvaje, Manzana de Cerdos, Fruta de Queso, Nono o Nunu (Chan-Blanco y col 2006).

Morinda citrifolia var *citrifolia* es la única variedad, de las tres reconocidas actualmente, usada como un suplemento alimenticio y la más importante en cuanto a su valor cultural, medicinal y económico (Motshakeri y col 2015).

El noni es clasificado dentro de los PNT (Productos No Tradicionales), los cuales son definidos por SAGARPA 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).

1. Origen, distribución, botánica y morfología del fruto

El fruto de noni es nativo del sudeste de Asia, se cultiva en la Polinesia, India, el Caribe, Centroamérica y el norte de América del Sur. Los polinesios han utilizado la planta de noni con fines alimenticios y medicinales por más de 2000 años y se considera que cuando emigraron se trajeron consigo la planta (Chan-Blanco y col 2006). Ahora también es cultivado a escala comercial en América Latina, desde México

a Colombia y Venezuela, incluido Costa Rica, Panamá, Cayos de Florida y las Indias Occidentales (Chan-Blanco y col 2007).

El noni pertenece a la familia Rubiaceae, el género *orinda* contiene aproximadamente 80 especies, incluyendo *citrifolia*. Es un arbusto o árbol pequeño de hoja perenne que puede alcanzar entre 3 y 6 m de altura, posee un tronco recto, sus hojas son abundantes y de color verde brillante, membranosas, generalmente de forma elíptica (5 a 17 cm de longitud, 10 a 40 cm de ancho). Las flores son perfectas, contienen ambos órganos masculino y femenino, son tubulares, pequeñas y de color blanco, se agrupan y se insertan en el pedúnculo (Chan-Blanco y col 2006).

El fruto de noni (**Figura 1**), conocido técnicamente como sincarpo, es de forma oval (5 a 10 cm de longitud, 3 a 4 cm de ancho), carnosos, su color va del verde al amarillo, volviéndose prácticamente blanco al momento de la cosecha, cuando madura se ablanda y produce un olor muy penetrante, similar al olor del queso de vena azul, debido a que contiene ácido butírico, la pulpa es jugosa y amarga, color amarillo pálido o blanco y gelatinosa cuando el fruto está maduro. Las semillas (**Figura 2**) son abundantes, de forma triangular y color marrón rojizo, poseen un tegumento duro (Chan-Blanco y col 2006; Pino y col 2010; Carrillo-López y Yahia 2011).

2. Importancia económica

Los múltiples beneficios del noni han contribuido al aumento en su consumo en forma de jugo, pulpa o en cápsulas en polvo, teniendo como consecuencia que su cultivo se extendiera más allá de su zona de origen. Existe poca información estadística de los volúmenes de producción del noni, pero se sabe que en la región del Pacífico se produce y comercializa un volumen importante de productos a base de



Figura 1. Fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).



Figura 2. Fruto y semillas de noni (*Morinda citrifolia* L.).

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 (European Commission 2008; Codex Alimentarius 2013). En México, el noni se considera como un fruto exótico y se siembra como alternativa a los cultivos tradicionales, siendo aún moderada su producción a nivel nacional pero creciente en los últimos años, en parte debido a la pérdida de rentabilidad y competitividad de los cultivos tradicionales y a la apertura de mercado en productos con propiedades funcionales. El fruto de noni es una conveniente alternativa de cultivo, ya que, se produce en la mayor parte del año y su industrialización deja grandes rendimientos (SAGARPA, 2009). Los principales mercados de noni son América del Norte, Europa, Japón, México, Asia y Australia. Debido al incremento en la demanda de noni, países como Costa Rica y Camboya, han aumentado su cultivo. Dichos países generalmente comercializan el noni como fruto fresco o en jugo. El mercado mundial de los productos derivados de noni se estima en US \$400 millones (Chan-Blanco y col 2006; Chan-Blanco y col 2007).

Los Estados Unidos de América es el país que más productos a base de noni importa, con aproximadamente el 81 %, mientras que 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).

Para el año 2016 SAGARPA reportó una superficie sembrada de noni de 71.3 ha con un precio medio rural de \$ 4,912.09 pesos por tonelada y un valor de producción de \$ 2,713.24 (miles de pesos). Estos datos se pueden observar en el **Cuadro 1** (SAGARPA-SIAP 2016).

Cuadro 1. Producción de noni (*Morinda citrifolia* L) en el año 2016

Estado	Sup. Sembrada (Ha)	Producción (Ton)	PMR (\$/Ton)	Valor Producción (Miles de Pesos)
Nayarit	38.3	239.49	3,001.03	718.72
Guerrero	18	224.64	6,356.07	1,427.83
Jalisco	8	54.96	6,167.31	338.96
Veracruz	3	16.5	9,800.00	161.70
Michoacán	3	9.27	5,436.70	50.40
Tabasco	1	7.5	2,083.48	15.63
Totales	71.3	552.36	4,912.09	2,713.24

Adaptado de (SAGARPA-SIAP 2016)

3. Composición fisicoquímica del noni

Los análisis de la composición nutrimental (**Cuadro 2**) del fruto de noni han mostrado que el fruto contiene 90 % de agua y 10 % de materia seca. La materia seca consiste principalmente de sólidos solubles (8-10 °Brix) de los cuales el 5 % son azúcares reductores (glucosa y fructosa) y 1.3 % es sacarosa y el resto consiste en fibra dietaria y proteína (Chan-Blanco y col 2007; Carrillo-López y col 2011).

El contenido de proteína es alto y representa un 11.3% de la materia seca y los principales aminoácidos son el ácido aspártico, ácido glutámico e isoleucina (Carrillo-López 2011).

4. 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

Cuadro 2. Composición fitoquímica del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L)

Componente	Contenido
Agua	90%
Proteína	2.5%
Lípidos	0.15%
Cenizas	0.93%
Potasio	3900 mg/L
Magnesio	14 mg/L
Calcio	28 mg/L
Vitaminas	
Vitamina C	155 mg/100 g
Vitamina A	19µg/g
Niacina	0.03 mg/g
Azúcares	
Glucosa	11.97 g/L
Fructosa	8.27g/L
Carbohidratos	8.37 %
Carotenoides	3.90 %

Adaptado de (Chan-Blanco y col 2007; Carrillo-López y col 2011)

femenino, etc. Por lo tanto, puede ayudar a mejorar algunas de las condiciones descritas anteriormente (Bernabé y col 2012).

El noni posee un amplio rango de propiedades medicinales. El fruto y las hojas ejercen actividades antibacteriales, la raíz elimina las infecciones de los pulmones y las hemorroides, también muestra propiedades sedativas. Los extractos de las hojas son útiles para tratar dolores e inflamaciones de la piel. Muchas personas toman extractos de la fruta para tratar la hipertensión, dolores menstruales, artritis, úlceras gástricas y diabetes, entre otras afecciones (González-Lavaut y González-Lavaut 2003).

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).

5. Cambios poscosecha del fruto de noni

El noni es un arbusto perenne y es posible encontrar frutas en diferentes etapas de madurez en la misma planta al mismo tiempo. El noni es una fruta tropical con comportamiento climatérica que presenta 5 estados de maduración, los cuales se basan en la evolución de color y firmeza (**Cuadro 3**). El cambio del estado 4 al 5 se da muy rápidamente, en cuestión de horas la pulpa pasa del color verde al amarillo pálido, por lo tanto, es altamente perecedera su vida de anaquel es de 3 a 4 días, después

Cuadro 3. Clasificación de los estados de madurez del fruto de noni con base en la evolución del color y la firmeza

Estado de Madurez	Color	Firmeza
1	Verde oscuro	Muy firme
2	Verde-amarillo	Muy firme
3	Amarillo-pálido	Muy firme
4	Amarillo-pálido	Poco firme
5	Grisáceo translucido	Blando

Adaptado de (Chan-Blanco y col 2006)

adquiere una textura blanda, color grisáceo traslucido y comienza a descomponerse rápidamente (pierde firmeza), lo que dificulta su comercialización (Chan-Blanco y col 2006; López-Vázquez y col 2013).

La fruta se puede cosechar en cualquier estado de desarrollo, el estado de madurez elegido debe de seleccionarse según el uso final (Carrillo-López y col 2011).

a. Proceso de maduración

La maduración de los frutos es un evento programado genéticamente que se acompaña de procesos bioquímicos y fisiológicos que conducen a la modificación del color, aroma, sabor, textura y valor nutricional del fruto (Nishiyama y col 2007). El proceso de maduración ocurre en dos pasos: la madurez fisiológica, es cuando el fruto alcanza su máximo tamaño y el mayor vigor de las semillas; y la madurez de consumo, aquí los cambios del fruto incluyen la modificación del color a través de la alteración en el contenido de clorofilas, carotenoides y la acumulación de los flavonoides; la modificación de la textura vía alteración del turgor celular y de la estructura de la pared celular y por el metabolismo; la modificación de azúcares, ácidos orgánicos y compuestos volátiles que afectan la calidad nutricional, el sabor y el aroma del fruto; y aumento en la susceptibilidad al ataque de patógenos oportunistas que están asociados a la pérdida de integridad de la pared celular (Giovannoni 2004; Seymour y col 2013; Dos Santos y col 2015).

Durante la senescencia de los frutos, ocurren algunos cambios fisiológicos, que conducen al deterioro y muerte de la célula. Todos los cambios fisiológicos y bioquímicos que se presentan durante la maduración de los frutos son impulsados por

la expresión coordinada de los genes relacionados con la maduración (Bouyazen y col 2010).

Los frutos pueden clasificarse con base en su perfil de ablandamiento, el cual no tiene una base botánica estricta, ya que, puede incluir especies de diferentes familias de estructuras muy diversas. Un ejemplo de esta clasificación son los frutos blandos los cuales se caracterizan por una tasa de maduración muy rápida y vida útil muy corta, ejemplo de ellos fresas, frambuesas, arándanos, moras y sus híbridos. (Cárdenas-Coronel 2016). En ese grupo se podría incluir al noni, ya que es un fruto tropical con un ablandamiento muy rápido. En este tipo de frutos es deseable controlar el ablandamiento para alcanzar la madurez óptima de consumo, pero la excesiva pérdida de firmeza o ablandamiento es uno de los aspectos más importantes que se presentan durante la maduración ya que, constituye un factor determinante en el deterioro poscosecha de las frutas, al influir directamente en la vida de anaquel, calidad, susceptibilidad a patógenos, frecuencia de cosecha, limita la transportación y almacenamiento afectando directamente los costos (Brummell y col 2001).

El ablandamiento de los frutos es causado por el efecto acumulativo de una serie de modificaciones que ocurren en las redes de polímeros que constituyen la pared celular primaria. Es un proceso complejo que involucra tres pasos subsecuentes: 1) relajación de la pared celular mediada por expansinas; 2) despolimerización de hemicelulosas; y 3) despolimerización de poliuronidos por la poligalacturonasa u otras enzimas hidrolíticas; lo cual contribuye a una pérdida de firmeza y cambios en calidad de la textura (Brummell y col 2001; Martínez González y col 2017).

B. COMPOSICIÓN NUTRIMENTAL

1. 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 (Fe^{+2}). También elimina los radicales libres, neutraliza O_2^- , y actúa como un agente reductor. En niveles altos (> 1000 mg/kg), el AA desplaza el equilibrio entre el hierro ferroso (Fe^{+2}) y el hierro férrico (Fe^{+3}), actúa como un eliminador de oxígeno, e inhibe la oxidación. Sin embargo, a niveles bajos (< 100 mg/kg), se puede catalizar la oxidación (en el tejido muscular) (Brewer 2011).

2. Fibra dietaria

La fibra dietaria (FD) o también llamada fibra dietética, 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).

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 forman parte de la fibra dietaria convencional. Se clasifica 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 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 (Villarreal y col 2003).

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 los frutos van 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 β 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).

Las pectinas, gomas, mucílagos, ciertas hemicelulosas, polisacáridos de algas y celulosa modificada forman parte de la fibra dietaria soluble. 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 (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).

C. FITOQUÍMICOS

Los fitoquímicos son compuestos que se encuentran exclusivamente en las plantas y que no se consideran nutrimentos 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 Naczki 2004).

Los fitoquímicos presentes en los alimentos de la dieta podrían ser clasificados en: terpenoides y polienos (carotenoides y fitoesteroles), polifenoles (flavonoides, fitoestrógenos, antocianinas, ácidos fenólicos, taninos, estibenos y curcuminoides), compuestos organosulfurados (glucosinolatos, isotiocianatos) y fitoquímicos nitrogenados (alcaloides, betalainas, indol glucosinolatos) (González-Laredo y col

2012), siendo las dos primeras clases los más estudiados (Liu 2004). 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).

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

1. 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 Naczki 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 (Naczki 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 son debido 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). La transferencia de electrones a pH básico reduce los complejos fosfomolibdotúngsticos (de color amarillo) en óxidos, cromógenos de color azul intenso, de tungsteno y molibdeno, 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. Están ampliamente distribuidos en plantas, frutas, verduras y en diversas bebidas y representan componentes sustanciales de la parte no energética de la dieta humana. Como el organismo humano no puede producir estas sustancias químicas protectoras, por lo que deben obtenerse mediante la alimentación o en forma de suplementos. (Aherne y O'Brien 2002).

Estos compuestos 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). 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 y en flavonoles, representados por la quercetina, que posee un grupo carbonilo en posición 4 y un grupo OH^- en posición 3 del anillo C (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 β -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 β -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 β -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). 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 capacidad de captación de radicales generados a partir de ciertas moléculas orgánicas (ABTS, DPPH), de radicales hidroxilos (ensayo de la deoxirribosa), en la cuantificación de productos generados durante la peroxidación lipídica (TBARs, oxidación de LDLs), etc. (Frankel y Meyer 2000; Aruoma 2003).

Los métodos para evaluar la actividad antioxidante pueden ser *in vitro* o *in vivo*. Siendo 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• 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 utilizado para la evaluación de la capacidad antioxidante fue desarrollado por Brand-Williams y col (1995) se basa en la reducción del radical DPPH• (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• 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. Ensayo de la inhibición de radicales OH⁻ inducido por la degradación de 2-desoxi-D-ribosa

Una de las especies de oxígeno más reactivas en sistemas biológicos es el radical hidroxilo (HO^\cdot), que puede formarse por la exposición a radiaciones ionizantes y al contacto de ciertos metales de transición con H_2O_2 , y están involucrados en muchas enfermedades degenerativas, pudiendo atacar incluso a alcanos, que son considerados moléculas estables a condiciones fisiológicas (Aruoma 1994; Chobot 2010).

En el ensayo de la desoxirribosa, se produce la reacción de Fenton a partir de Fe (III)-EDTA y H_2O_2 en presencia de ácido ascórbico para atacar a la molécula de 2-desoxi-D-ribosa. Esta mezcla de reacción se calienta con ácido tiobarbitúrico (TBA), a bajo pH. Los OH^\cdot que no sean atrapados por el EDTA, atacarán a la molécula de desoxirribosa provocando su oxidación, generando un cromógeno color rosado, que es un complejo del producto de descomposición de desoxirribosa, malondialdehído (MDA) con TBA. Sin embargo, cuando en la reacción existan compuestos capaces de competir por los radicales hidroxilo, tales como compuestos fenólicos, se inhibirá la oxidación de la desoxirribosa y no se formará el cromógeno. El producto cromógeno formado se monitorea espectrofotométricamente a 532 nm (Aruoma 1994).

Se ha sugerido que el daño ocasionado por el sistema Fe (III)-EDTA / H_2O_2 / ácido ascórbico, se asemeja al daño ocasionado en el ADN por radiaciones ionizantes (Aruoma 1994). Los resultados obtenidos con este ensayo pueden dar una idea de la protección sobre el ADN que confieren los compuestos antioxidantes presentes en el material vegetal.

3. Ensayo de inhibición de la oxidación de lipoproteínas de baja densidad (LDL) inducida por cobre

Las lipoproteínas de baja densidad (LDL) oxidadas al ser reconocidas por macrófagos, originan células espumosas dando lugar a la formación de estrías grasas que, al acumularse, constituyen la placa aterosclerótica (Pérez-Guerra 2007).

Se ha demostrado que el consumo de antioxidantes provenientes de frutas y vegetales está asociado a la disminución del riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares. Sin embargo, se ha sugerido que la combinación de varios tipos de antioxidantes naturales tiene un mayor beneficio a la salud, ya que puede haber efectos sinérgicos sobre la inhibición de la peroxidación lipídica (Milde y col 2007). Los productos de degradación de la peroxidación lipídica tales como malondialdehído (MDA), 4-hidroxi-2-nonenal (HNE), 2-propenal (acroleína) e isopropanol se pueden medir en plasma u orina como índice indirecto de estrés oxidativo. El ensayo que más frecuentemente se utiliza para esta medida es la determinación de la oxidación de LDL en plasma *in vivo*, donde se miden las sustancias reactivas al ácido tiobarbitúrico generadas por un oxidante, en el cual se forma un cromóforo producto de la reacción de una molécula de malondialdehído (MDA) con dos moléculas de ácido tiobarbitúrico (TBA). Se calienta una sustancia antioxidante con TBA en condiciones ácidas y el complejo formado MDA/TBA se lee a una longitud de onda de 532 nm. El ambiente ácido es generado por ácido tricloroacético (TCA), que precipita las proteínas y se aumenta la sensibilidad del complejo MDA/TBA extrayendo con un solvente orgánico como butanol (Calmarza-Calmarza 2008).

4. Ensayo de la inhibición de hemólisis eritrocitaria inducida por dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil-amidinopropano)

El estrés oxidativo puede afectar gravemente a nivel celular, especialmente en la membrana, ya que es el primer sitio de contacto al ataque de radicales libres

(Bonarska-Kujawa y col 2011). El daño del estrés oxidativo en los eritrocitos puede derivar en enfermedades tales como β -talasemia, anemia falciforme, deficiencia de glucosa-6-fosfato deshidrogenasa y otras hemoglobinopatías (Zhao y col 2017).

La membrana de los eritrocitos está compuesta por 39.5% de proteínas y 35.1% de lípidos (principalmente ácidos grasos poliinsaturados), lo que la hace altamente susceptible a la peroxidación. Además, las células rojas de la sangre contienen grandes cantidades de oxígeno y de hierro proveniente de la hemoglobina, por lo que pueden ser iniciadores del proceso oxidativo (Meshkini 2015). Por esto, los eritrocitos han sido considerados un excelente modelo experimental sobre el daño ocasionado por el estrés oxidativo en las membranas celulares (Zhao y col 2017). Se sabe que el H_2O_2 puede penetrar la membrana de los eritrocitos dañando a la célula desde ambos sitios de la membrana (Meng y col 2015). Es por ello por lo que la incorporación de compuestos antioxidantes tiene un papel fundamental para la preservación de la integridad estructural y funcional de la membrana celular, ayudando al equilibrio iónico y la actividad de receptores y enzimas unidas a ella (Meshkini 2015).

Cuando se libera el hierro de la hemoglobina debido al estrés oxidativo, puede unirse a metabolitos intracelulares y componentes de la membrana que pueden generar radicales hidroxilos a partir de la reacción con O_2 en reacciones tipo Fenton, provocando la peroxidación lipídica de la membrana (Durán y col 2013). El [dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil-amidinopropano)], abreviado como AAPH, es un iniciador de radicales libres por descomposición térmica sin la adición de cofactores, que ha sido usado comúnmente para evaluación de antioxidantes naturales (Wang y col 2017).

En este método *in vivo* se evalúa el porcentaje de inhibición de la hemólisis de eritrocitos de un extracto o compuesto antioxidante cuando se incuba con la presencia del inductor de radicales AAPH a partir de H₂O₂ (García-Becerra y col 2016; Wang y col 2017).

IV JUSTIFICACIÓN

El noni (*Morinda citrifolia* L.) es un producto que se ha utilizado durante siglos en la medicina popular debido a su capacidad antioxidante, contenido de vitamina C, fibra dietaria y composición fitoquímica.

El consumo de fruto y jugo de noni es actualmente elevado, no sólo en los países productores, sino también en los importadores, y este interés de mercado sugiere un futuro prometedor. Por lo cual es de gran importancia conocer sus características, para poder relacionarlas con estado de madurez en poscosecha.

V OBJETIVOS

A. OBJETIVO GENERAL

Realizar una caracterización física, fisicoquímica, nutrimental, fitoquímica y de capacidad antioxidante en las diferentes etapas de maduración en poscosecha del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

B. OBJETIVOS ESPECIFICOS

1. Valorar las características físicas (peso, dimensiones, firmeza y color) del fruto de noni durante la maduración poscosecha.
2. Medir las características químicas (humedad, cenizas, extracto etéreo, proteína cruda, carbohidratos, pH, acidez titulable y sólidos solubles totales) durante la maduración poscosecha del fruto de noni.
3. Evaluar características nutrimentales del fruto de noni durante la maduración poscosecha con base en vitamina C y fibra dietaria.
4. Determinar la composición fitoquímica del fruto de noni durante la maduración poscosecha (compuestos fenólicos totales, flavonoides y carotenoides totales) en extractos metanólicos, hidrofílicos y lipofílicos.
5. Cuantificar la capacidad antioxidante de extractos hidrofílicos y lipofílicos del fruto de noni durante la maduración poscosecha mediante las metodologías de inhibición del radical DPPH, inhibición del radical $\bullet\text{OH}$, inhibición de oxidación de LDL e inhibición de hemólisis eritrocitaria.

VI MATERIALES Y MÉTODOS

A. MATERIALES

1. Materia prima

Para el desarrollo de este proyecto de investigación, se empleó como materia prima las diferentes partes estructurales (endocarpio y mesocarpio) de frutos de noni (*Morinda citrifolia* L.). El cual fue cultivado en un huerto familiar con domicilio en Culiacán, Sinaloa. Estos se cosecharon en etapa de maduración 3 (amarillo pálido, muy firme) definida por la clasificación de color de la cáscara en asociación con la firmeza (evaluación subjetiva) según Chan-Blanco y col. (2006) y con ausencia de daños físicos. Posteriormente se trasladaron al Laboratorio de Bioquímica Poscosecha de Frutas y Hortalizas de la Facultad de Ciencias Químico-Biológicas de la Universidad Autónoma de Sinaloa.

2. Reactivos químicos

Se utilizaron reactivos químicos grado analíticos para los diferentes análisis generales.

B. MÉTODOS

1. Preparación de la muestra

Una vez que los frutos fueron seleccionados con el fin de que estos presentaran un estado de madurez homogéneo, posteriormente fueron lavados con una solución jabonosa y abundante agua corriente, desinfectados con una solución de hipoclorito de sodio [150 ppm] durante 3 minutos y secados a temperatura ambiente para luego ser divididos aleatoriamente en lotes. Un lote se utilizó para las determinaciones en etapa 3 de madurez, los demás lotes se mantuvieron a 24 °C y 75 % HR hasta alcanzar las etapas de madurez 4 (amarillo pálido, poco duro) y 5 (grisáceo translúcido, blando). Cuando cada uno de los lotes conseguía llegar al estado de madurez definido se

procedía a la caracterización en estado fresco. Al fruto entero se le realizarán los análisis de peso, pérdida de peso, firmeza, dimensiones y color. Subsecuentemente tanto el endocarpio y mesocarpio se removieron y separaron totalmente de manera manual de las semillas; a la pulpa fresca se le realizaron los siguientes análisis: proporción de las partes estructurales, humedad, cenizas y vitamina C. Posteriormente la muestra fue congelada a -80 °C y liofilizada para los análisis posteriores.

2. Caracterización física

a. Peso

El peso del fruto entero en etapa 3 se determinó, utilizando una balanza digital Sartorius (TE4101, USA) con un total de 30 evaluaciones. Al llegar a la etapa 5 de madurez el fruto se procedió a separar de manera manual el pericarpio y las semillas.

Las semillas fueron limpiadas y posteriormente se secaron a 24 °C por 72 h.

Consecutivamente fueron pesados el pericarpio y las semillas totales utilizando una balanza digital Sartorius (TE4101, USA), además se realizó el pesado de las semillas individuales utilizando una balanza digital Sartorius (ED2245).

b. Proporción de las partes estructurales

La determinación de las proporciones de los componentes estructurales (pericarpio-semilla) del fruto del noni se determinaron pesando el fruto entero, el pericarpio y las semillas totales presentes en cada uno de los frutos en una balanza digital Sartorius (TE4101, USA), posteriormente se calculó el porcentaje de cada una de ellas en base al peso del fruto entero utilizando la siguiente ecuación:

$$\text{Proporción pericarpio o semilla} = \left(\frac{\text{Fruto entero (g)}}{\text{Pericarpio o semilla (g)}} \right) \times 100$$

c. Pérdida de peso

Para determinar la pérdida de peso, los frutos seleccionados se pesaron antes y después de ser almacenados a 24 °C y 75 % HR hasta que alcanzaron el estado de madurez 5. El peso de los frutos se determinó con una balanza Sartorius (modelo AY10000). La pérdida de peso se registró de acuerdo con la metodología reportada por González-Aguilar y col (2000) aplicando la siguiente ecuación:

$$\text{Porcentaje de pérdida de peso} = \left(\frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \right) \times 100$$

d. Dimensiones

Las dimensiones (longitudinales y transversales) se determinaron en los frutos enteros, para lo cual se utilizó un vernier de precisión Metromex (Modelo 222-A), evaluándose un total de 30 frutos. Para la medición de las dimensiones longitudinales se consideró el pedúnculo y el apicé como los puntos de referencia y respecto a las dimensiones transversales estas fueron realizadas en la parte media del fruto.

e. Firmeza

Se determinó la firmeza del fruto entero en las diversas etapas de madurez del noni siguiendo la metodología de Saborío y col (2000), utilizando un penetrómetro digital Chatillon DFE Ametek (E-DFE-100) equipado con un punzón plano de 11 mm de diámetro con una penetración de 5 mm a una velocidad de 50 mm/min. La prueba de compresión se realizó en 3 puntos equidistantes alrededor de la zona ecuatoriales de 30 frutos La firmeza fue reportada como la fuerza de compresión máxima en Newtons (N).

f. Color

El color se determinó utilizando un colorímetro Minolta CR 210 (Minolta Chromameter, Osaka, Japón) de pulsos, lámpara de xenón, arco de 0° de observación el cual se calibró utilizando un mosaico blanco de referencia. Para esto se utilizaron los parámetros indicados por la Comisión Internacional en Iluminación (CIE), la cual define el valor L* como (luminosidad) de la superficie de 0 a 100 (oscuro a claro), a* representa la intensidad de color verde a rojo (de -60 a + 60) y b* la intensidad del color azul a amarillo (de -60 a +60) (Francis 1980). Asimismo se obtuvo la cromaticidad o saturación (C) y el tono o ángulo Hue (°H) el cual es expresado en grados: 0° indica +a* (rojo), 90° indica +b* (amarillo), 180° indica -a* (verde) y 270° indica -b* (azul).

Las mediciones de color externo (epicarpio) del fruto de noni se realizaron de la siguiente manera, 10 lecturas se llevaron a cabo en posiciones aleatorias. Además, se llevó el seguimiento de los cambios de color desde la etapa de madurez 3 hasta alcanzar la etapa 5. Las mediciones de color en el fruto se realizarán en una muestra de 30 frutos por etapa de madurez y 30 de seguimiento.

3. Caracterización fisicoquímica

a. Análisis proximal

1) Humedad

Se estableció el contenido de humedad mediante el método termogravimétrico 925.09 descrito por la AOAC (2012). Este método 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 determinará el porcentaje de humedad contenido en la muestra.

Se realizó por triplicado. Primeramente, se colocarán 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 peson 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 secarán en la estufa durante 24 horas a 100 °C. 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:

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

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

Se siguió la metodología 940.26 de la AOAC (2012) por triplicado. 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 (W2). 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 fueron colocados 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). Los cálculos fueron realizados de acuerdo con la siguiente fórmula:

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

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 llevó a cabo por triplicado de acuerdo con la metodología 920.39 propuesta por la AOAC (2012) en las muestras liofilizadas de las tres etapas de maduración. 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. 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 se determinaron de acuerdo con la siguiente fórmula:

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

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 las tres etapas de madurez, mediante la metodología 960.52 propuesta por la AOAC (2012) con algunas modificaciones. Se pesaron 2 g de muestra liofilizada y 1.625 g de catalizador (mezcla de K₂SO₄ con CuSO₄•5H₂O), los cuales se colocarán en el fondo de un tubo de digestión, cuidando que no se peguen a las paredes. A dicho tubo se le adicionarán 5 mL de H₂SO₄ y se realizó la digestión durante 6 h a 550 °C, posteriormente se dejó enfriar la muestra a temperatura ambiente. Dosificar 10 mL de agua destilada en el tubo con la muestra.

En el destilador se colocó la muestra e NaOH al 40 %. El amoníaco resultante fue recibido en un matraz con 15 mL de ácido bórico 4 % y 3 gotas de rojo de metilo.

Posteriormente se llevará a cabo una titulación con HCl 0.1 N hasta obtener el cambio de color. Los valores obtenidos se reportarán como porcentaje de proteína, utilizando 6.25 como factor de corrección. Los cálculos se determinarán por medio de la siguiente fórmula:

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

Dónde:

N HCl = Normalidad del ácido clorhídrico

mL HCl = mL de ácido clorhídrico gastado

PM = Peso de la muestra (g)

FC = Factor de corrección

5) Carbohidratos

Se calcularon por diferencia sobre una base de cálculo de 100 de los demás componentes del análisis proximal (humedad, cenizas, extracto etéreo y proteína), esto se llevará 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. Sólidos solubles totales (°Brix)

La evaluación del contenido de sólidos solubles totales en pericarpio de noni mediante refractometría fue realizada de acuerdo con el método 932.12 de la AOAC (2012).

Se pesó 10 g de muestra fresca en una balanza digital Sartorius (TE4101, USA) la cual se procedió a homogenizar con 10 mL de agua neutra (pH 7) y hervida, enseguida

se filtró con 3 telas de organza y se aforó a 50 mL con el agua neutra y hervida. En un refractómetro (ATAGO 1-877-USA) con ajuste automático de temperatura donde se colocó una gota de la muestra aforada del pericarpio de noni. Reportándose como °Brix (porcentaje de azúcar). Las cuantificaciones se realizarán a temperatura ambiente, por triplicado.

c. Acidez titulable

Se realizó por triplicado en pericarpio fresco de las tres etapas de madurez del fruto de acuerdo con el 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 se filtró y aforó a 50 mL, se tomó una alícuota de 20 mL para proceder a titular con hidróxido de sodio 0.1 N hasta alcanzar un pH de 8.1 ± 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 expresó como porcentaje de ácido cítrico el cual fue calculado con la siguiente ecuación:

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

Dónde:

VG = mL de NaOH gastados en la titulación

V = Volumen total de la disolución

N = Normalidad del NaOH (0.1 N)

A = Alícuota de la muestra

MEqA = Peso miliequivalente del ácido cítrico (0.064 g)

PM = Peso de la muestra

d. Potencial de iones hidrogeno (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 llevará a cabo con una previa calibración del equipo, donde se lavará el electrodo con agua destilada y se calibró con buffer a pH 7 y pH 4. Posteriormente, el electrodo se introduce a una alícuota obtenida para el análisis de acidez titulable, generando las lecturas correspondientes. Las determinaciones se realizaron por triplicado.

4. Caracterización nutrimental

a. Ácido ascórbico

1) Curva de calibración

La evaluación del contenido de ácido ascórbico se determina mediante análisis espectrofotométrico propuesto por Dürüst y col (1997) con algunas modificaciones. Esta metodología está basada en una reacción de óxido-reducción donde el ácido ascórbico presente en la muestra reacciona con un compuesto conocido como 2,6-diclorofenolindofenol (DCPI); en donde el ácido ascórbico es oxidado a ácido dehidroascórbico y el DCPI es reducido ganando los dos átomos de hidrógeno que pierde cada molécula de ácido ascórbico. Cuando el DCPI se reduce cambia de color azul fuerte a rosa y este cambio de color es monitoreado espectrofotométricamente. 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 (37.5 g de acetato de sodio anhídrido, 87.5 mL agua desionizada, 125 mL de ácido acético glacial); 0.003 g de 2,6-diclorofenol indofenol (DCPI) en 250 mL 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 ácido ascórbico, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de agua desionizada (blanco de la solución). Posteriormente se mezclaron 1 mL de la solución 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 reconocerá como L2, la cual corresponderá 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. 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 fresca en tubos para centrifuga 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 3 telas de organza y el filtrado se utilizará para el análisis.

3) Determinación del ácido ascórbico

Se realizó por triplicado en cada una de las etapas de madurez. 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 el espectrofotómetro a cero (520 nm). Posteriormente, se mezclaron 1 mL del extracto, 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).

b. Fibra dietaria

1) Preparación del material

Los crisoles se colocaron en una mufla una hora a 550 °C, se ambientaron en un desecador, posteriormente se añadió agua destilada y se colocaron 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 esperará a que se escurran y se ubicarán en una estufa a 130 °C durante 1.5 h 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

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 985.29 de la AOAC (2012). Este ensayo determina el contenido total de fibra dietaria de los alimentos mediante una combinación de métodos enzimáticos y gravimétricos.

La cuantificación de la fibra dietaria se llevó a cabo por cuadruplicado. Se pesó 1 g de muestra libre de grasa en un matraz. A cada muestra se le adicionaron 50 mL de buffer de fosfatos 0.08 M (pesando 1.4 g Na_2HPO_4 y 8.4 g NaH_2PO_4 anhidrido en 1 L de agua, ajustar a un pH de 6 si es necesario con NaOH ó H_3PO_4), agitando levemente y teniendo cuidado de que la muestra no se pegue en las paredes. Enseguida se añadieron 100 μL de α -amilasa estable al calor, para después tapar el matraz con aluminio y colocarlo en un baño de agua (SHELLAB, Modelo WS27, Serie 04020109, USA) durante 20 min a 95 °C con agitación constante para una mejor homogenización en la digestión. Terminada la primera digestión enzimática, se ajustó el pH a 7.5 ± 0.2 con 10 mL de NaOH 0.275 N (si el pH no es el valor indicado, se ajustará con NaOH o HCl , ambos 1 N) y se adicionaron 100 μL de solución de proteasas (pesando 25 mg de proteasa en 500 μL buffer de fosfato) para llevar a cabo la segunda digestión. Los matraces se cubrieron con aluminio y se colocaron en el baño de agua, con agitación orbital a 60 °C durante 35 min y se dejó enfriar. Se ajustó el pH a un rango de 4.0 - 4.6 con 10 mL de HCl 0.325 M. Después se llevó a cabo la tercera digestión añadiendo 100 μL amiloglucosidasa y se llevó al baño con agua bajo las condiciones antes mencionadas.

Una vez terminadas las tres digestiones se procedió a precipitar la FDS adicionando 350 mL de etanol al 95 % en cada matraz. Se dejó reposar toda la noche para permitir una completa precipitación. El residuo total se filtró sobre los crisoles (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 cada uno con 20 mL de etanol al 78 %, dos lavados con 10 mL de etanol al 95 % y dos lavados con 10 mL de acetona.

Para la cuantificación de la fibra solubles fueron utilizados los residuos en los crisoles los cuales fueron secados en una estufa durante 12 h a 105 °C. Posteriormente fueron ambientados en un desecador por 30 min y se determinó su peso (W2). Consecutivamente fueron sometidas dos de los crisoles al proceso de cenizas (W3) utilizando la metodología 940.26 de la AOAC (2012) y los otros dos crisoles se utilizaron para la cuantificación de proteínas (W3) utilizando la metodología 960.52 propuesta por la AOAC (2012). Al sobrenadante de las filtraciones (fibra insoluble) se le realizó la precipitación, el fritado en los crisoles y los lavados, de igual manera los residuos de los crisoles fueron secados en la estufa (W2) y se le procedió a cuantificar cenizas (W3) y proteínas (W3) siguiendo las indicaciones anteriores. 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:

$$\text{Residuo} = W_2 - W_1$$

$$\text{Cenizas} = (W_3 - W_1)1000$$

$$\text{Proteína} = 0.098 \times W_3 \times 0.014 \times 6.25 \times 1000$$

$$\text{Blanco} = R_{\text{blanco}} - P_{\text{blanco}} - A_{\text{blanco}}$$

$$\text{Fibra dietaria insoluble o soluble (\%)} = \frac{(R - P - A - \text{Blanco})}{PM} 100$$

Dónde:

W1 = Peso del crisol + celite, en peso constante

W2 = Muestra seca después de filtrar

W₃ = Muestra calcinada o mL gastados de HCl

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 total

La cuantificación de la fibra dietaria total se realizó a partir de la suma de la fibra dietaria insoluble y soluble para cada una de las etapas de maduración analizadas.

5. Caracterización fitoquímica

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

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

1) Obtención del ELF

Se pesará por triplicado 1 g de muestra liofilizada de noni en tubo de centrifuga de 50 mL, el cual fue homogenizado en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA) por espacio de 1 min con 10 mL de una mezcla de hexano:diclorometano (1:1 v/v). Después, las muestras se sometieron a ultrasonido por 5 min y posteriormente a

centrifugación a una velocidad de 4000 rpm por 10 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, y después se filtró en acrodiscos HPLC de 0.45 µm. Se almacenó en viales ámbar a 4 °C.

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 con ultraturrax, sonicación y centrifugación bajo las mismas condiciones mencionadas. Los sobrenadantes fueron recuperados y los sedimentos volvieron a ser sometidos al mismo proceso de extracción. Se filtró en acrodiscos HPLC de 0.45 µm y se almacenó en viales ámbar a 4 °C.

b. Compuestos fenólicos totales (CFT)

1) Extracción de la muestra

Los extractos de los compuestos fenólicos totales (CFT) se realizaron por triplicado siguiendo la metodología propuesta por Wolfe y Liu (2003) con algunas modificaciones. Se pesaron 0.5 ± 0.05 g de muestra liofilizada de cada etapa de madurez, se agregaron 5 mL de metanol y se homogenizó en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA) a temperatura ambiente. Después, se sonicó 20 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 resuspendido en 5 mL de metanol. Dicha dilución se filtró con acrodiscos HPLC de 0.45 µm 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 preparo una solución madre (1000 ppm), pesando 0.01 g de ácido gálico monohidratado y disolviéndolo en 10 mL del solvente en el que se encuentren los extractos a analizar. 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 de contenido de compuestos fenólicos totales

El contenido de compuestos fenólicos se cuantificó en los extractos hidrofílicos y metanoicos siguiendo el método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu descrito por Corral-Aguayo y col (2008). Para efectuar el ensayo se adicionaron en tubos de vidrio 500 µL de agua desionizada, 125 µL del extracto (o de cada dilución para el caso de la curva de calibración) y 125 µL del reactivo Folin-Ciocalteu. Luego de 6 min de reposo

en oscuridad, se le adicionaron 1250 μL de Na_2CO_3 al 7 % y 1000 μL 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 fue expresado como mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de muestra en base seca (mg EAG/g bs) y como mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de muestra en base húmeda (mg EAG/g bh)

c. Flavonoides totales

1) Extracción de la muestra

Se utilizó el mismo extracto generado para la determinación de los compuestos fenólicos totales, y de igual manera también se utilizaron los extractos hidrofílicos.

2) Curva de calibración

Se peso 0.01 g de quercetina y se realizó una solución madre (de 1000 ppm) con 10 mL de solvente en el que se encuentren los extractos a analizar, con la cual se prepararon diluciones de 2, 5, 10, 20, 40, 60, 80 y 100 ppm. Dichas diluciones fueron utilizadas para llevar a cabo el ensayo mediante la prueba espectrofotométrica del 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 colocó 500 μL del extracto en tubos de vidrio, a los cuales se le adicionaron 1500 μL de metanol, 100 μL de AlCl_3 al 10 %, 100 μL de acetato de potasio al 10 % ($\text{CH}_3\text{CO}_2\text{K}$ 10 %) y posteriormente se le agregaron 2800 μL de agua destilada, se agitó en vortex y se dejó reposar 30 min en oscuridad. Finalmente, luego del tiempo de reposo se midió la absorbancia a 415 nm

utilizando un espectrofotómetro (Modelo GENESYS 10 UV, Serie 2H7G229001, USA). Los flavonoides totales se expresarán como mg equivalentes de quercetina por g de muestra en base seca (mg EQ/g bs) y por 100 g en base húmeda (mg EQ/100g bh).

d. Carotenoides totales

1) Extracción de la muestra

La extracción de carotenoides totales se llevó a cabo a mediante la metodología espectrofotométrica 938.04 propuesta por la AOAC (2012). Se realizó por triplicado, de las cuales se pesaron 0.5 g de muestra liofilizada y se le adicionaron 10 mL de la mezcla de hexano:etanol:acetona:tolueno (HEAT) (10:6:7:7 v/v/v/v), después se añadió 1 mL de KOH al 40 % p/v en metanol. Esta mezcla se homogenizó durante 10 s en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA). La mezcla homogenizada se colocó a 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 añadió 10 mL de hexano y se homogenizó en vortex por 10 s. Finalmente el homogenizado se afora a 100 mL con Na₂SO₄ al 10 %, se agito en vortex por 10 s y se deja 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 aforó a 10 mL con hexano para los extractos anteriores o con acetona para los extractos lipofílicos generando una solución madre de 10 µg/mL, con la cual se prepararon diluciones de 1, 2, 4, 6, 7, 8 7 9 µg/mL, utilizando como blanco hexano o acetona dependiendo el caso.

3) Cuantificación de carotenoides totales

Una vez llevado a cabo el cambio de fases en los extractos anteriores se tomó una alícuota 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. Para la determinación en los extractos lipofílicos se tomó una alícuota de dicho extracto y se determinó la absorbancia a 450 nm en un espectrofotómetro. Los resultados se compararon con la curva de calibración relatada en el apartado anterior y fueron expresados como microgramos equivalentes de β -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. Capacidad antioxidante

a. Método DPPH

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).

1) Curva de calibración

Para la curva de calibración se pesaron por triplicado 0.01 g de trolox y se aforó a 10 mL con acetona o con acetona:agua:ácido acético (70:29.5:0.5 v/v/v), obteniendo una solución madre con una concentración de 1000 ppm, con la cual se formaron distintas diluciones de 20, 40, 60, 80, 100 y 120 ppm.

2) Preparación del radical DPPH

Primeramente, se pesó 2.5 g de radical DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil) y se adicionó 50 mL de metanol. Posteriormente, la solución del radical se fijó a una absorbancia de 0.76-0.78 a 515 nm.

3) Medición de la capacidad antioxidante

En tubos de vidrio se le adicionaron 100 μL de metanol y 2900 μL de radical DPPH. Después se mezclarán por 10 s en vortex, se dejarán reposar por 30 min y se midió la absorbancia (A_0) a 515 nm utilizando como blanco metanol.

Se mezclarán 100 μL del extracto (EHF o ELF) o dilución de trolox con 2900 μL del radical DPPH previamente preparado y fijado. 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) a 515. El porcentaje de inhibición se calculó mediante la siguiente relación:

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

Dónde:

A_0 = Absorbancia del control

A = Absorbancia del efecto del antioxidante sobre el radical DPPH

El valor de la capacidad de inhibición del radical DPPH se expresó como micromoles equivalentes de trolox por gramo de base seca y por 100 gramos de base húmeda ($\mu\text{moles ET/g bs}$ y $\mu\text{moles ET/100 g bh}$).

b. Capacidad de inhibición de radicales $\bullet\text{OH}$ en el ensayo de degradación de 2-deoxi-D-ribosa

1) Preparación de los extractos

En este ensayo los solventes orgánicos pueden interferir debido a que los radicales hidroxilos reaccionan con la mayor parte de los solventes orgánicos (Chobot 2010). Para la realización de los extractos hidrofílicos (EHF) se modificó la metodología anteriormente descrita. En los sedimento de la primera extracción de mezclan solamente con acetona:agua destilada hervida (70:30 v/v) excluyendo el ácido acético,

siguiendo todos los demás pasos y una vez obtenidos los sobrenadantes, se procedió a eliminar la acetona en rotavapor para dejar un extracto acuoso.

2) Curva de calibración

Se realizó, por triplicado, una solución madre de catequina en amortiguador de fosfatos salinos [0.05 M] a 1000 ppm, y a partir de ésta se hicieron diluciones para obtener concentraciones de 10, 100, 200, 500 y 1000 ppm.

3) Medición de la inhibición de degradación de 2-desoxi-D-ribosa

Se realizó siguiendo la metodología utilizada por Dorman y col (2003). El ensayo consistió en mezclar, en tubos de vidrio, 500 μ L de extracto (o dilución de catequina), 100 μ L de 2-desoxi-D-ribosa 0.028 M, 200 μ L de una solución premezclada de FeCl_3 1000 μ M con EDTA 1000 μ M 1:1 (v/v), 100 μ L de H_2O_2 10 mM y 100 μ L de ácido ascórbico 1 mM. Para el blanco se adicionaron 500 μ L de PBS 0.05 M en lugar de muestra. La mezcla de reacción se agitó en vortex e incubaron a 37 °C durante 1 h. Transcurrido este tiempo se le adicionó 1 mL de ácido tricloroacético (TCA) al 2.8 % (v / v en agua destilada hervida) y 1 mL de ácido tiobarbitúrico (TBA) al 1.0 % (v / v en NaOH 0.05 N), para después agitarse y calentarse en un baño de agua por 20 min a 95°C. Después, se detuvo la reacción enfriando las muestras (3–5°C) durante 5 min en un baño con hielo, seguido de la adición de 2 mL de n-butanol a cada uno de los tubos y se agitaron durante 1 min en vortex, se centrifugó a 4000 rpm durante 10 min a 25 °C para separar la fase orgánica de la acuosa. Se ajustó el espectrofotómetro con n-butanol y posteriormente se utilizó como blanco (A0) la solución buffer de fosfatos en lugar de las muestras. Finalmente, la fase orgánica (rosa) se leyó a 532 nm. Los resultados se reportaron como porcentaje de captación de radicales hidroxilos (% CROH), el cual se calculó con la siguiente fórmula:

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

Donde:

A_0 = Absorbancia del blanco

A = Absorbancia de la muestra

Los resultados se reportaron como miligramos equivalentes de catequina por gramo de base seca (mg EC/g bs) y por 100 g de base húmeda (mg EC/100 g bh).

c. Evaluación del efecto antioxidante sobre la oxidación de lipoproteína de baja densidad (LDL)

Para determinar el porcentaje de inhibición de la oxidación de las LDL, se tomó como base el método descrito por Loy y col (2002) con modificaciones de Jacobo-Valenzuela (2011), el cual evalúa el efecto antioxidante sobre la oxidación de las lipoproteínas de baja densidad (LDL).

1) Preparación de los extractos

La preparación de los extractos fue similar a la del ensayo de inhibición de la oxidación de 2-deoxi-D-ribosa.

2) Obtención de las lipoproteínas de baja densidad

Se utilizó suero obtenido de voluntarios sanos mediante punción venosa, recolectado en tubos de plástico sin anticoagulante del sistema Vacutainer. Para la separación de las lipoproteínas de baja densidad (LDL) se utilizó el reactivo precipitante de HDL colesterol (marca SPINREACT, Ref: 1001095) y se siguió la metodología de separación de acuerdo con las instrucciones del fabricante. Para lo cual, se adicionaron 100 μ L de reactivo precipitante por cada mL de suero, se dejó reposar 10 min y se centrifugó a 4500 rpm durante 10 min a 23 °C para obtener la

pastilla de LDL. Una vez recuperada la fracción de LDL, se realizaron diluciones con solución amortiguadora de fosfatos a pH de 7.4 hasta una concentración de 1000 ppm, se sónico y agito con el fin de distribuir y almacenar las LDL hasta su análisis posterior. Las fracciones de LDL se colocaron en tubos de centrifuga de 2 mL y se congelaron.

3) Curva de calibración

Se realizó por triplicado, una solución madre de trolox de 1 mg/mL, a partir de la cual se obtuvieron diluciones para concentraciones de 10, 15, 20, 30, 50 y 80 µg/mL.

4) Medición de la capacidad de inhibición de oxidación de LDL

En tubos de vidrio, se adicionaron 300 µL de la solución de LDL en buffer de fosfatos salino posteriormente se agregó una alícuota de 100 µL de muestra (extracto o dilución de trolox) y 100 µL de sulfato cúprico (CuSO₄) a 50 mM; después cada tubo se complementó a 1 mL con solución amortiguadora de fosfatos a pH 7.4. Para el blanco se usó PBS en vez de muestra. La mezcla se agitó en vortex por algunos segundos y se llevó a incubación a 37 °C durante 3 h, después de este periodo, se agregó a cada tubo 1 mL de ácido tricloroacético (TCA) a 15% y 1 mL de ácido tiobarbitúrico (TBA) a 0.37%. Se agitó en vortex y calentó en un baño de agua en ebullición por 20 min para la formación del complejo TBA-MDA. Se detuvo la reacción enfriando las muestras (3-5 °C) en un baño con hielo durante 5 min, posteriormente, se adicionaron 2 mL de *n*-butanol a cada uno de los tubos, los cuales se centrifugaron 4500 rpm por 10 min a 25 °C. Se ajustó el espectrofotómetro con *n*-butanol y se leyó la fase orgánica (rosa) a 532 nm en un espectrofotómetro (Modelo GENESYS 10 UV, Serie 2H7G229001, USA). Los resultados se reportaron como porcentaje de inhibición de las LDL, el cual se calculó con la siguiente fórmula:

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

A_0 = Absorbancia del control (PBS)

A = Absorbancia de la muestra

Los resultados se reportaron como micromol equivalentes de Trolox por gramo de base seca ($\mu\text{moles ET/g bs}$) o por 100 g de base húmeda ($\mu\text{moles ET/100 g bh}$).

c. Capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria inducida por dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil-amidinopropano) (AAPH)

La determinación de la actividad anti-hemolítica de los extractos se realizó según la metodología de Aman y col (2013) con algunas modificaciones.

1) Preparación de los extractos

Los extractos fueron los mismos que se utilizaron para el ensayo de la degradación de 2-desoxi-D-ribosa.

2) Obtención de los eritrocitos

El ensayo de la inhibición de hemólisis eritrocitaria se llevó a cabo usando muestras de sangre de voluntarios sanos. Las muestras de sangre se recolectaron mediante punción venosa en tubos con EDTA. Se centrifugaron a 3525 rpm durante 15 min a 25 °C y se descartó el plasma cuidadosamente con pipeta pasteur de vidrio eliminando además la porción leucocitaria. Una vez que se obtuvo la porción eritrocitaria se llevaron a cabo de 3 lavados de los eritrocitos con 5 volúmenes de amortiguador de fosfatos salino, AFS 1X, (Na_2HPO_4 , KH_2PO_4 , KCl, NaCl, ajustado a pH de 7.4), descartando cada vez el sobrenadante y la capa leucocitaria sobrante. Finalmente, se preparó una suspensión de eritrocitos al 5 % con AFS 1X para el ensayo.

2) Medición de la capacidad de inhibición de hemólisis

En tubos de 1.5 mL para centrifuga, se agregaron 0.25 mL de suspensión de eritrocitos al 5 %, 0.125 mL de extracto a diferentes concentraciones, 0.125 mL de AFS 2X (Na_2HPO_4 , KH_2PO_4 , KCl, NaCl, ajustado a pH de 7.4) y 0.25 mL de AAPH [dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil-amidinopropano)] 200 mM. La mezcla se incubó durante 3 horas a 37 °C con agitación constante. Después de la incubación, la mezcla se transfirió a tubos para centrifuga de 15 mL y se diluyó con 6 mL de PBS 1X. Se centrifugó a 3525 rpm durante 5 min a 25 °C y se midió la absorbancia del sobrenadante en un espectrofotómetro a 540 nm.

Se realizaron los siguientes controles:

- Control de estabilidad de eritrocitos: 0.25 mL de suspensión de eritrocitos con 0.5 mL de AFS 1X.
- Control de estabilidad de los eritrocitos frente a la muestra (negativo): 0.25 mL de suspensión de eritrocitos, 0.125 mL de muestra, 0.125 mL de AFS 2X y 0.25 mL de PBS 1X.
- Control de hemólisis con AAPH (A_0): 0.25 mL de suspensión de eritrocitos, 0.25 mL de AAPH y 0.25 mL de PBS 1X.
- Control de hemólisis total (positivo): 0.25 mL de suspensión de eritrocitos y 0.5 mL de agua destilada.
- Antioxidantes de referencia: 0.25 mL de suspensión de eritrocitos, 0.25 mL de antioxidante de referencia (trolox) y 0.25 mL de AAPH.

El porcentaje de inhibición se calculó con la siguiente ecuación:

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

A_0 = Absorbancia del control de hemólisis con AAPH

A = Absorbancia de la muestra

El resultado se reportó como % de inhibición de hemólisis eritrocitaria.

6. Análisis Estadístico

Se empleó estadística descriptiva para peso, porcentaje pérdida de peso y dimensiones. Los resultados se presentarán como promedios de 30 repeticiones \pm desviación estándar. Se empleó estadística inferencial con un diseño completamente al azar a través del análisis de varianza (ANOVA), con un diseño unifactorial con tres niveles (etapa 3, 4 y 5 de maduración) 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. Los resultados se expresaron como promedios de 3 repeticiones \pm desviación estándar. 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 plus versión 5.1.

VII RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS

Durante el desarrollo y maduración los frutos experimentan una serie de cambios internos de sus componentes, que son más evidentes durante la madurez de consumo, y que guardan una estrecha relación con la calidad y otras características de poscosecha del producto (Kader, 2007).

1. Peso

En el **Cuadro 4** se presenta la evaluación del peso promedio del fruto entero en etapa 3 de maduración, el cual fue de 109.37 ± 9.11 g. Autores como Rodrigues da Silva y col (2012) reportaron un peso del fruto entero de 56.33 g y Dos Santos y col (2016) quienes reportaron un peso del fruto entero de 164.14 ± 21.41 g. Estas diferencias de peso del fruto pueden atribuirse a las condiciones climatológicas en las que fueron cultivados.

El peso del pericarpio del fruto de noni en etapa 5 fue correspondiente a 97.93 ± 9.08 g. Santiago-Beltrão y col (2014), reportaron un peso promedio de pericarpio de 188.49 g en etapa 4 de cosecha, siendo este valor mayor al encontrado en el presente estudio, además la etapa analizada es distinta a la que se está reportando y la diferencia entre estos valores se le puede atribuir a la lixiviación de solutos en la etapa 5, así como también se relaciona con el peso del fruto entero y la proporción del pericarpio-semilla presentes en el fruto.

Respecto al peso de las semillas presentes en el fruto de noni en etapa 5 se obtuvo un valor de 6.63 ± 0.65 g, el número de semillas promedio presentes fue de 239.75 ± 6.45 y el peso de la semilla 0.022 ± 0.00 g. Santiago-Beltrão y col (2014) reportó un

peso de semillas de 7.21 g, número de semillas por fruto 82, peso de la semilla 0.88 g. (Acosta 2003) refiere que el número total de semillas en el fruto depende del número de carpelos de este y cada carpelo produce cuatro semillas.

2. Proporción de las partes estructurales

Los valores obtenidos para el análisis del porcentaje de las partes estructurales se muestran en la **Figura 3** respecto al rendimiento del fruto de noni fue de 89.54 ± 9.08 y 10.46 ± 0.65 %, para pericarpio y semilla respectivamente. Rodrigues da Silva y col (2012) reportaron el rendimiento del fruto el cual corresponde en pericarpio al 81.91 % y en semilla al 18.09 % y Santiago-Beltrão y col (2014) reportaron un rendimiento de pericarpio de noni del 95.96 %. Estas diferencias en rendimiento se atribuyen a que no todos los frutos poseen la misma forma, tamaño y cantidad de semillas.

3. Pérdida de peso

Al inicio del periodo de maduración los frutos presentaron un peso de 109.37 ± 9.11 g al pasar cuatro días los frutos perdieron un 14.77 % de su peso inicial en condiciones de almacenados a 24 °C y 75 % HR (**Figura 4**). La pérdida de peso se relaciona con el déficit de agua durante el almacenamiento por lo cual se asume que las condiciones de humedad en las que se encontraban propiciaban la pérdida de agua y volátiles presentes en el fruto.

Así mismo es afectada la turgencia de los tejidos vegetales, por lo que la pérdida de esta turgencia va a afectar a diversas funciones metabólicas, pero sobre todo a cambios en la textura lo que conlleva a una pérdida del “estado fresco” del producto vegetal, por lo que el mantenimiento de la proporción de agua en los productos vegetales es esencial para mantener la calidad (Gómez-Galindo y col 2004).

Cuadro 4. Peso promedio (g) de las partes estructurales del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

Parte Estructural	Peso (g)
Fruto Entero	109.37 ± 9.11
Pericarpio	97.93 ± 9.08
Semillas	6.63 ± 0.65

Valores expresados en medias ± desviación estándar.

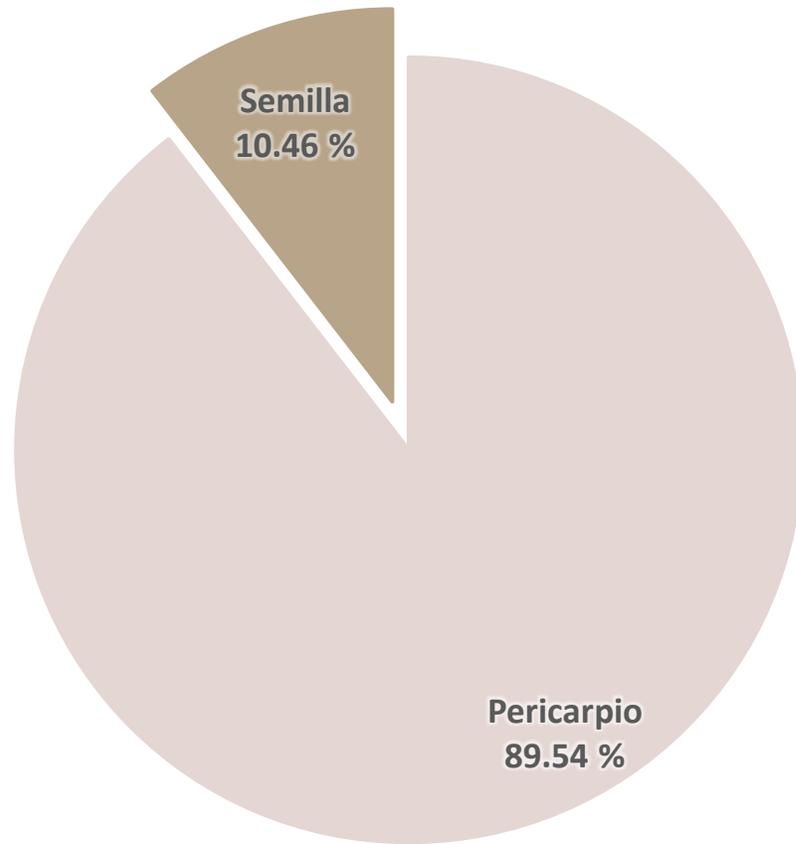


Figura 3 Proporción pericarpio y semilla en el fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

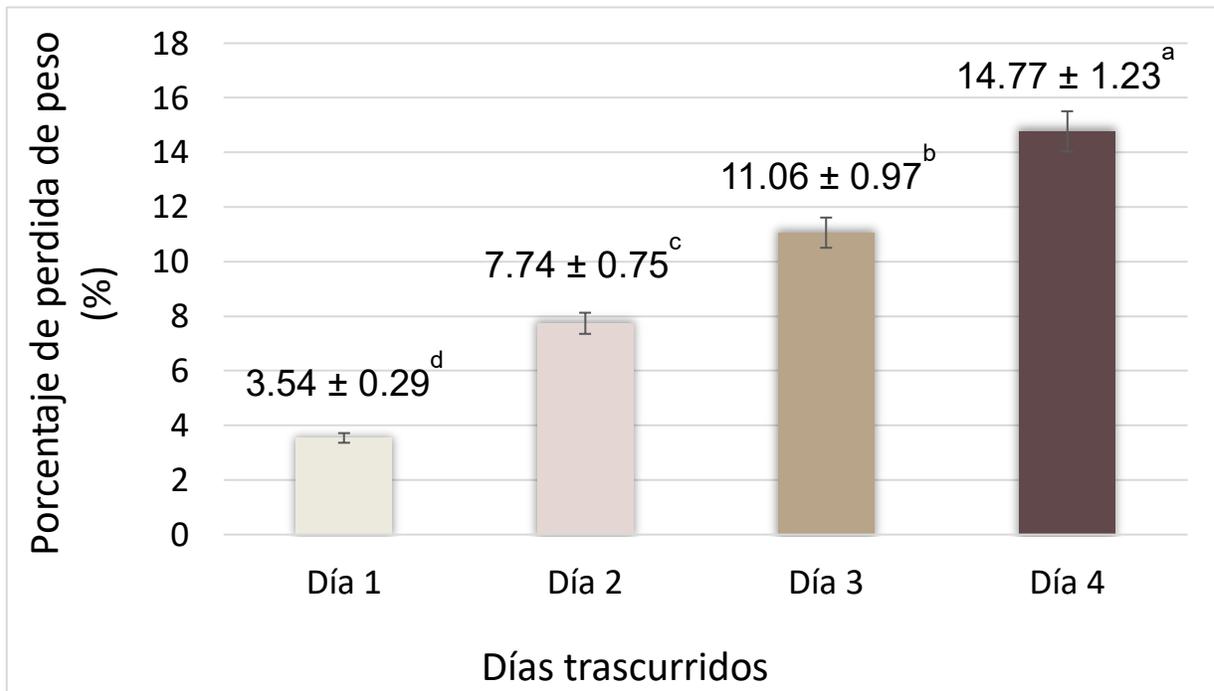


Figura 4 Porcentaje de pérdida de peso del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) en poscosecha a 24 °C y 75 % HR. Valores expresados en medias \pm desviación estándar. Medias seguidas de la misma letra no difirieron estadísticamente entre sí, por la prueba de Fisher, con un $\alpha=0.05$.

4. Dimensiones

Las dimensiones longitudinales y transversales del fruto de noni fueron 8.76 ± 0.83 cm y 5.25 ± 0.50 cm respectivamente (**Cuadro 5**). Trabajos realizados por Silva y col (2012) y Abreu-Nery y col (2013) han reportado dimensiones longitudinales de 10.38 y 9.74 cm respectivamente y dimensiones transversales de 7.95 y 5.06 cm correspondientemente.

La relación diámetro longitudinal y diámetro transversa (DL/DT) fue de 1.63 ± 0.16 . Abreu-Nery y col (2013) reportó un valor de DL/DT 1.83 y Dos Santos y col (2016) estimó un valor DL/DT 1.79 ± 0.85 . La relación que existe entre el DL/DT indica la forma de los frutos. Los frutos ovalados o piriformes presentan una relación DL/DT mayor que 1. En este trabajo de investigación, se obtuvo DL/DT un valor medio de 1.63, lo que evidencia las características del noni.

5. Firmeza

La firmeza de los frutos almacenados a 24 °C y a 75 % HR se presente en la **Figura 5** muestra valor de 125.05 ± 9.90 , 102.24 ± 9.40 y 3.40 ± 0.32 N, en etapa 3, 4 y 5, respectivamente. Abreu-Neru y col (2013) reportaron 78.78 N en etapa 3 y 19.58 N en las etapas 4, mientras que Cardenas-Cornel y col (2016) reportaron 202.66 ± 14.19 , 165.08 ± 12.50 y 6.40 ± 3.12 N para las etapas 3, 4 y 5, correspondientemente. El fruto de noni presentó un ablandamiento significativo durante el almacenamiento, los resultados mostraron que la perdida de firmeza fue significativa en cada una de las etapas de madurez estudiados coincidiendo con los datos reportados por otros autores. Los cambios de firmeza en frutos se atribuyen principalmente a la integridad de los polímeros de la pared celular y lamela media que mantienen a las células unidas

Cuadro 5 Dimensiones en centímetros del fruto entero de noni (*Morinda citrifolia* L.).

	Dimensiones (cm)
Longitudinal	8.76 ± 0.83
Transversal	5.26 ± 0.50
DL/DT	1.63 ± 0.16

Valores expresados en medias ± desviación estándar.

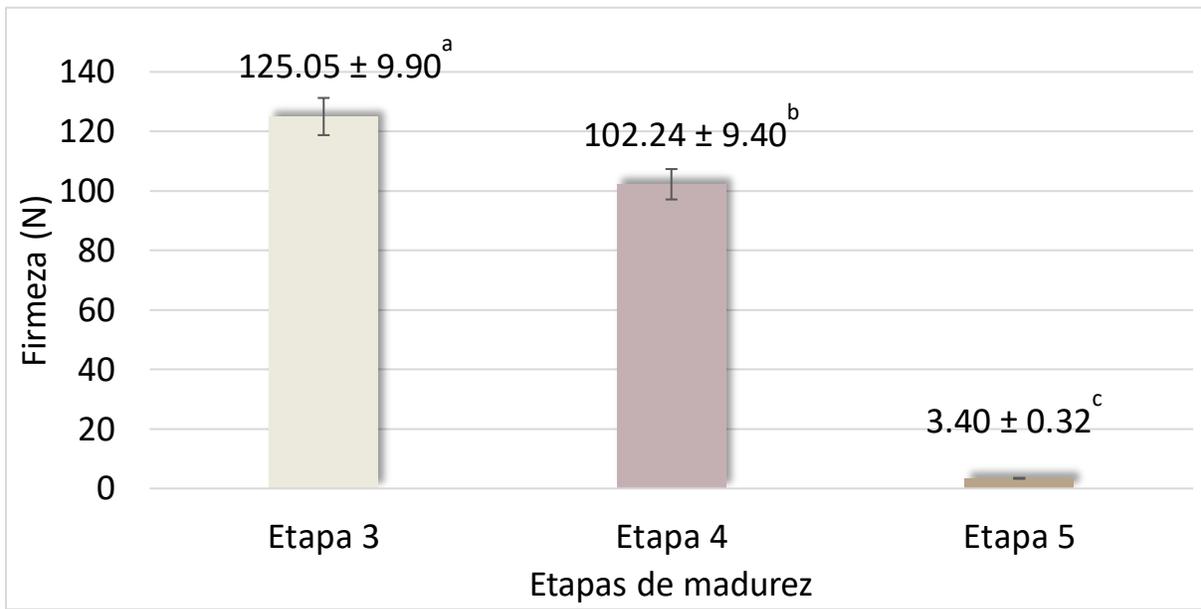


Figura 5 Cambios en la firmeza del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) el almacenamiento a 24 °C y 75 % HR. Letras diferentes indica diferencias estadísticas significativa (LSD = 3.74 N, $\alpha = 0.05$). Valores expresados en medias \pm desviación estándar.

y compactas, que durante la maduración sufren transformaciones, llevando a la pérdida de estructura y, en consecuencia, al ablandamiento de la textura del fruto. Este proceso es regulado principalmente por la acción del etileno, fitohormona que induce el aumento en la transcripción de poligalacturonasa, β -galactosidasa y xilasa, enzimas asociadas a la despolimerización de la pared celular (Chitarra y Chitarra 2005; Kader 2007).

6. Color

El color es un parámetro fundamental de la calidad de frutas y hortalizas. En el **Cuadro 5** se muestran los parámetros L^* , a^* , b^* , C y $^{\circ}H$ referentes al color externo del fruto de noni en estados de madurez 3, 4 y 5. Abreu-Nery y col (2013), reportó un valor L^* consideran un valor medio de 58.97 y 60.09, valor de a^* de -11.80 y -8.96 y valores de 29.56 y 30.17 para etapa 3 y etapa 4 de madurez en fruto de noni respectivamente.

Los resultados de este trabajo muestran valores de L^* menores en la etapa 5. El valor de a^* al ir madurando los frutos se fueron acercando más al valor de 0, esto es debido a la por la acumulación de ácidos orgánicos en los vacuolas, sistemas oxidativos y clorofilas (Chitarra y Chitarra 2005). El valor de b^* presento una tendencia a disminuir, esto se aprecia en el fruto pues al volverse traslucido pierde su color amarillo y su color externo se vuelve grisáceo. El valor C disminuyo y el valor del $^{\circ}H$ no presentó diferencia entre las etapas 4 y 5 pero si entre la etapa 3. Las diferencias de color entre cada una de las etapas de madurez evaluadas se pueden percibir mas entre las etapas 4 y 5 pues al madurar el fruto completame este pierde su coloración amarilla totalmente y se vuelve opaco y grisáceo.

Cuadro 6 Evaluación de parámetros de color externo (epicarpio) en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante su almacenamiento a 24 °C y 75 % HR.

Etapas de madurez	L*	a	b	C	°H
Etapa 3	72.53 ± 6.30 ^a	-9.84 ± 0.79 ^c	28.16 ± 2.44 ^a	29.06 ± 2.61 ^a	111.54 ± 9.79 ^a
Etapa 4	73.43 ± 3.84 ^a	-6.93 ± 0.59 ^b	22.26 ± 2.08 ^b	23.05 ± 2.03 ^b	106.44 ± 4.44 ^b
Etapa 5	65.38 ± 6.10 ^b	-4.70 ± 0.46 ^a	18.54 ± 1.71 ^c	19.35 ± 1.85 ^c	105.18 ± 2.72 ^b

Letras diferentes indica diferencias estadísticas significativa (LSD = 1.67, 0.24, 0.69, 0.72 y 1.33 para L*, a*, b* C y °H respectivamente, $\alpha = 0.05$). Valores expresados en medias \pm desviación estándar.

B. CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA

1. Análisis proximal

a. Humedad

La cantidad de humedad presente en el fruto durante poscosecha (**Cuadro 7**) en etapa 3 fue de 89.60 ± 1.46 %, en la etapa 4 fue de 89.37 ± 3.43 % y en etapa 5 de 89.35 ± 1.14 %. Barbosa-Costa y col (2013), reportó en etapa 4 de madurez un valor de 88.36 ± 0.22 % el cual se mantiene en el rango de lo reportado en este trabajo para esta etapa de madurez. Lewis y col (2014) reportaron en etapa 3 valores de 85.5 ± 0.5 %, en etapa 4 un valor de 84.1 ± 1.0 % y en etapa 5 se reportó un valor de 80.9 ± 0.9 %, todos los valores se encontraban por debajo a lo reportado en este trabajo.

La variación de humedad en los frutos depende principalmente a las condiciones climatológicas en las que se encontraba, así como también a las condiciones de almacenamiento.

b. Cenizas

En el **Cuadro 7** se muestran los valores de cenizas para las etapas 3, 4 y 5 de madurez poscosecha del fruto de noni lo cuales con 1.10 ± 0.07 , 1.36 ± 0.11 y 1.25 ± 0.12 , respectivamente para cada etapa. Da Silva y col (2011) reportó en la etapa 4 valores de 0.63 ± 0.03 %, Barbosa-Costa y col (2013) reportó en etapa 4 valores de 0.93 ± 0.03 %, Lewis y col (2014) reportó 1.06 ± 0.06 , 0.88 ± 0.05 y 1.34 ± 0.04 % en etapa 3,4 y 5 respectivamente. Los valores en estos estudios se encuentran por debajo a lo reportado en este trabajo en etapa 4, pero en el rango en las etapas 3 y 5.

Las cenizas varían de 0,4% a 2,1% en frutas frescas y representan los minerales que se encuentran en los alimentos que pueden estar en grandes cantidades como el K^+ , Na^+ y Ca^+ y pequeñas, como el hierro, Mn y Zn (Da Silva y col 2011).

Cuadro 7 Análisis proximal durante poscosecha del fruto de noni en etapa 3, etapa 4 y etapa 5

Etapas de madurez	Humedad (%)	Cenizas (%)	Extracto Etéreo (%)	Proteínas (%)	*Carbohidratos (%)
Etapa 3	89.60 ± 1.46 ^a	1.10 ± 0.07 ^b	0.63 ± 0.04 ^a	0.78 ± 0.00 ^b	7.90
Etapa 4	89.37 ± 3.43 ^a	1.36 ± 0.11 ^a	0.62 ± 0.02 ^a	0.96 ± 0.04 ^a	7.69
Etapa 5	89.35 ± 1.14 ^a	1.25 ± 0.12 ^a	0.35 ± 0.03 ^b	0.62 ± 0.02 ^c	8.42

Letras diferentes indica diferencia significativa (Fisher LSD = 1.87 %, 0.11 %, 0.43 %, 0.08 %, $\alpha=0.05$, para humedad, cenizas, extracto etéreo y proteínas respectivamente).

*Por diferencia. Media de 3 repeticiones ± desviación estándar.

c. Extracto etéreo

Los valores medios del contenido de extracto etéreo presentes en las etapas 3, 4 y 5 (**Cuadro 7**) presentaron una tendencia a disminuir de 0.63 hasta 0.35 al llegar a la etapa 5. Da Silva y col (2011), reportaron en etapa 4 valores de lípidos presentes en el pericarpio de 0.08 ± 0.02 %, los cuales fueron extraídos con hexano. Barbosa-Costa y col (2013), reportaron 0.37 ± 0.01 %, el solvente de extracción utilizado fue éter etílico.

La diferencia de % de extracto etéreo se debe principalmente al solvente utilizado en la técnica de extracción.

d. Proteína cruda

El contenido de proteína cruda en el fruto de noni (**Cuadro 7**) para la etapa 3 fue de 0.78 ± 0.00 %, para la etapa 4 fue de 0.96 ± 0.04 % y para la etapa 5 se obtuvo 0.62 ± 0.02 %. Da Silva y col (2011) reportó 1.06 ± 0.07 % y Barbosa-Costa y col (2013) 2.24 ± 0.04 % ambos en etapa 4. El valor obtenido en la etapa 4 se encuentra en el rango reportado por los autores anteriores.

Los diferentes valores encontrados por los diversos autores se deben al hecho de haber variaciones de clima, suelo, punto de maduración y almacenamiento en cada región donde fueron cosechados los frutos.

e. Carbohidratos

El porcentaje de carbohidrato en base húmeda fue 7.90, 7.69 y 8.42 de para las etapas 3, 4 y 5 (**Cuadro 7**). 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.

El resultado de carbohidratos en pericarpio en noni fue superior al reportado por Da Silva y col (2011) en etapa 4 (6.32 % en base húmeda) y es menor a lo reportado etapa 4 por Barbosa-Costa y col (2013), el cual fue de 8.37 ± 0.43 % en base húmeda.

2. Sólidos solubles totales (°Brix)

Se observó una relación directa entre el contenido de solidos solubles totales con respecto al tiempo, aumentando en un rango desde 8.29 ± 0.49 (etapa 3) hasta 15.50 ± 0.93 °Brix (etapa 5), mostrando una tendencia lineal (**Figura 6**). Chan-Blanco y col (2007) reportaron un intervalo de variación entre 7.5 ± 0.3 (etapa 4) y 7.3 ± 0.2 °Brix (etapa 5), Silva (2010) obtuvo valores de 8.33 y 10.33 para las etapa de madurez 3 y 4 respectivamente. Lewis y col (2014), en su investigación reportaron valores de 9.1 ± 1.0 , 11 ± 1.6 y 13 ± 0.7 para las etapas de madurez 3, 4 y 5 del fruto de noni.

En términos de solidos solubles totales de observó una tendencia similar a lo reportado en otros trabajos, con la tendencia de aumentar lo solidos solubles totales al ir madurando el furto de noni. Esto es debido a que durante el proceso de madurez de los frutos ocurre un aumento del contenido de solidos solubles totales en resultado de la transformación de polisacáridos insolubles en azúcares solubles (Abreu-Nery y col 2013).

3. Acidez titulable

Los resultados de acidez titulable (**Figura 8**) presentaron un aumento al ir madurando los frutos en poscosecha, desde un 0.22 ± 0.02 en la etapa 3 hasta un 0.67 ± 0.03 en la etapa 5, siendo un comportamiento atipico de los frutos, pero encontrado en otros trabajos de fruto de noni. Silva (2010) reporto valores de 0.30 y 0.39 % de

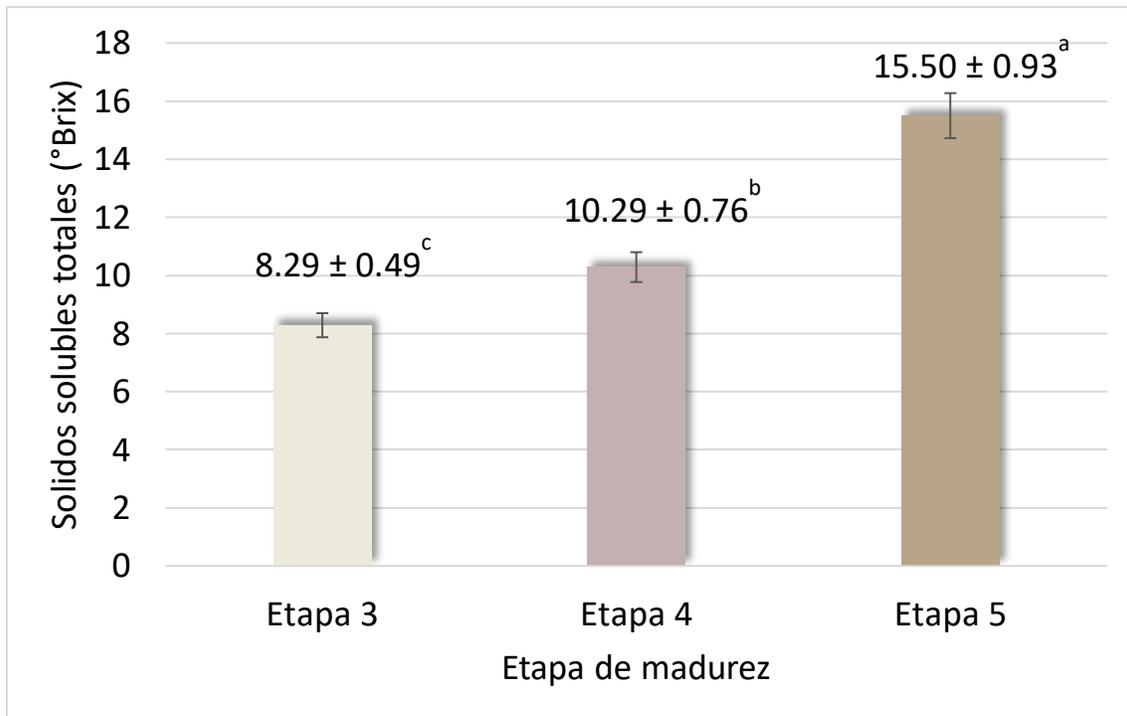


Figura 1 Solidos solubles totales del fruto de noni en poscosecha a 24°C y 75 %HR. Letras diferentes indican diferencia estadística significativa (Fisher LSD = 0.81 °Brix, $\alpha=0.05$)

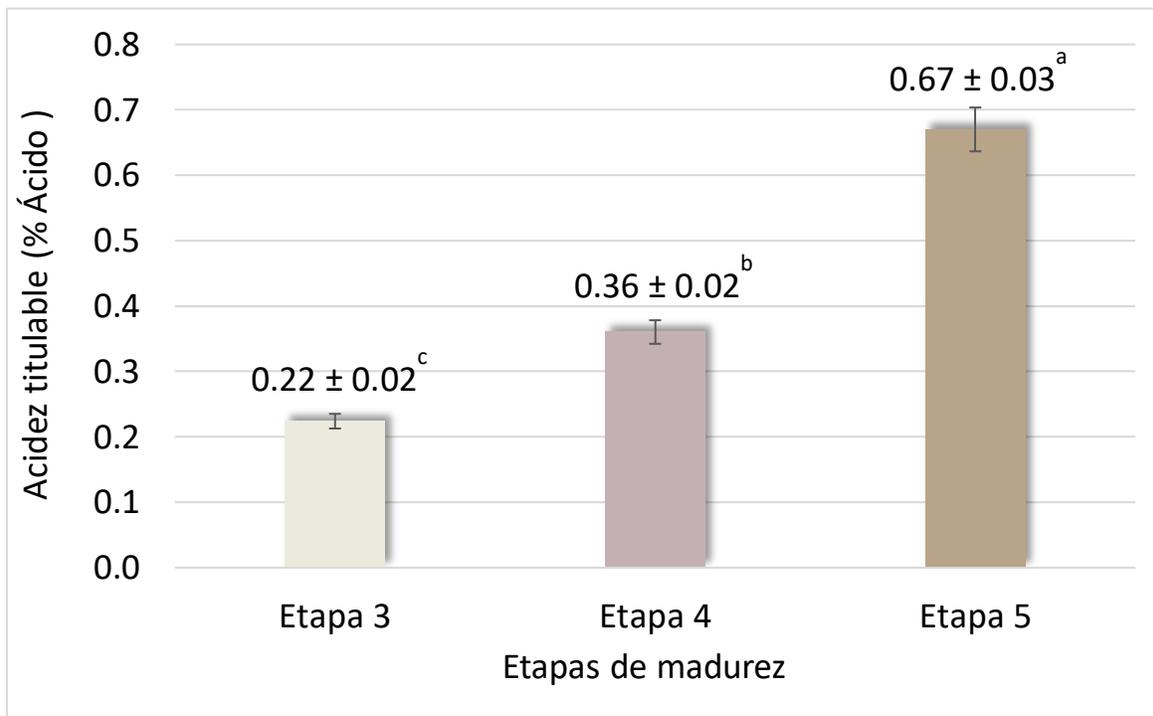


Figura 7 Acidez titulable del fruto de noni en poscosecha a 24°C y 75 %HR. Letras diferentes indica diferencia estadística significativa (LSD = 0.03 %, $\alpha = 0.05$).

acidez titulable para etapas 3 y 4, Cárdenas-Coronel y col (2015) reportaron un aumento en la acidez titulable en el fruto al ir madurando en almacenamiento, lo cual le atribuyen este comportamiento a la alta capacidad tampón que posee el fruto.

4. Potencial de iones hidrogeno (pH)

El potencial de iones hidrogeno (pH) presentes durante la maduración poscosecha del fruto de noni se aprecia la **Figura 8**, con valores de 4.57 ± 0.11 , 3.95 ± 0.06 y 3.68 ± 0.07 para etapas 3, 4 y 5, respectivamente. Chan-Blanco y col (2007), reportaron valores de 4.6 ± 0.1 y 4.0 ± 0.1 para etapa 4 y etapa 5, Abreu-Nery y col (2013), reportaron un pH para la etapa 3 de 4.92 y en la etapa 4 de 4.86, Lewis y col (2014), obtuvieron valores de pH en etapa 3 de 4.47 ± 0.06 , en etapa 4 de 4.19 ± 0.02 y en etapa 5 de 4.11 ± 0.039 . Los cambios de pH registraos en este trabajo presentaron la misma tendencia que lo reportado por estos autores los cuales presentan una tendencia de disminuir el pH al ir madurando los frutos.

Esto ocurre en el fruto debido a su alta capacidad taponante (Silva 2010). Se ha reportado una capacidad de amortiguamiento inusualmente alta de la fruta de noni (Rubio-Pino y col 2010; Silva y col 2012). Hernández y col (2004) argumentaron que este perfil para frutas tropicales ácidas resulta de la síntesis de ácidos orgánicos en mayores cantidades para lograr la madurez óptima.

C. CARACTERÍSTICAS NUTRIMENTALES

1. Ácido ascórbico

El contenido de ácido ascórbico se muestra en el **Cuadro 8**. En la etapa 3 de madurez el fruto de noni mostró un contenido de 185.96 ± 18.47 mg AA / 100 g bh, presentando un aumento en la etapa 4 (205.00 ± 19.82 mg AA / 100 g bh), consecuentemente en la etapa 5 el fruto disminuyó su contenido de ácido ascórbico

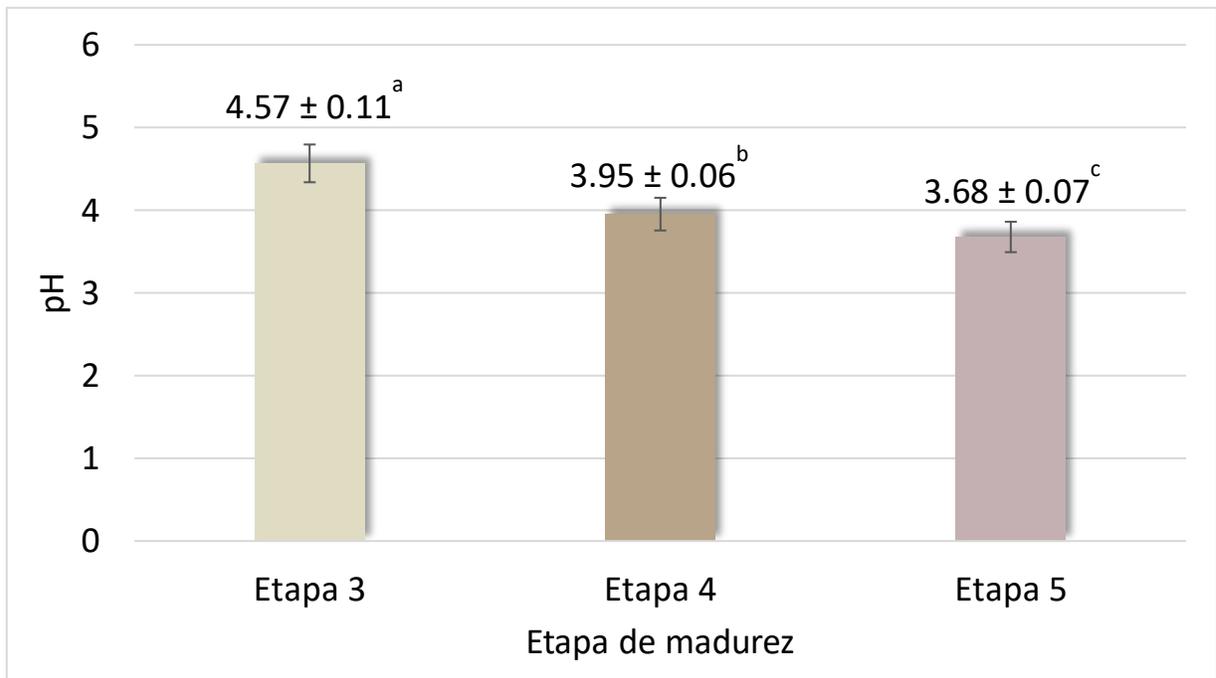


Figura 8. pH del fruto de noni en poscosecha a 24 °C y 75 % HR. Letras diferentes indica diferencia estadística significativa (LSD = 0.07 pH, $\alpha = 0.05$).

Cuadro 8. Contenido de ácido ascórbico en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante su almacenamiento a 24 °C y 75 % HR.

Etapas de madurez	Vitamina C (mg AA/100 g bh)
Etapa 3	185.96 ± 18.47 ^b
Etapa 4	205.00 ± 19.82 ^a
Etapa 5	182.96 ± 17.07 ^b

Letras diferentes indica diferencia significativa, Fisher LSD= 8.81 mg AA / 100 g bh, $\alpha=0.05$.

hasta un 182.96 ± 17.07 el cual es similar a lo presentado en la etapa 3 de madurez del fruto. Yang y col (2011), reportó en la etapa 4 un valor de 244.3 ± 23.0 y el dato de la etapa 5 fue 173 ± 2.1 mg AA /100 g. Iloki y col (2013), reporto valores de 125.86, 156.39, 128.9 mg AA / 100 g, para las etapas 3, 4 y 5 de madurez del fruto de noni. Lewis y col (2014), reportaron valores de 140 ± 13.4 , 156 ± 4.5 y 182 ± 2.1 mg AA / 100 g, para las etapas 3, 4 y 5 de madurez. Se observa que los datos obtenido en este trabajo siguen la misma tendencia a los reportados por Yang y col (2011) y Iloki y col (2013).

Las discrepancias en los contenidos de vitamina C encontrados en los frutos pueden estar relacionadas con el grado de composición de los frutos analizados, además de la metodología utilizada para cuantificación (Silva y Naves 2001).

2. Fibra dietaria

El contenido de fibra dietaria (**Cuadro 9**) presentó diferencia estadística significativa entre las etapas 3 y 5 de madurez para fibra dietaria total (FDT), mientras que en fibra dietaria soluble (FDS) se presentó diferencia estadística significativa en las etapas analizadas madurez del fruto de noni y para fibra dietaria insoluble (FDI) no se presentó diferencia estadística significativa. Da Silva y col (2011) determino en la etapa 4 la fibra dietaria total presente en pericarpio obteniendo 1.76 ± 0.02 % en base húmeda, el cual es menor a lo reportado para esa misma etapa en este trabajo.

De acuerdo con Raseira y Antunes (2004), los frutos cuya película se consume conjuntamente, presentan contenidos de fibra bruta en torno al 2%, resultando en posibles beneficios relacionados con su ingestión como una posible regulación del tracto intestinal. La fibra dietaria son materiales presentes en las paredes celulares

Cuadro 9. Porcentaje de fibra dietaria total (FDT), fibra dietaria insoluble (FDI) y fibra dietaria soluble (FDS) en base seca y húmeda en poscosecha del fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

Etapas de madurez	Base Seca			Base Húmeda		
	FDS	FDI	FDT	FDS	FDI	FDT
Etapa 3	12.95 ± 0.01 ^c	16.53 ± 0.04 ^a	29.48 ± 0.03 ^a	1.35 ± 0.00 ^c	1.72 ± 0.00 ^a	3.07 ± 0.00 ^a
Etapa 4	14.07 ± 0.03 ^a	14.61 ± 0.01 ^c	28.68 ± 0.06 ^b	1.50 ± 0.00 ^a	1.55 ± 0.00 ^c	3.05 ± 0.01 ^b
Etapa 5	13.79 ± 0.03 ^b	14.80 ± 0.03 ^b	28.60 ± 0.07 ^b	1.47 ± 0.00 ^b	1.58 ± 0.00 ^b	3.05 ± 0.01 ^b

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

de 3 repeticiones ± DE

vegetales, a la que le confieren cierta rigidez. La mayoría son polisacáridos como la celulosa, la hemicelulosa y las pectinas (Badui 1993).

D. CARACTERÍSTICAS FITOQUÍMICAS

1. Fenólicos totales

Los compuestos fenólicos presentes en el fruto de noni durante la maduración poscosecha en los extractos hidrofílicos y metanólicos se muestran en el **Cuadro 10**. En base húmeda en los extractos hidrofílicos se obtuvieron valores de 130.60 ± 12.75 , 222.30 ± 21.69 y 308.32 ± 29.10 mg EAG/100 g para las etapas 3, 4 y 5, y en los extractos metanólicos el contenido más alto se presentó en la etapa 4 (92.24 ± 7.34 mg EAG/100 g bh) sin diferencia significativa entre la etapa 5 (88.11 ± 8.47 mg EAG/100 g bh), el menor valor fue en la etapa 3 (66.14 ± 5.86 mg EAG/100 g bh). Chan-Blanco y col (2007) reporto en extractos etanoicos en las etapas 4 y 5 valores de 414 ± 40 y 511 ± 13 mg EAG/1000 g bh respectivamente, mientras que Lewis y col (2014) reporto en extractos acuosos en la etapa 3 (166.3 ± 20.8 mg EAG/100 g bh), en la etapa 4 (273.0 ± 24.8 mg EAG/100 g bh) y en la etapa 5 (305.3 ± 24.9 mg EAG/100 g bh). Se concuerda con la tendencia a aumentar al ir madurando el fruto.

El ensayo Folin -Ciocalteu puede sobreestimar el contenido de fenólico debido a la interferencia de otros agentes reductores presentes en los alimentos (es decir, ácido ascórbico) (Lewis y col 2014), Además en la mayoría de los compuestos fenólicos son solubles en agua, pero pueden degradarse con procesos térmicos muy severos (Chrpova y col 2010; da Silveira y col 2014).

2. Flavonoides totales

Los flavonoides totales fueron analizados en extractos hidrofílicos y metanólicos

Cuadro 10 Compuestos fenólicos totales presentes en tres etapas de madurez en poscosecha en el fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

Etapas de madurez	Extractos hidrofílicos		Extractos metanólicos	
	mg EAG/g bs	mg EAG/100 g bh	mg EAG/g bs	mg EAG/100 g bh
3	12.55 ± 1.22 ^c	130.60 ± 12.75 ^c	6.36 ± 0.56 ^b	66.14 ± 5.86 ^b
4	20.91 ± 2.04 ^b	222.30 ± 21.69 ^b	8.78 ± 0.69 ^a	92.24 ± 7.34 ^a
5	28.95 ± 2.73 ^a	308.32 ± 29.10 ^a	8.27 ± 0.79 ^a	88.11 ± 8.47 ^a

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$). Media de 3 repeticiones ± DE.

(**Cuadro 11**). Estos fueron 0.6139 ± 0.03 , 0.5084 ± 0.02 y 0.5168 ± 0.01 mg EQ/g bs para las etapas de madurez 3, 4 y 5 en extractos hidrofílicos, y en los extractos metanólicos se obtuvieron valores para las etapas 3, 4 y 5 de 0.6816 ± 0.06 , 1.0517 ± 0.03 , y 1.0952 ± 0.07 mg EQ/g bs respectivamente.

Los flavonoides han mostrado propiedades benéficas para la salud humana porque poseen actividades antibacterianas, antihipertensivas, antidiabéticas, antiinflamatorias y anticancerígenas, entre otras. Tienen capacidad efectiva como eliminadores de la mayoría de las moléculas oxidantes, como el oxígeno singulete y otros radicales libres (Rana y Gulliva 2019).

3. Carotenoides totales

El contenido de carotenoides totales se muestra en **Cuadro 12**. Se aprecia diferencia significativa entre cada una de las etapas de maduración poscosecha teniendo mayor contenido de carotenoides totales en la etapa 3 para los extractos hidrofílicos (813.84 ± 11.27 mg E β -car/100 g bh), seguido de la etapa 4 (460.92 ± 36.36 mg E β -car/100 g bh) y el menor contenido se cuantificó en la etapa 5 (248.77 ± 17.12 mg E β -car/100 g bh). La cuantificación de los carotenoides totales siguiendo la metodología 938.04 propuesta por la AOAC (2012) mostró para las etapas de madurez 3, 4 y 5 en el fruto de noni valores de 701.01 ± 58.19 , 416.35 ± 26.95 y 354.36 ± 13.23 mg E β -car/100 g bh respectivamente, presentando la misma tendencia en ambos tipos de extractos analizados. Sing y col (2016) reportó en cosecha en el fruto de noni en extractos metanoicos en las etapas 4 y 5 valores de 346.6 y 340.1 mg E β -car/100 g respectivamente, los cuales se encuentran el rango reportado en este estudio.

Cuadro 11 Flavonoides totales presentes en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante la maduración poscosecha.

Etapas de madurez	Extractos hidrofílicos		Extractos metanólicos	
	mg EQ/g bs	mg EQ/100 g bh	mg EQ/g bs	mg EQ/100 g bh
3	0.6139 ± 0.03 ^a	6.3856 ± 0.34 ^a	0.6816 ± 0.06 ^b	7.0899 ± 0.69 ^b
4	0.5084 ± 0.02 ^b	5.4041 ± 0.23 ^b	1.0517 ± 0.03 ^a	11.1799 ± 0.32 ^a
5	0.5168 ± 0.01 ^b	5.5030 ± 0.17 ^b	1.0952 ± 0.07 ^a	11.6624 ± 0.73 ^a

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$). Media de 3 repeticiones ± DE.

Cuadro 12 Carotenoides totales presentes en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante la maduración poscosecha.

Etapas de madurez	Extractos lipofílicos			
	mg Eβ-car/g bs	mg Eβ-car/100 g bh	mg Eβ-car/g bs	mg Eβ-car/100 g bh
3	78.24 ± 1.08 ^a	813.84 ± 11.27 ^a	67.39 ± 5.59 ^a	701.01 ± 58.19 ^a
4	43.56 ± 3.42 ^b	460.92 ± 36.36 ^b	40.03 ± 2.59 ^b	416.35 ± 26.95 ^b
5	23.36 ± 1.61 ^c	248.77 ± 17.12 ^c	34.07 ± 1.27 ^c	354.36 ± 13.23 ^c

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$). Media de 3 repeticiones ± DE.

Los carotenoides son compuestos bioactivos de la dieta que brindan protección contra afecciones degenerativas que incluyen enfermedades cardiovasculares, enfermedades crónicas del hígado, diabetes, cáncer y degeneración macular lo cual se le atribuye a los compuestos luteína, zeaxantina, β -caroteno y β -criptoxantina presente en el fruto (Sing y col 2016; Solovchenko y col 2019). Además, los carotenoides también son antioxidantes por su capacidad para eliminar el oxígeno singulete y eliminar radicales peroxilo (Solovchenko y col 2019).

E CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

1. Capacidad de inhibición del radical DPPH

Los resultados obtenidos por el ensayo de inhibición del radical DPPH se muestran en el **Cuadro 13** para las tres etapas de maduración analizadas en el fruto de noni y en los extractos hidrofílicos y lipofílicos. Los niveles de capacidad antioxidante por el método DPPH en extractos hidrofílicos fueron más altos en las etapas de madurez 4 y 5 (169.792 ± 13.09 y 156.850 ± 4.72 $\mu\text{mol ET}/100$ g bh, respectivamente) que en la etapa 3 (103.407 ± 7.79 $\mu\text{mol ET}/100$ g bh), los datos obtenidos utilizando los extractos lipofílicos siguieron la misma tendencia de aumentar al ir madurando el fruto desde la etapa 3 (7.9596 ± 0.63 $\mu\text{mol ET}/100$ g bh) y no observando diferencia significativa entre la etapa 4 (9.9761 ± 0.89 $\mu\text{mol ET}/100$ g bh) y etapa 5 (10.2071 ± 0.86 $\mu\text{mol ET}/100$ g bh). Yang y col (2011) reportó en frutos de noni en las etapas 4 y 5 valores de 188 ± 8.59 y 166 ± 0.89 $\mu\text{mol ET}/100$ g bh respectivamente en extractos metanolicos, dicho valor sigue la misma tendencia a este trabajo al no encontrarse diferencia significativa entre las etapas de maduración 4 y 5 en los frutos de noni.

Sing y col (2016) atribuye que al no encontrarse diferencia estadística significativa

Cuadro 13 Capacidad antioxidante por el método DPPH en EHF y ELF en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante la maduración poscosecha.

Etapas de madurez	Extractos hidrofílicos		Extractos lipofílicos	
	μmol ET/g bs	μmol ET/100 g bh	μmol ET/g bs	μmol ET/100 g bh
3	9.9411 ± 0.75 ^b	103.407 ± 7.79 ^b	0.7652 ± 0.06 ^b	7.9596 ± 0.63 ^b
4	15.9723 ± 1.23 ^a	169.792 ± 13.09 ^a	0.9384 ± 0.08 ^a	9.9761 ± 0.89 ^a
5	14.7293 ± 0.44 ^a	156.850 ± 4.72 ^a	0.9585 ± 0.08 ^a	10.2071 ± 0.86 ^a

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$). Media de 3 repeticiones ± DE.

entre las etapas de maduración en los frutos se puede deber a las propiedades sinérgicas o antagonistas de la matriz vegetal.

2. Capacidad de inhibición de radicales OH en el ensayo de degradación de 2-desoxi-D-ribosa

En el **Cuadro 14** se presentan los resultados obtenidos para el ensayo de inhibición de la 2-desoxi-D-ribosa resultó que al ir madurando la fruta presento una disminución estadísticamente significativa entre cada una de las etapas analizadas, observándose valores de 16.5957 ± 0.36 , 15.6177 ± 0.26 , 12.1775 ± 0.72 mg EC/g bs para las etapas 3 ,4 y 5 respectivamente.

Aunque la capacidad de inhibición de radicales sintéticos como el DPPH es un indicativo del poder reductor de radicales libres de las sustancias antioxidantes (principalmente de compuestos fenólicos), éste no es un radical biológicamente relevante. Los radicales hidroxilos ($\text{OH}\cdot$) por otro lado, son los radicales más importantes en sistemas biológicos, debido a que son altamente reactivos y degradan fácilmente azúcares, proteínas y ácidos grasos poliinsaturados, entre otras moléculas. Los resultados también dependen de la naturaleza química y la estructura de los compuestos fenólicos presentes en los extractos (Dorman y col 2003).

3. Capacidad de inhibición de la oxidación de LDL inducida por cobre

Los valores obtenidos de inhibición de la oxidación de LDL se muestran en la **Cuadro 15** y fueron expresados como micromoles equivalentes de trolox por gramo de base seca ($\mu\text{mol ET/g bs}$) y por 100 gramos de base húmeda ($\mu\text{mol ET/100 g bh}$). Los resultados de la inhibición de oxidación de LDL en extractos hidrofílicos no presentaron diferencias significativas entre las etapas 4 y 5 (32.2429 ± 0.00 y 32.2427

Cuadro 14. Capacidad de inhibición de radicales OH• en el ensayo de degradación de 2-desoxi-D-ribosa en extractos hidrofílicos en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante la maduración poscosecha.

Etapas de madurez	Extractos hidrofílicos	
	mg EC/g bs	mg EC/100g bh
3	16.5957 ± 0.36 ^a	172.629 ± 3.72 ^a
4	15.6177 ± 0.26 ^b	166.022 ± 2.83 ^b
5	12.1775 ± 0.72 ^c	129.676 ± 7.70 ^c

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$). Media de 3 repeticiones ± DE.

Cuadro 15 Capacidad de inhibición de inhibición de la oxidación de LDL inducida por cobre en extractos hidrofílicos en fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.) durante la maduración poscosecha.

Etapas de madurez	Extractos hidrofílicos	
	$\mu\text{mol ET/g bs}$	$\mu\text{mol ET/100g bh}$
3	32.2458 ± 0.00^a	1340.13 ± 0.03^a
4	32.2429 ± 0.00^b	1340.01 ± 0.06^b
5	32.2427 ± 0.00^b	1340.00 ± 0.02^b

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$). Media de 3 repeticiones \pm DE.

$\pm 0.00 \mu\text{mol ET/g bs}$, respectivamente) y un mayor valor en la etapa 3 ($32.2458 \pm 0.00 \mu\text{mol ET/g bs}$). Mostrando tendencia a disminuir al ir madurando el fruto.

Kamiya y col (2004) le atribuye la actividad inhibitoria contra la oxidación de LDL por cobre a los compuestos lignanos presentes en el fruto, sugiriendo que los frutos están parcialmente involucrados en la prevención de la arteriosclerosis.

La capacidad de inhibición de la oxidación de LDL en los extractos se atribuye principalmente a los compuestos fenólicos, ya que pueden actuar como eliminadores de radicales, o como agentes quelantes de los iones de cobre (Chandrasekara y col 2018).

La oxidación de las LDL que ocurre por un exceso de radicales libres tiene como su consecuencia más importante el desarrollo de aterosclerosis, pero también puede intervenir en el desarrollo de otras enfermedades crónicas de importancia mundial como la diabetes mellitus y la enfermedad renal crónica (Carvajal-Carvajal 2015).

La metodología utilizada para la evaluación de las lipoproteínas de baja densidad (LDL), a pesar de no ser un método bien estandarizado para la comparación entre distintos laboratorios (Ghani y col 2017), puede ser indicativo del potencial antioxidante de un extracto o sustancia antioxidante sobre estas moléculas.

4. Capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria inducida por AAPH

En el **Cuadro 16** se muestran los resultados de la capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria en los extractos hidrofílicos en el fruto de noni a diferentes concentraciones. Se usaron trolox y ácido ascórbico como antioxidantes control, los cuales produjeron un alto porcentaje de inhibición de la hemólisis a concentraciones bajas (0.5 mg/mL). Cuando los eritrocitos fueron tratados con las muestras y sin AAPH

Cuadro 16 Capacidad de inhibición de la hemólisis eritrocitaria inducida por dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil- amidinopropano) de fruto de noni (*Morinda citrifolia* L.).

	Concentración de extracto (mg/mL)	% Inhibición de hemólisis eritrocitaria
Trolox	0.5	92.37 ± 4.87 ^c
Ácido ascórbico	0.5	91.16 ± 8.20 ^c
Etapa 3	20	58.93 ± 2.46 ^f
	40	91.66 ± 1.05 ^c
	60	95.25 ± 0.86 ^{ab}
Etapa 4	20	68.97 ± 6.17 ^e
	40	94.77 ± 2.19 ^b
	60	97.57 ± 1.73 ^a
Etapa 5	20	31.32 ± 1.41 ^g
	40	84.24 ± 3.24 ^d
	60	93.12 ± 3.43 ^{bc}

Letras diferentes indican diferencia estadística significativa entre las medias. Media de 3 repeticiones ± desviación estándar (Fisher, $\alpha=0.05$).

(control negativo), los eritrocitos permanecieron estables mostrando que las muestras por sí mismas no inducen hemólisis sobre ellos.

En el extracto analizado todas las muestras presentaron inhibición a las concentraciones utilizadas (20, 40 y 60 mg/mL). Observándose a la concentración de 60 mg/mL en las etapas 3 y 4 una mayor inhibición de la hemólisis comparable con la presentada por los antioxidantes control y similar en la etapa 5. Sin embargo, a la concentración de 40 mg/mL, en las tres etapas analizadas presentó una inhibición significativamente más baja que en la concentración de 60 mg/mL entre la misma etapa. En la concentración de 20 mg/mL presentó diferencia significativa entre las etapas analizadas, presentando el mayor porcentaje de inhibición en la etapa 4 seguido de la etapa 3 y la etapa 5 fue la que mostró el menor porcentaje de inhibición de la hemólisis.

Los eritrocitos humanos son muy susceptibles al daño oxidativo debido a que contienen ácidos grasos poliinsaturados en su membrana y altas concentraciones de hemoglobina y oxígeno (Pannangpetch y col 2007; Wang y col 2017). Aunado a esto, el exceso de radicales libres puede aumentar esta susceptibilidad. El dihidrocloruro de 2,2-azobis (2-metil- amidinopropano), AAPH como un generador de radicales peroxilo para inducir la hemólisis en eritrocitos humanos, siendo este un indicador *in vitro* de radicales peroxilo y otros radicales que inician reacciones de oxidación sobre las proteínas y lípidos de la membrana de los eritrocitos conllevando a la lisis de esta (Lim y col 2002). Este modelo biológico es actualmente utilizado para evaluar los efectos de antioxidantes de origen natural (García- Becerra y col 2016; Wang y col 2017).

La estructura de la luteína es parcialmente hidrofílica, de dobles enlaces conjugados y dos grupos hidroxilo le brinda una alta capacidad antioxidante, lo que podría limitar el grado en que el oxígeno penetra en las membranas celulares y evitar el estrés oxidativo (Subczynski y col 1991). Sindhu y col (2010), demostraron la capacidad de la luteína para inhibir la peroxidación lipídica y la inhibición de radicales $\text{OH}\cdot$ *in vitro*, la cual resultó mayor que la del ácido ascórbico.

Los compuestos fenólicos se pueden incorporar en la parte externa (hidrofílica) de la membrana de los eritrocitos, lo que pueden ejercer su acción antioxidante en esta región, pero no ejercerían influencia en la región de cadenas de hidrocarburo (parte hidrofóbica) (Bonarska-Kujawa y col 2011). Meshkini (2015) propone que los compuestos fenólicos preservan la membrana a través de su inserción en ella, protegiéndola de condiciones de estrés químico y fisiológico. Por otra parte, Chisté y col (2014) sugiere que cuando compuestos antioxidantes como los carotenoides están presentes pueden eliminar los $\text{ROO}\cdot$ y convertirlos en especies no reactivas, la hemólisis puede ser inhibida.

VIII CONCLUSIONES

El alto contenido de sólidos solubles totales propios de la fruta en etapa 5, es importante para la elaboración de productos a base de noni.

La evaluación de la firmeza de la fruta mostró que durante la maduración poscosecha esta disminuye notablemente en la última etapa, lo cual es de suma importancia en la determinación de su calidad poscosecha.

El fruto de noni acumula acidez y concomitantemente el pH disminuye durante la maduración poscosecha.

La pulpa del fruto de noni en etapa 4 es buena fuente de vitamina C, supliendo las necesidades de ingesta diaria recomendada.

Se presento un mayor contenido de los compuestos fenólicos totales en las etapas de maduración 5 en los extractos hidrofílicos y no presento diferencias entre las etapas 4 y 5 en los extractos metanólicos, lo cual sugiere que durante el proceso de maduración el contenido de compuestos fenólicos aumenta.

Ambas técnicas de cuantificación de carotenoides mostraron que durante el proceso de maduración del fruto de noni, disminuye el contenido de carotenoides entre cada una de las etapas analizadas durante la poscosecha.

El fruto de noni presenta actividad antioxidante en cada una de las etapas analizadas variando el contenido según la metodología utilizada para su cuantificación. En el ensayo de DPPH se observó una tendencia similar con el contenido de CFT. Los ensayos de degradación de 2-desoxi-D-ribosa y de oxidación de LDL tuvieron resultados

con tendencias similares. En el ensayo de inhibición de hemólisis de eritrocitos, la etapa 4 de maduración fue la mejor inhibidora de la hemólisis.

IX 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 Consultado noviembre de 2018.
- Aherne S, O'Brien. 2002. Dietary flavonols: chemistry, food content, and metabolism. *Nutrition* 18:75-81.
- Ahmad AN, Daud ZA, Ismail A. 2016. Review on potential therapeutic effect of *Morinda citrifolia* L. *Current Opinion in Food Science*, 8, 62-67.
- Albersheim P, Mühlethaler K, Frey-Wyssling A. 1960. Stained pectin as seen in the electron microscope. *Biophysics Biochemistry Cytological*, 8, 501-506.
- 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 Carotenogénesis en Frutos Cítricos [Tesis de Doctorado]. Valencia, España: Universidad de Valencia. 289 p.
- Aman A, Moin S, Owais M, Sissiqui MU. 2013. Antioxidant activity of thymol: protective role in AAPH-induced hemolysis in diabetic erythrocytes. *International Journal of Pharmaceutical Science Invention* 2:55-60.

- AOAC Association of Official Analytical Chemists. 2012. Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. 18^a ed. Estados Unidos de América: Association of Official Analytical Chemists.
- Aruoma OI. 1994. Deoxyribose assay for detecting hydroxyl radicals. *Methods in Enzymology* 233:57-66.
- 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.
- Barbosa-Costa A, Marcito-Campos de Oliveira A, De Oliveira e Silva AM, Mancini-Filho J, De Lima A. 2013. Atividade antioxidante da polpa, casca e sementes do *niño* (*Morinda citrifolia* Linn). *Revista Brasileira de Fruticultura* 35(2):345-354.
- Beckman CH. 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.
- Ben-Arie R, Kislev N. 1979. Ultrastructural Changes in the Cell Walls of Ripening Apple and Pear Fruit. *Plant Physiol*, 64, 197-202.
- Ben-Ariz R, Sonogo L, Frenkel C. 1979. Changes in pectic substances in ripening pears. *Journal of American Society and Horticultural Science*, 104, 500-5005.
- Benzie IF, 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.
- Bonarska-Kujawa D, Pruchnik H, Oszmianski J, Sarapuk J, Kleszczynska H. 2011. Changes caused by fruit extracts in the lipid phase of biological and model membranes. *Food Biophysics* 6:58-67.
- Bouyazen M, Latché A, Nath P, Peach JC. 2010. Mechanism of fruit ripening. En P y Davey (Ed.), *Plant Developmental Biology-Biotechnological Perspectives* (págs. 1-3). France: Springer.
- Bozzola JJ. 2002. Electron Microscopy. En J. W. Sons (Ed.), *ENCYCLOPEDIA OF LIFE SCIENCES* (págs. 1-10). Illinois, USA.
- Brand-Williams W, Cuvelier M, Berset C. 1995. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *Food Science and Technology*, 22, 25-30.
- Brett C, Waldron K. 1990. Physiology and biochemistry of plant cell walls. En *Topics in Plant Physiology* 2. London, UK.: Published by Academic Division of Unwin Hyman Ltd.
- Brewer MS. 2011. Natural antioxidants: sources, compounds, mechanisms of action, and potential applications. *Food Science and Food Safety* 10:221-247.
- Brummell DA, Harpster MH. 2001. Cell wall metabolism in fruit softening and quality and its manipulation in transgenic plants. *Plant Molecular Biology*, 47, 311-339.
- Calmarza-Calmarza P. 2008. Lipoproteínas de baja densidad (LDL) oxidadas. *Revista Electrónica de Biomedicina* 3:52-60.

- 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.
- 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 A. M. Yahia (Ed.), *Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits* (págs. 51-62). Philadelphia: Woodhead Publishing.
- Carocho M, Ferreira ICFR. 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.
- 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, Belleville MP. 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.

- 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*, 645-654.
- Chobot V. 2010. Simultaneous detection of pro- and antioxidative effects in the variants of the deoxyribose degradation assay. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 58:2088-2094.
- Codex Alimentarius. 2013. Propuestas De Elaboración De Nuevas Normas Y Textos Afines. Italia: FAO. Recuperado el abril de 2018, de http://www.fao.org/tempref/codex/Meetings/CCEXEC/CCEXEC68/ex68_04s.pdf
- 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.
- Crookes PR, Grierson D. 1983. Ultrastructure of Tomato Fruit Ripening and the Role of Ultrastructure of Tomato Fruit Ripening and the Role of. *Plant Physiol*, 72, 1088-1093.
- 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.
- Dorman HJD, Peltoketo A, Hiltunen R y Tikkanen MJ. 2003. Characterization of the antioxidants properties of de-odourised aqueous extracts from selected Lamiaceae herbs. *Food Chemistry* 83:255-262.

- Dos Santos RS, Pacheco Arge LW, Costa SI, Machado ND, De Mello-Farias PC, Rombaldi CV, De Oliveira AC. 2016. Genetic regulation and the impact of omics in fruit ripening. *Plant Omics Journal*, 8(2), 78-88.
- Drewnowski A, Gomez-Carneros C. 2000. Bitter taste, phytonutrients, and the consumer: a review. *American Journal of Clinical Nutrition* 72:1424e-1435e.
- Durán M, Montero P, Marrugo Y. 2013. Extractos metanólicos de corteza de guayaba (*Psidium guajava* L.) y mango (*Mangifera indica* L.): efecto citotóxico, antihemolítico y en la morfología de membrana de eritrocitos. *Revista U.D.C.A. Actualidad & Divulgación Científica* 16(2):327-334.
- 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.
- European Commission. 2008. Commission decision of 15 December 2008 authorizing the placing in the market of leaves of *Morinda citrifolia* as a novel food ingredient under regulation (EC) No 258/97 of the European Parliament and of the council. In *Official Journal of the European Union*, 2008.
- FAO, O. d. 1997. Producción y manejo de adatos de composición química de alimentos en nutrición. Santiago, Chile: FAO. Disponible de <http://www.fao.org/docrep/010/ah833s/Ah833s18.htm> Consultado el 13 de abril de 2018

- Fennema OR. 1996. Food Chemistry. 3^{ra} ed. Nueva York USA: Acribia Ediciones. 1067 p.
- Francis, F. 1980. Color quality evaluation of horticultural crops. HortScience, 15, 14-16.
- Frankel EN, Meyer AS. 2000. The problems of using one-dimensional methods to evaluate multifactorial food and biological antioxidants. Journal of the Science of Food and Agriculture 80:1925-1941.
- 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 10 de agosto de 2018.
- García-Becerra L, Mitjans M, Rivas-Morales C, Verde-Star J, Oranday-Cárdenas A, María PV. 2016. Antioxidant comparative effects of two grape pomace Mexican extracts from vineyards on erythrocytes. Food Chemistry 194:1081-1088.
- Giovannoni, J. J. 2004. Genetic Regulation of Fruit Development and Ripening. The Plant Cell, 16, 170-180.
- 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. 1^a ed. México, D.F.: Clave Editorial. p 133-154.

- González-Lavaut NE, González-Lavaut JA. 2003. *Morinda citrifolia* Linn. potencialidades para su utilización en la salud humana. *Revista Cubana de Farmacia* 37(3):1561-2988.
- Hallet IC, Macrae EA, Wegrzyn T. 1992. Changes in kiwifruit cell wall ultrastructure and cell packing during postharvest ripening. *Int. J. Plant Sci*, 153(1), 49-60.
- Ignat I, Volf I, Popa VI. 2011. A critical review of methods for characterization of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry* 126(4):1821-1835.
- Jacobo-Valenzuela N. 2011. Caracterización química, funcional y nutrimental de harinas de calabaza cehualca (*Curcúbita moschata* Duchense) precocidas por extrusión. [Tesis de doctorado]. Durango, Durango: Instituto Tecnológico de Durango, México.
- 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.
- Keegstra K. 2010. Plant Cell Walls. *Plant Physiology*, 154, 483-486.

- Kim D, Lee K, Lee J, Lee C. 2002. Vitamin C Equivalent Antioxidant Capacity (VCEAC) of Phenolic Phytochemicals. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 100, 1734-1746.
- 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.
- Kovendan K, Murugan K, Shanthakumar AP, Vicent S, Hwang JS. 2012. Larvicidal activity of *Morinda citrifolia* L. (Noni) (Family: Rubiaceae) leaf extract against *Anopheles stephensi*, *Culex quinquefasciatus*, and *Aedes aegypti*. *Springer*, 111, 1481-1490.
- 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* 25:726-732.
- Liu RH. 2004. Potential synergy of phytochemicals in cancer prevention: mechanism of action. *International Research Conference on Food, Nutrition, and Cancer* 3479S-3485S.
- López-Vázquez T, González-Cortés N, Jiménez-Vera R, Guzmán-Caferino J, May-Gutiérrez ME. 2013. Comportamiento de los frutos de noni (*Morinda citrifolia* L.) a diferentes temperaturas de almacenamiento poscosecha. *Biotecnología y ciencias agropecuarias*, 7(2), 37-41.

- Loy S, Simón R y Delgado R. 2002. Vimang, un potencial protector de la peroxidación lipídica en proteínas de baja densidad. *Revista Cubana de Investigación Biomédica* 21(3):167-170.
- Márquez LR. 2000. *La Fibra Terapéutica*. 2ª ed. Barcelona: Glosa ediciones. 207 p.
- Martínez González ME, Balois Morales R, Alía Tejacal I, Cortes Cruz MA, Palomino Hermosillo A, López Gúzman GG. (2017). Poscosecha de frutos: maduración y cambios bioquímicos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*(19), 4075-4087.
- 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.
- McCann MC, Wells B, Roberts K. 1992. Complexity in the spatial localization and length distribution of plant cell-wall matrix polysaccharides. *Journal of Microscopy*, 166(1), 123-136.
- Meng HC, Gao J, Zheng HC, Damirin A, Ma CM. 2015. Diacetylated and acetone-conjugated flavan-3-ols as potent antioxidants with cell penetration ability. *Journal of Functional Foods* 12:256-261.
- Meléndez-Martínez A, Vicario IM, Heredia FJ. 2004. Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*. Publicación Oficial de la Sociedad Latinoamericana de Nutrición [serie en 116

línea]. 54. Disponible de
[<https://idus.us.es/xmlui/bitstream/handle/11441/26409/Estabilidad%20de%20los%20pigmentos%20carotenoides%20en%20los%20alimentos.pdf?sequence=1&isAllowed=y>]. Consultado en septiembre de 2019.

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.

Meshkini A. 2015. Acetone extract of almond hulls provides protection against oxidative damage and membrane protein degradation. *Journal of Acupuncture and Meridian Studies* 9(3):134-142.

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.

Milde J, Elstner EF, Graßmann. 2007. Synergistic effects of phenolics and carotenoids on human low-density lipoprotein oxidation. *Molecular Nutrition Food Research* 51:956-961.

Naczki M, Shahidi F. 2006. Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* 41:1523-1542.

Nishiyama K, Guis M, Rose JK, Kubo Y, Bennett KA, Wangjin L, Bennett AB. 2007. Ethylene regulation of fruit softening and cell wall. *Journal of Experimental Botany*, 58(6), 1281-1290.

- Pérez-Guerra Y. 2007. Oxidación de las LDL (lipoproteínas de baja densidad) y su relación con la patogénesis de la aterosclerosis. *Revista CECIC Ciencias Biológicas* 38(1):3-11.
- Pino J, Márquez E, Quijano CE, Castro D. 2010. Volatile compounds in noni (*Morinda citrifolia* L.) at two ripening stages. *Ciência e tecnologia de alimentos*, 30(1), 183-187.
- Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A., Yang M, Rice-Evans C. 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26, 1231-1237.
- 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.
- Rodriguez F. 2007. Árboles que curan: el noni. *Kurú: Revista Forestal*, 4(10), 1-4.
- 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.
- Saborío D, Sáenz V, Arauz LF, Bertsh F. 2000. Efecto del calcio en aplicaciones precosecha y poscosecha sobre la severidad de antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) y la calidad de frutos de papaya (*Carica papaya*). *Agronomía Costarricense*, 24(2), 77-88.
- SAGARPA. 2009. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Recuperado el 16 de abril de 2018, de

<http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/AsistenciaCapacitacion/Documents/boletin/b60/experiencias/experiencia1.htm>

- SAGARPA. 2016 SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). Recuperado el 20 de abril de 2018, de http://nube.siap.gob.mx/cierre_agricola/
- Shahidi F, Naczk M. 2004. Phenolics in food and nutraceuticals: Sources, applications and health effects. Boca Raton, Florida: CRC Press. 575 p.
- Seymour GB, Ostergaard L, Chapman NH, Knapp S, Martin C. 2013. Fruit Development and Ripening. *Annual Review of Plant Biology*, 64, 219-241.
- Szóllósi R, Szóllósi-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. 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.

- Wang G, Lei Z, Zhong Q, Wu W, Zhang H, Min T, Wu H, Lai F. 2017. Enrichment of caffeic acid in peanut sprouts and evaluation of its in vitro effectiveness against oxidative stress-induced erythrocyte hemolysis. *Food Chemistry* 217:332-341.
- 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 An*, 17, 407-422.
- Zhao M, Yang Q, Lin L, Sun B, Wang Y. 2017. Intracellular antioxidant activities of selected cereal phenolic extracts and mechanisms underlying the protective effects of adlay phenolic extracts on H₂O₂-induced oxidative stress in human erythrocytes. *Journal of Functional Foods* 31:160-171.

ABREVIATURAS

AA	Ácido ascórbico
ABTS	ácido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico
bh	Base húmeda
bs	Base seca
CAO	Capacidad antioxidante
CIE	Comisión internacional de iluminación
col	Colaboradores
DCPI	2,6-diclorofenolindofenol
DPPH	2,2-difenil-1-picrilhidracilo
EAG	Equivalentes de ácido gálico
E β -C	Equivalentes de beta caroteno
EC	Equivalentes de catequina
EH	Extracto hidrofílico
EL	Extracto lipofílico
EQ	Equivalentes de quercetina
ET	Equivalentes de trolox
FD	Fibra dietaria
FDI	Fibra dietaria insoluble
FDS	Fibra dietaria soluble
FC	Folin-Ciocalteu

ANEXOS

Clasificación del estadio de maduración de frutos de noni, en base a la coloración de la cascara, mediante selección visual

Días de cosecha	Imagen	Peso (g)	Color
0		150	$L^* = 72.1900 \pm 3.35$ $a^* = -11.6875 \pm 6.26$ $b^* = 28.4000 \pm 9.70$ $C = 30.7775 \pm 11.29$ $^{\circ}\text{Hue} = 110.800 \pm 5.50$
1		145	$L^* = 73.1125 \pm 2.74$ $a^* = -10.8300 \pm 5.15$ $b^* = 27.0075 \pm 7.46$ $C = 29.1575 \pm 8.79$ $^{\circ}\text{Hue} = 110.675 \pm 4.96$
2		140	$L^* = 73.3800 \pm 2.39$ $a^* = -7.1725 \pm 3.09$ $b^* = 21.8025 \pm 5.43$ $C = 22.9875 \pm 6.07$ $^{\circ}\text{Hue} = 107.250 \pm 4.47$
3		135	$L^* = 73.6100 \pm 2.39$ $a^* = -4.75250 \pm 2.32$ $b^* = 18.5025 \pm 4.10$ $C = 19.1300 \pm 4.54$ $^{\circ}\text{Hue} = 103.725 \pm 3.68$
4		131	$L^* = 73.61 \pm 1.76$ $a^* = -4.9225 \pm 1.51$ $b^* = 22.0800 \pm 4.01$ $C = 22.6275 \pm 4.23$ $^{\circ}\text{Hue} = 102.300 \pm 1.81$