



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

Caracterización física, química, fitoquímica y de
capacidad antioxidante de partes estructurales de
papaya (*Carica papaya* L.)

TESIS

que presenta:

Guadalupe Cervantes Rubio

Para obtener el grado de

MAESTRA EN CIENCIA

Y

TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

Directores de Tesis

Dr. Armando Carrillo López

Dra. Irma Leticia Camacho Hernández.

La presente investigación, titulada “Caracterización física, química, fitoquímica y de capacidad antioxidante de partes estructurales de papaya (*Carica papaya* L.)” se llevó a cabo en los Laboratorios de Bioquímica Poscosecha de Frutas y Hortalizas y de Alimentos Funcionales de la Facultad de Ciencias Químico Biológicas de la Universidad Autónoma de Sinaloa, y en el Laboratorio de Tecnología de Alimentos y Procesos Biotecnológicos del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, Unidad Culiacán, bajo la dirección del Dr. Armando Carrillo López y de la Dra. Irma Leticia Camacho Hernández y contó con la asesoría del Dr. José de Jesús Zazueta Morales y de la M.C. Claudia Barraza Elenes. La alumna Guadalupe Cervantes Rubio recibió beca por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), y apoyo económico para asistir a congreso por el Instituto de Apoyo a la Investigación e Innovación (INAPI-SINALOA).



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Culiacán de Rosales, Sinaloa el día 3 del mes febrero del año 2017, el (la) que suscribe IIA. Guadalupe Cervantes Rubio alumno(a) del Programa de Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos con número de cuenta 1466401-1, de la Unidad Académica Facultad de Ciencias Químico Biológicas, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de Dr. Armando Carrillo López y Dra. Irma Leticia Camacho Hernández y cede los derechos del trabajo titulado "Caracterización física, química y fitoquímica y de capacidad antioxidante de partes estructurales de papaya (*Carica papaya* L.)", a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales.

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

A handwritten signature in blue ink, appearing to read "Guadalupe", is written over a horizontal line.

IIA. Guadalupe Cervantes Rubio.

AGRADECIMIENTOS

Al **Dr. Armando Carrillo** le agradezco de manera muy especial por darme la oportunidad, confianza, paciencia y sobre todo por su apoyo para realizar este trabajo.

A la **Dra. Irma Leticia Camacho Hernández** por su amable dedicación, paciencia y sobre todo por su apoyo en la realización de los análisis y por siempre motivarme en todo momento a realizar este trabajo.

A la **M.C. Claudia Barraza Elenes** por su valioso apoyo en la realización de este trabajo, por su amistad y por confiar en mí y por siempre estar presente en los momentos más difíciles.

A los **Dra. Noelia Jacobo Valenzuela** por las constantes asesorías y revisiones brindadas.

Al **Dr. José de Jesús Zazueta Morales** por las asesorías y revisiones brindadas.

Al **Dr. José Ángel López Valenzuela** y la **M.C. Jeanette Chávez Ontiveros** por el apoyo brindado en todos los aspectos.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)** y al **Instituto de Apoyo a la Investigación e Innovación (INAPI-SINALOA)** por el apoyo económico otorgado.

A la **Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS)** y la **Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos**, por aceptarme y permitir desarrollar mi potencial como estudiante de Maestría.

A todos mis compañeros de generación por hacer todo este proceso mucho más ameno, en especial **Bianca, David y Luis Ángel** por todo su apoyo consejos y regaños y sobre todo por su amistad.

A **mi familia**, por la paciencia para seguirme respaldando en este trayecto con su apoyo, consejos y cariño, en especial a mis padres **Raúl y María Teresa**, mis hermanos **Nadia, Tania y Juan** y mi abuelita **Rosa** por cuidarme desde el cielo porque gracias a su amor brindado y a sus consejos marcaron en mí una persona más dedicada.

A mi **esposo**, por creer en mí y por nunca dejarme sola en los momentos difíciles y por aconsejarme y siempre preocuparse. Muchas gracias, eres el mejor.

A todas esas personas que a pesar de la distancia o el tiempo siempre me han brindado su apoyo y amistad, además de permitirme tomar parte en sus vidas y que forman parte de la mía de una u otra manera muchas gracias.

“En todos los asuntos humanos hay esfuerzos, y hay resultados, y
la fortaleza del esfuerzo es la medida del resultado”.

— James All

ÍNDICE

	Pág.
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE CUADROS	vii
I RESUMEN	1
ABSTRACT	3
II INTRODUCCIÓN	5
III REVISIÓN DE LITERATURA	7
A PAPAYA	7
1 Origen	8
2 Taxonomía	8
3 Morfología	8
4 Variedades	11
a Maradol	11
5 Producción mundial y nacional de papaya	11
a Importancia en el estado de Sinaloa	12
6 Composición química y aspectos nutrimentales	12
a Vitamina C	14
b Fibra dietaria	17
c Minerales	18
7 Formas de consumo y usos	20
B FITOQUÍMICOS	22
1 Compuestos fenólicos	22
2 Flavonoides	24
3 Carotenoides	26
C CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	29
1 Radicales libres y especies reactivas de oxígeno.	29
2 Antioxidantes	30
3 Método DPPH (1,1-difenil-2-picrilhidrazil)	30
4 Método FRAP (poder antioxidante reductor del hierro)	31

	5 Método ABTS (2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolína-6-ácido sulfónico)	32
	6 Método ORAC (capacidad de absorción de radicales de oxígeno).	32
IV	JUSTIFICACIÓN	34
V	HIPÓTESIS	35
VI	OBJETIVOS	36
	A OBJETIVO GENERAL	36
	B OBJETIVOS ESPECÍFICOS	36
VII	MATERIALES Y MÉTODOS	37
	A MATERIALES	37
	B MÉTODOS	37
	1 Método experimental	37
	a Preparación de la muestra	37
	2 Caracterización física	38
	a Peso	38
	b Firmeza	38
	c Dimensiones	38
	d Color	38
	3 Caracterización química	39
	a Acidez titulable	39
	b pH	40
	c Sólidos Solubles totales (°Brix)	40
	4 Caracterización nutrimental	41
	a Análisis Proximal	41
	1) Humedad	41
	2) Cenizas	42
	3) Extracto etéreo	43
	4) Proteína cruda	44
	5) Carbohidratos	45
	b Vitamina C	45
	1) Curva de calibración	45

2) Extracción de la muestra	46
3) Determinación de la vitamina C	46
c Fibra dietaria	47
1) Fibra dietaria total	47
2) Fibra dietaria soluble e insoluble	49
d Minerales	50
5 Caracterización fitoquímica	51
a Compuestos fenólicos totales	51
1) Extracción de la muestra	51
2) Preparación de la curva de calibración	52
3) Determinación del contenido de compuestos fenólicos totales	52
b Flavonoides totales	53
1) Extracción de la muestra	53
2) Curva de calibración	53
3) Determinación del contenido de compuestos flavonoides Totales	53
c Carotenoides totales	54
1) Extracción de la muestra	54
2) Curva de calibración	54
3) Determinación de carotenoides totales	55
6 Determinación de la capacidad antioxidante	55
a Preparación de los extractos hidrofílicos y lipofílicos EHF y ELF para DPPH, ABTS y FRAP	55
b Método DPPH	56
1) Curva de calibración	56
2) Medición de la capacidad antioxidante	57
c Método FRAP	58
1) Curva de calibración	58
2) Medición de la capacidad antioxidante	58

	d Método ABTS	59
	1) Curva de calibración	59
	2) Medición de la capacidad antioxidante	60
	e Método ORAC	60
	1) Extracción de la muestra	61
	2) Preparación de reactivos	61
	3) Ensayo	62
	4) Valoración de resultados	63
	C DISEÑO EXPERIMENTAL	63
VIII	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
	A CARACTERÍSTICAS FÍSICAS	64
	1 Masa y dimensiones del fruto	64
	2 Firmeza	68
	3 Color	68
	B CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS	69
	1 pH, acidez titulable y sólidos solubles totales	69
	C CARACTERIZACIÓN NUTRIMENTAL	73
	1 Vitamina C	73
	2 Análisis proximal	75
	3 Fibra dietaria	77
	4 Minerales	79
	D ANÁLISIS FITOQUÍMICOS	81
	1 Cuantificación de compuestos fenólicos totales	81
	2 Cuantificación de flavonoides totales	83
	3 Cuantificación de carotenoides totales	85
	E DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE	87
	1 Método DPPH	87
	2 Método ABTS	89
	3 Método FRAP	89
	4 Método ORAC	92

IX	CONCLUSIONES	94
X	BIBLIOGRAFÍA	95
	ABREVIATURAS	111
	ANEXOS	114

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Descripción	Pág.
1	Estructuras ácido ascórbico (a) y ácido dehidroascórbico (b).	16
2	Clasificación de la fibra según grado de hidrosolubilidad.	19
3	Clasificación de compuestos fitoquímicos.	23
4	Estructuras de las principales clases de flavonoides.	25
5	Estructuras químicas de α - β - γ -caroteno, β -criptoxantina, licopeno, luteína y zeaxantina.	27
6	Propiedades físicas y químicas importantes de los carotenoides.	28
7	Porcentaje en peso de cáscara, pulpa y semilla de papaya variedad Maradol	66

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Descripción	Pág.
1	Composición en fresco del fruto de papaya (100 g).	15
2	Masa total de frutos enteros.	65
3	Dimensiones del fruto entero y de semilla de papaya.	67
4	Parámetros de color en cáscara, pulpa y semilla de papaya.	70
5	Análisis químico de las partes estructurales de papaya.	72
6	Contenido de ácido ascórbico presente en papaya.	74
7	Análisis proximal, en cáscara, pulpa y semilla de papaya.	76
8	Porcentaje de fibra dietaria total (FDT), insoluble (FDI) y soluble (FDS) de las partes estructurales de papaya.	78
9	Contenido de minerales mayores y menores en partes estructurales de papaya.	80
10	Contenido de FT en cáscara, pulpa y semilla de papaya.	82
11	Contenido de Flavonoides en cáscara, pulpa y semilla.	84
12	Contenido de compuestos carotenoides en cáscara, pulpa y semilla de papaya.	86
13	Capacidad antioxidante DPPH en EHF y ELF de cáscara, pulpa y semilla de papaya.	88
14	Capacidad antioxidante ABTS en EHF y ELF de cáscara, pulpa y semilla de papaya.	90
15	Capacidad antioxidante FRAP en EHF y ELF de cáscara pulpa y semilla de papaya.	91
16	Capacidad antioxidante ORAC en EHF y ELF de cáscara, pulpa y semilla de papaya.	93

I. RESUMEN

La papaya (*Carica papaya* L.) es un fruto importante a nivel mundial por su valor nutrimental. Sin embargo, existe escasa información sobre la composición química y fitoquímica de la cáscara y semilla. El objetivo de este trabajo fue realizar una caracterización física, química y fitoquímica de cáscara, pulpa y semilla de papaya y de capacidad antioxidante (CAO) de sus extractos hidrofílicos (EHF) y lipofílicos (ELF), mediante las metodologías DPPH, ABTS, FRAP y ORAC. Se utilizaron frutos en etapa de madurez 5. El peso promedio de los frutos enteros fue de 2303 ± 388.96 g y el de las de semillas de 0.77 ± 0.043 g. Las dimensiones longitudinales y ecuatoriales para el fruto entero mostraron valores promedios de 33.90 ± 0.78 cm y 10.50 ± 1.23 cm, respectivamente; y para semilla las dimensiones fueron 0.45 ± 0.08 cm de largo y 0.28 ± 0.04 cm de ancho. La firmeza en el fruto entero fue de 21.02 ± 9.4 N. En cuanto a pH se obtuvieron valores de 5.16 ± 0.2 para cáscara, 5.65 ± 0.06 para pulpa y 6.06 ± 0.1 para semilla, presentando diferencia significativa entre las tres partes estructurales. Para el caso de SST se obtuvieron valores para cáscara, pulpa y semilla de 8.00 ± 0.4 , 9.60 ± 0.5 y 4.80 ± 0.2 °Brix, presentando diferencias significativas entre las tres partes estructurales. En acidez titulable se obtuvieron valores de (0.07 ± 0.005 , 0.04 ± 0.002 y 0.02 ± 0.002 % ácido cítrico), en cáscara, pulpa y semilla, presentando diferencia significativa entre las tres partes estructurales y siendo la semilla la que obtuvo mayor contenido de acidez titulable. El mayor contenido de ácido ascórbico fue en pulpa (400.92 ± 0.01 mg/100g bs), respecto a cáscara (257.64 ± 0.06 mg/ 100g bs) y en semilla no fue detectada. En el análisis proximal (% bs, excepto humedad) se obtuvieron los siguientes

valores, humedad 7.64 ± 0.03 , 89.19 ± 0.06 y 83.38 ± 0.02 para cáscara, pulpa y semilla de papaya. En cuanto al porcentaje de cenizas, se obtuvieron valores de (3.10 ± 0.24 %, 0.78 ± 0.50 % y 1.78 ± 0.50 %) para cáscara, pulpa y semilla, presentando diferencia significativa entre las tres partes estructurales. Los resultados en proteína cruda fueron de (19.68 ± 5.25 %, 5.25 ± 0.60 % y 20.56 ± 0.33 %) para cáscara, pulpa y semilla, siendo la semilla la que presentó mayor porcentaje de proteínas. En cuanto al extracto etéreo fue superior en semilla con 15.6 ± 0.06 %, respecto a pulpa (0.55 ± 0.30 %) y cáscara (2.74 ± 0.25 %), encontrándose diferencias significativas en las tres partes estructurales. El mineral predominante identificado fue K con niveles de 3280.15 ± 100 , 1900.94 ± 156 y 2086 ± 436 mg/ g bs para cáscara, pulpa y semilla, respectivamente. El mayor contenido de CFT fue en cáscara (8.59 ± 0.29 mg EAG/g bs), seguida de pulpa (6.96 ± 0.26 mg EAG/g bs) y semilla (5.85 ± 0.12 mg EAG/g bs). En Flavonoides totales el mayor contenido se encontró en cáscara (7.55 ± 0.59 mg EQ/g bs), seguido de semilla (2.82 ± 0.13 mg EQ/g bs) y pulpa (3.80 ± 0.01 mg EQ/g bs) encontrándose diferencia significativa entre las tres partes estructurales. Para carotenoides totales el valor más elevado fue en pulpa (586.57 ± 21.85 μ g E β Car/g bs) respecto a cáscara (518.99 ± 13.76 μ g E β Car/g bs) y semilla (113.03 ± 9.06 μ g E β Car/g bs), encontrándose diferencia estadística significativa entre las tres partes estructurales. La CAO de los EHF fue superior a la CAO de los ELF y cáscara presentó la mayor CAO con respecto a pulpa y semilla, por la mayoría de las metodologías, encontrándose diferencia estadística significativa entre las tres partes estructurales, excepto por los métodos FRAP y ABTS de los EHF.

ABSTRACT

Papaya (*Carica papaya* L.) is an important fruit worldwide for his nutrimental value. However, there is little information about the chemical and phytochemical composition of its peel and seed. The objective of this work was to perform a physical, chemical and phytochemical characterization of the hydrophilic (EHF) and lipophilic extracts (ELF) of papaya peel, pulp and seed and antioxidant capacity (CAO) by the DPPH, ABTS, FRAP and ORAC. Fruits were used in maturity stage 5. The average weight of the whole fruits of papaya was of 2303 ± 388.96 g and of the seeds of 0.77 ± 0.043 , corresponding in percentage to for 4.91 ± 1.63 % for peel, 86.96 ± 2.77 % for pulp and 8.13 ± 3.27 % for seeds. The longitudinal and equatorial dimensions for the whole fruit showed average values of 33.90 ± 0.78 cm and 10.50 ± 1.23 cm, respectively; and for seed the dimensions were 0.45 ± 0.08 cm long, 0.28 ± 0.04 cm wide. The firmness in the whole fruit was 21.02 ± 9.4 N. In terms of pH, values of 5.16 ± 0.2 for peel, 5.65 ± 0.06 for pulp and 6.06 ± 0.1 for seed were obtained, presenting a significant difference among the three structural parts and the seed having the highest pH. For the case of SST, values of 8.00 ± 0.4 , 9.60 ± 0.5 and 4.80 ± 0.2 °Brix were obtained for peel, pulp and seed, respectively; presenting significant differences among them. In titratable acidity values (0.07 ± 0.005 , 0.04 ± 0.002 and 0.02 ± 0.002 were obtained, as citric acid), in peel, pulp and seed, presenting significant difference among the three structural parts and being the seed which obtained the highest acidity content titratable. The highest content of ascorbic acid was in pulp (400.92 ± 0.01 mg/100g dw), with respect to peel (257.64 ± 0.06 mg/100g dw) and in seed was not detected.

In the proximate analysis (% dw, except for moisture), the following values were obtained: humidity 7.64 ± 0.03 , 89.19 ± 0.06 and 83.38 ± 0.02 for peel, pulp and seed. Ashes showed percentage of 3.10 ± 0.24 % in peel, 0.78 ± 0.50 % in pulp and 1.78 ± 0.50 % in seed, with a significant difference among the three structural parts. As for the percentage of ash, values of $3.10 \pm 0.24\%$, $0.78 \pm 0.50\%$ and $1.78 \pm 0.50\%$ were obtained for peel, pulp and seed, respectively, presenting significant difference among the three structural parts. The results in crude protein were 19.68 ± 5.25 % for peel, 5.25 ± 0.60 % for pulp and 20.56 ± 0.33 % for seed, with the seed having the highest percentage of proteins compared to pulp and peel. Ether extract was superior in seed with 15.6 ± 0.06 %, in pulp was 0.55 ± 0.30 % and peel 2.74 ± 0.25 %, with significant differences among the three structural parts. The predominant mineral identified was K with levels of 3280.15 ± 100 , 1900.94 ± 156 and 2086 ± 436 mg/ g dw for peel, pulp and seed, respectively. The highest CFT content was for peel (8.59 ± 0.29), followed by pulp (6.96 ± 0.26) and seed (5.85 mg EAG/g dw ± 0.12). In total flavonoids, the highest content was found in peel (7.55 ± 0.59), followed by seed (3.80 ± 0.01) and pulp (2.82 mg EQ/g dw ± 0.13), with a significant difference among the three structural parts. For total carotenoids the highest value was for pulp with 586.57 μ g E β -Car/g dw ± 21.85 , for peel 518.99 ± 13.76 and seed 113.03 ± 9.06 , with a statistically significant difference among the three structural parts analyzed. The CAO of the EHF was higher than the CAO of the ELF and shell presented the highest CAO with respect to pulp and seed, by most of the methodologies, being significant statistical difference between the three structural parts, except for the FRAP and ABTS methods of the EHF.

II INTRODUCCIÓN

Las frutas han sido utilizadas desde principios de los tiempos, entre los productos alimenticios que el hombre consume para obtener la energía y los requerimientos necesarios para subsistir.

En los últimos años, el consumo de frutas y verduras ha aumentado considerablemente debido a que contribuyen a la reducción de varias enfermedades, incluidas las cardiovasculares, neurológicas y enfermedades cancerosas (Yahia 2010). Además de ser fuente de vitaminas y minerales, son una excelente fuente de otros compuestos fitoquímicos con potencial importancia biológica para el hombre, que pueden ser aportados mediante el consumo de estos alimentos tanto en fresco o tras sufrir procesos culinarios, caseros o industriales (Dembitsky y col 2011).

Los fitoquímicos son compuestos que poseen capacidad biológica, se encuentran abundantemente en frutas, verduras y en productos lácteos. Dentro de ellas hay sustancias de diversas familias químicas que poseen estructuras y propiedades muy variadas, como son los polifenoles, entre los que se incluyen los pigmentos taninos, flavonoles, isoflavonas, lignanos, estilbenoides y derivados de ácidos aromáticos, entre otros, los glucosinolatos, los derivados azufrados de las Aliáceas, compuestos terpenoides, como los carotenoides, etc. (Vijaya y col 2010).

La papaya es una fruta con alto valore nutricionale y medicinal. De hecho, el Centro para la Ciencia en el Interés Público, Washington, DC ha clasificado a la papaya en el top 5 (con guayaba, sandía, pomelo y kiwi) entre 38 frutas comunes basado en las puntuaciones nutricionales y el porcentaje cantidad diaria

recomendada (RDA) para la vitamina A, vitamina C, potasio, ácido fólico, niacina, tiamina, riboflavina, hierro y calcio más fibra (CSPI_1998).

El objetivo de este estudio es estudiar las características físicas, químicas y capacidad antioxidante de papaya. Para esto se evaluó la capacidad antioxidante de cascara, semilla y pulpa. Así, como también, el contenido de compuestos fenólicos, flavonoides, taninos y carotenoides por diferentes metodologías (DPPH, ABTS, FRAP y ORAC).

III REVISIÓN DE LITERATURA

A Papaya (*Carica papaya* L.)

La papaya (*Carica papaya* L.) es un fruto, una baya que contiene alrededor de 500 semillas ovoides, negras, de 5 mm de largo y encerradas en un arilo transparente y gelatinoso. En cuanto al tamaño y peso del fruto, éste puede ser de entre 10-25 cm o más de largo y 7-15 cm o más de diámetro, y oscila entre 400 gramos y 6 kilos, dependiendo de la variedad y de su posición en la planta; los más grandes son aquellos ubicados en la parte baja del tallo, y conforme aumenta la altura va disminuyendo el tamaño del mismo, de manera que los ubicados en la zona superior son los más chicos. Para favorecer su desarrollo, se acostumbra realizar aclareo de flores y frutos, eliminando los más defectuosos y distribuyéndolos equitativamente para evitar que se dañen entre sí (Sancho y Baranoa 1991).

Se cultiva en zonas tropicales y subtropicales (Teixeira-da-Silva y col 2007), siendo uno de los frutos más importantes en el mundo debido a su alto rendimiento y valor nutricional, ya que posee vitaminas y minerales, que son elementos fundamentales en los procesos bioquímicos y metabólicos que tienen lugar en el cuerpo humano (Hernández-Abíter 2004). Además, este fruto es relativamente fácil de cultivar, está disponible todo el año y tiene muchos usos a nivel doméstico e industrial (Chávez--Sánchez 1996).

La papaya es una fruta muy saludable que ofrece un efecto favorable a la digestión y asimilación de los alimentos, además posee importantes propiedades antioxidantes (Maruchi-Alonso y col 2008; Gayosso García y col 2010); apreciada por

su atractivo color de la pulpa sabor, succulencia y aroma característico (Rivera-López y col 2005).

1 Origen

La primera mención de la existencia del árbol de papaya (*Carica papaya* L.) se hizo en Europa en 1535 por el autor español, GH de Oviedo, en su libro, "La física Historia de las Indias", en la que informó al Rey de España del descubrimiento de las papayas que crecen entre el sur de México y el norte de Nicaragua. Se cree que fue a partir de esta región que las primeras semillas fueron llevadas a Panamá, Santo Domingo, ciertas islas del Caribe, y partes de América del Sur (Lassoudière 1968).

Algunos informes sostienen que esta especie se originó en el sur de México y Nicaragua (Chan y Paull 2008), mientras que otros sugieren un origen en el noroeste de América del Sur (Serrano y Cattaneo 2010). Tras el descubrimiento del Nuevo Mundo, el árbol de la papaya se extendió ampliamente en las zonas tropicales, sobre todo en África y Asia.

2 Taxonomía

La papaya pertenece a la clase *Magnoliopsida*, al orden *Violales*, a la familia *Caricaceae* y al género *Carica* L. (Sancho y Baraona 1991).

3 Morfología

La planta es una hierba arborescente de crecimiento rápido, de corta vida, de tallo sencillo o algunas veces ramificado, de 2-10 m de altura, con el tronco recto, cilíndrico, suave, esponjoso-fibroso suelto, jugoso, hueco, de color gris o café grisáceo, de 10-30 cm de diámetro y endurecido por la presencia de cicatrices grandes y prominentes causadas por la caída de hojas e inflorescencias (INFOAGRO

2015). El sistema radicular es muy superficial, lo que condiciona el laboreo del terreno. Las hojas son alternas, aglomeradas en el ápice del tronco y ramas, de pecíolo largo; ampliamente patentes, de 25-75 cm de diámetro, lisas, más o menos profundamente palmeadas con venas medias robustas, irradiantes; la base es profundamente cordada con lóbulos sobrepuestos; hay de 7-11 lóbulos grandes, cada uno con la base ancha o un tanto constreñido y acuminado, ápice agudo, pinatinervado.

El haz de la hoja es de color verde oscuro o verde amarillo, brillante, marcado en forma visible por las nervaduras hundidas de color blanco amarillento y las venas reticuladas; por debajo es de color verde amarillento pálido y opaco con nervaduras y venas prominentes y visibles; el pecíolo es redondeado de color verde amarillento, teñido con morado claro o violeta, fistular, frágil, de 25-100 cm de largo y 0,5-1.5 cm de grueso (INFOAGRO 2015).

Los arbustos de papayo tienen tres clases de formas diferentes; unos con flores femeninas, otros con flores hermafroditas y otros con flores masculinas.

Las flores femeninas tienen un cáliz formado por una corona o estrella de cinco puntas muy pronunciada y fácil de distinguir. Encima de éste se encuentra el ovario, cubierto por los sépalos; éstos son cinco, de color blanco amarillo, y cuando muy tiernos, ligeramente tocados de violeta en la punta; no están soldados. Los estigmas son cinco, de color amarillo, y tienen forma de abanico. Los frutos de este pie son grandes y globosos (INFOAGRO 2015).

Las flores hermafroditas tienen los dos sexos y el árbol que las posee tiene a su vez tres clases de flores diferentes. Una llamada pentandria, parecida a la flor

femenina, pero al separar los pétalos se aprecian cinco estambres y el ovario es lobulado. Los frutos de esta flor son globosos y lobulados. Otro tipo de flor es la llamada elongata y tiene diez estambres, colocados en dos tandas; la flor es alargada y de forma cilíndrica, al igual que el ovario, dando frutos alargados. El último tipo de flor es la intermedia o irregular, no es una flor bien constituida, formando frutos deformes (INFOAGRO 2015).

El fruto es una baya ovoide-oblonga, piriforme o casi cilíndrica, grande, carnosa, jugosa, ranurada longitudinalmente en su parte superior, de color verde amarillento, amarillo o anaranjado amarillo cuando madura, de una celda, de color anaranjado o rojizo por dentro con numerosas semillas parietales y de 10-25 cm o más de largo y 7-15 cm o más de diámetro. Las semillas son de color negro, redondeadas, u ovoides de 3.7 a 4.5 mm de largo por 2 a 2.8 mm de ancho–; los cotiledones son ovoide-oblongos, aplanados y de color blanco (INFOAGRO 2015).

Las flores masculinas crecen en largos pedúnculos de más de medio metro de longitud y en cuyos extremos se encuentran racimos constituidos por 15-20 florecillas. Las flores están formadas por un largo tubo constituido por los pétalos soldados, en cuyo interior se encuentran 10 estambres, colocados en dos tandas de a cinco cada una. La flor tiene un pequeño pistilo rudimentario y carece de estigmas. Estas flores no dan frutos, pero si lo hacen son alargados y de poca calidad (INFOAGRO 2015).

4 Variedades

Gracias a que el papayo se reproduce por semilla, se han desarrollado un gran número de variedades, empleándose en cada zona de cultivo las mejores adaptadas a sus condiciones climáticas (INFOAGRO 2015).

En países como Cuba, Brasil, Taiwán y otros del África del Sur se han desarrollado variedades e híbridos que han podido adaptarse a diferentes países de condiciones climáticas similares (SAGARPA 2014).

Destacan las variedades Solo, Bluestem, Graham, Betty, Fairchild, Rissimee, Puna, Hortusgred, Higgins, Wilder, Hortus Gold, Petersen, Zapote, Pusa y Maradol (INFOAGRO 2015).

a Maradol

Es un cultivar ginodioico (población compuesta por plantas hermafroditas y femeninas), de origen cubano, introducido a México en 1977 por CONAFRUT. La fruta es alargada, cilíndrica, de gran tamaño y pueden llegar a pesar entre 1 y 3 Kg. La piel de la fruta es lisa y delgada, de color verde y no se torna amarilla conforme va madurando. La pulpa es de color roja o amarilla que se atribuye a la presencia de criptoxantina β , licopeno y caroteno ζ y β (Sañudo-Barajas y col 2008) y su sabor es dulce, aunque no es tan intenso como las variedades Hawaianas. Resultan muy sensibles a enfermedades poscosecha como la antracnosis- (Chan y Paull 2008).

5 Producción mundial y nacional de papaya

La papaya se produce en más de 60 países y su producción se concentra en naciones en vías de desarrollo. En 2012 la producción de papaya se estimó en 11.22

millones de toneladas y la tasa de crecimiento anual de su producción a nivel mundial fue del 4.35 % (FAOSTAT 2012).

En la actualidad, India representa el primer productor mundial de papaya con 5,544,000 toneladas; mientras que Brasil ocupa el segundo lugar con 1,582,638 toneladas producidas e Indonesia ocupa el tercer lugar con 871,275 toneladas.

México por su parte ocupa el sexto lugar en producción con 764,514 toneladas y el primer lugar en exportación, con un valor de producción de \$2,600 millones lo cual indica su importancia económica en los mercados nacionales e internacionales. Los principales estados productores son Veracruz, Colima, Michoacán, Chiapas, Oaxaca y Yucatán (SAGARPA 2015).

a Importancia en el estado de Sinaloa

Sinaloa ocupa actualmente el décimo quinto lugar (de 20 estados productores), donde se reporta que para el ciclo 2014 una superficie plantada de 378 hectáreas, de las cuales 217 corresponden a el municipio de El Rosario (con una producción de 55.0 t/ha), Mazatlán 33 con 120 hectáreas (80.0 t/ha), Culiacán con 30 hectáreas (13.8 t/ha), Elota con 6 (17.8 t/ha) y Escuinapa con 5 hectáreas (6.5 t/ha). Donde se siembra principalmente la variedad Maradol (SAGARPA, 2014).

6 Composición química y aspectos nutrimentales

La papaya es un fruto sumamente alimenticio, y es muy solicitado por los consumidores que tienen preferencia por las frutas que además de agradable sabor poseen un contenido alto de nutrientes (Arango-Wiesner 2012).

El contenido de vitaminas, minerales y proteínas, hacen sobresalir esta fruta por sus características medicinales, debido a su contenido en carotenos, que son las

sustancias precursoras de la vitamina A; y por su contenido en vitaminas B1, B2, C y D, además de minerales como el calcio, potasio, sodio y magnesio (CONAFRUT-FAO 2012; Arango-Wiesner 2012). Su valor nutritivo es alto: cien (100) gramos de pulpa suministra los requerimientos mínimos diarios de vitamina C y la mitad de la vitamina A. El contenido de vitamina C se incrementa gradualmente durante el desarrollo y maduración de las frutas a diferencia de las demás frutas cuyos niveles de vitamina C disminuyen a medida que estas maduran (Arango-Wiesner 2012).

La papaya es uno de los frutos tropicales con importantes propiedades antioxidantes, ya que contienen compuestos bioactivos de diferentes clases químicas tales como compuestos fenólicos (ácido ferúlico, ácido caféico y rutina), carotenoides (licopeno, β -criptoxantina y β -Caroteno) y vitaminas (vitamina C) (Gayosso-García y col 2010; Robles-Sánchez y col 2007).

La composición típica de la papaya se muestra en el **Cuadro 1**. La papaya es baja en calorías (Teixeira-da-Silva y col 2007; CONAFRUT-FAO 2012). Además, prácticamente no contiene almidón (Chávez-Sánchez 1996). 100 g de pulpa contiene entre 2000 a 3000 unidades de vitamina A y 33 a 55 mg de vitamina C, y cantidades variables de vitamina B. El contenido de azúcar en la papaya varía considerablemente, dependiendo de la variedad y las condiciones de cultivo. La composición de azúcares en la papaya madura es de 48.13% de sacarosa, 29.8% de glucosa y 21,9% de fructosa. Contiene unos 106 compuestos volátiles siendo el linalol el compuesto mayoritario el causante del olor característico de la papaya fresca (Ceballos-Chan 2005).

a Vitamina C

La vitamina C es un compuesto de seis carbonos que estructuralmente está relacionado a la glucosa. Está conformado de dos compuestos: L-ácido ascórbico, el cual es un fuerte agente reductor, y el ácido dehidroascórbico que es su forma oxidada (**Figura 1a y 1b**). Ambas presentan actividad biológica y son interconvertibles por reacciones de óxido-reducción (Basu y Dickerson, 1996). La mayor parte de la vitamina C existente en fluidos y tejidos está en su forma reducida, a comparación de la forma oxidada que está presente en menos del 10%. Al ejercer su función como antioxidante, la vitamina C es capaz de desintoxicar carcinógenos y puede proteger las membranas celulares y al ADN de daño oxidativo. También se ha demostrado que la vitamina C suprime y reduce nitritos, evitando así la formación de compuestos N-nitrosos. La vitamina C también reduce radicales superóxido, peróxido e hidroxilo, ácido hipocloroso y otras especies reactivas oxidantes que se pueden presentar en forma intracelular o extracelular y que pueden ser producidos por varios mecanismos (Rumsey y col, 1999).

La vitamina C juega un papel importante en muchas reacciones que involucran oxigenasas. Estas reacciones también requieren oxígeno molecular y Fe^{+2} o Cu^{+2} como cofactores. El ácido ascórbico interviene en ambos roles, ya sea que puede actuar como fuente directa de electrones para reducir el oxígeno molecular, o como agente protector para el mantenimiento del hierro y cobre en la reducción de sus estados químicos (Leong y Shui, 2002).

Cuadro 1. Composición en fresco del fruto de papaya (100 g).

Componente	Cantidad
Humedad	85.90-92.60 g
Proteínas	0.081-0.34_g
Grasas	0.05-0.96_g
Hidratos de carbono	6.17-6.75_g
Fibra cruda	0.51-1.30_g
Cenizas	0.31-0.66_g
Calcio	12.90-40.80_mg
Hierro	0.25-0.78_mg
Potasio	183.0_mg
Sodio	4.0_mg
Fósforo	12.0_mg

Fuente: Ceballos-Chan 2005.

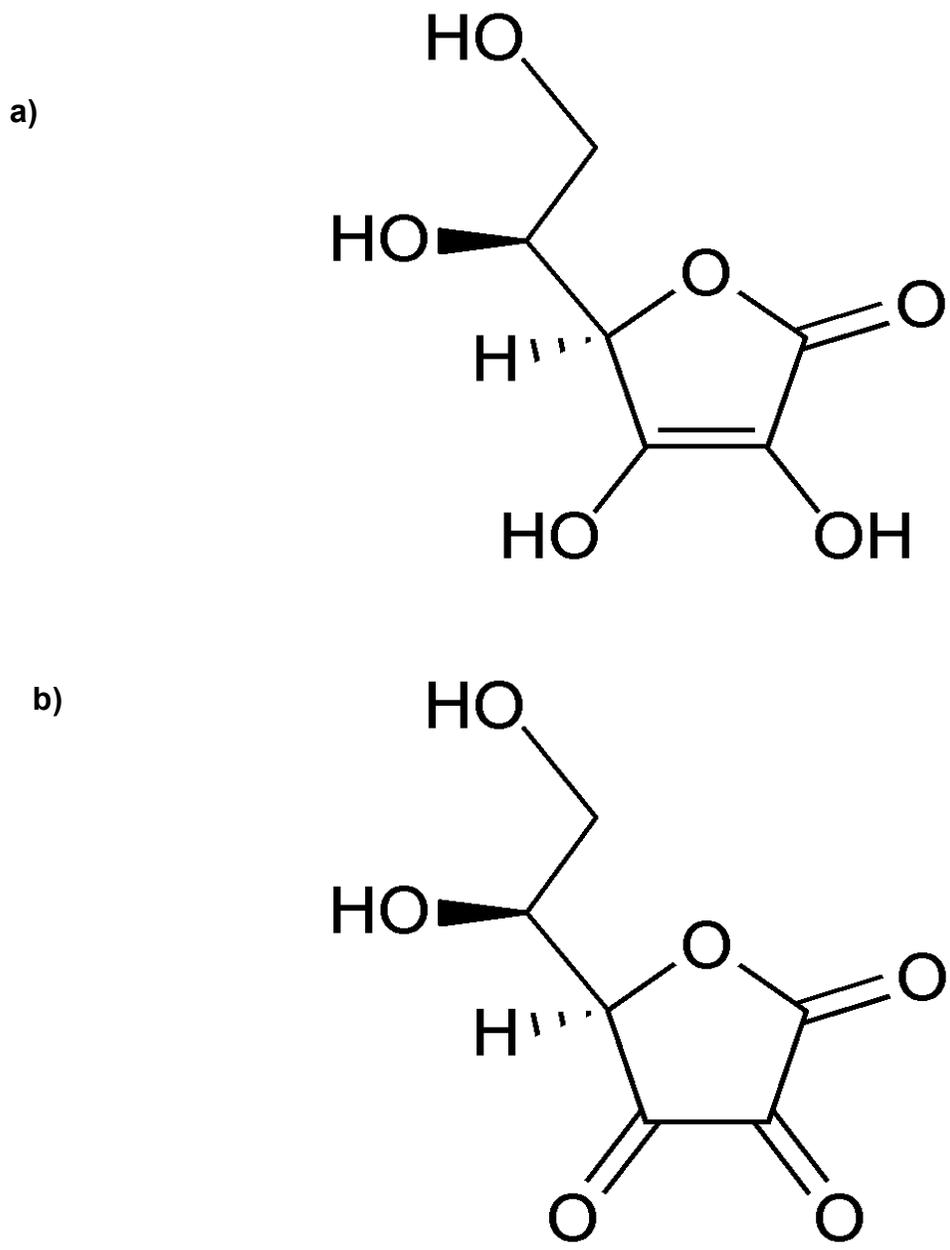


Figura 1. Estructuras ácido ascórbico (a) y ácido dehidroascórbico (b) (Fennema 1976).

a Fibra dietaria

La fibra dietaria como una clase de compuestos, está conformada por una mezcla de polímeros de hidrato de carbono provenientes de las plantas, que incluye oligosacáridos y polisacáridos entre los que se encuentran la celulosa, hemicelulosa, sustancias pécticas, gomas, almidones resistentes, inulina, que pueden estar asociados con lignina y otros componentes no almidón (polifenoles, ceras, saponinas, cutinas, fitatos, proteínas resistentes) (Elleuch 2011).

La fibra dietaria no debe ser considerada como una entidad homogénea y probablemente sería más adecuado referirse a ella como “fibras” en plural (Escudero 2006). No existe una definición universal ni tampoco un método analítico que mida todos los componentes alimenticios que ejercen los efectos fisiológicos de la fibra, aun así y mientras han ido aumentando los conocimientos sobre ella, tanto a nivel estructural como en sus efectos fisiológicos, se han dado diferentes definiciones que amplían su concepto. Según Rojas-Hidalgo (2001), la fibra no es una sustancia, sino un concepto, más aún, una serie de conceptos diferentes en la mente del botánico, químico, fisiólogo, nutriólogo o gastroenterólogo.

La Asociación Americana de Químicos de Cereales (AACC, 2001) define a la fibra dietaria como: “la parte comestible de las plantas o hidratos de carbono análogos que son resistentes a la digestión y absorción en el intestino delgado, con fermentación completa o parcial en el intestino grueso, la cual incluye polisacáridos, oligosacáridos, lignina y sustancias asociadas a la planta y que promueven efectos fisiológicos benéficos como laxante y/o modulador de los niveles de colesterol y/o glucosa en la sangre.

El efecto fisiológico de la fibra dietaria está relacionado a las propiedades fisicoquímicas y funcionales. Es ampliamente reconocido que las fibras dietarias obtenidas por diferentes metodologías y de diferentes fuentes, se comportan de una manera diferente durante su tránsito por el tracto intestinal, según su composición química, características fisicoquímicas y al procesamiento alimenticio al cual se sometieron (Chau y Huang 2003).

De acuerdo a la American Dietetic Association, nuestro cuerpo necesita fibra para su buen funcionamiento, por lo que se recomienda consumir de 20-35 gramos de fibra al día (Rayas-Duarte y Romero-Baranzini 2008).

La fibra dietaria puede ser clasificada en base a su solubilidad en agua, soluble (FDS) e insoluble (FDI) (**Figura 2**). Ambas fracciones poseen efectos fisiológicos totalmente distintos. Las fibras solubles están formadas por gomas, mucílagos y pectinas, y tienen la capacidad de retener agua y formar geles. Se caracterizan porque gran parte de ella sufre procesos bacterianos de fermentación en el colón. Sus efectos fisiológicos se asocian generalmente con la disminución de colesterol en sangre y con el control de glucosa en sangre (Chandalia y col 2000), guardando una relación estrecha con el desarrollo de enfermedades cardiovasculares y la diabetes.

a Minerales

Los minerales se requieren para la función celular normal, y son fundamentales para la activación de la enzima, la formación ósea, la composición de la hemoglobina, la expresión génica, y aminoácidos, lípidos y metabolismo de los carbohidratos (Instituto de Medicina 2004).

Fibra	Lignina		Insoluble en agua ("fibra insoluble")
	Polisacáridos no almidónicos	Celulosa	
		Hemicelulosa (tipo B)	
Hemicelulosa (tipo A) Pectinas Gomas Mucílagos Otros Polisacáridos	Soluble en agua ("fibra soluble")		
Sustancias análogas a la fibra	Inulina Fructooligosacáridos		En su mayoría soluble en agua
	Almidón resistente		
	Azúcares no digestibles		

Figura 2. Clasificación de la fibra según grado de hidrosolubilidad. (Escudero-Álvarez y González-Sánchez 2006).

Muchos minerales son obtenidos como iones inorgánicos a excepción de N, S y P, los cuales son obtenidos predominantemente de aminoácidos y otras moléculas orgánicas para el caso de los dos primeros, mientras que para el último se obtiene de nucleótidos, ácidos nucleicos y fosfolípidos (Grusak, 2002).

7 Formas de consumo y usos

La papaya se consume principalmente como fruta fresca, por su excelente sabor y textura (Arango-Wiesner y Román-Hoyos 2012). Se utiliza también para la fabricación de refrescos, mermeladas y helados, también se conserva en almíbar. Se utiliza en la medicina, en tratamientos de los sistemas digestivos, circulatorio y urinario, etc. La papaya también se ha utilizado en la cosmetología, especialmente en la fabricación de cremas, enjuagues, acondicionadores, tratamientos reductivos, etc. Asimismo, la papaya es importante en el aspecto industrial, por su contenido en papaína, que es una enzima proteolítica, utilizada con diversos propósitos (Hernández-Albítier 2004).

La papaína, que se encuentra en los tejidos verdes de las plantas y en especial de los frutos verdes posee la cualidad de disolver y digerir los albuminoides. Gracias a estas cualidades es utilizada en la medicina para el control de insuficiencia gástricas, en la digestión de tejidos putrefactos, en heridas gangrenosas y para estudios citológicos en la determinación del cáncer estomacal. En la industria textil se usa la papaína para suavizar la lana, la ceda. Además, se emplea para el ablandamiento de carnes mediante la inyección a la res, minutos antes de su sacrificio o en forma directa rociando con papaína el corte de carne al momento de su cocción (Arango-Wiesner y Román-Hoyos 2012).

Los alimentos de origen vegetal como cereales, frutas y vegetales son una importante fuente de minerales esenciales requeridos en la dieta humana (USDA, 2011), los cuales aportan una contribución significativa a las necesidades diarias en todas las etapas de la vida (ADA, 2002).

Todas las plantas contienen ciertos niveles de cada uno de los siguientes elementos para su correcto funcionamiento: N, S, P, K, Ca, Mg, Cl, Fe, Zn, Mn, Cu, B, Mo y Ni. De los cuales, todos han sido confirmados de ser esenciales para el organismo humano, a excepción del B y Ni, que aunque existen reportes que los atribuyen como tal, se necesita más investigación para tener una mejor idea (Nielsen, 1996). En el caso del Na, Cr, I y Se también son requeridos como esenciales por el organismo humano, pero no en el caso de las plantas. Afortunadamente para los humanos, estos minerales “faltantes” pueden ser adquiridos por parte de los organismos vegetales a través de procesos metabólicos que se llevan a cabo en sus raíces (Kabata-Pendias, 1992).

Los minerales son necesarios para la vida humana y juegan papeles muy importantes en varias funciones metabólicas como el mantenimiento del pH, presión osmótica, conducción nerviosa, contracción muscular, producción de energía, entre otros (Barroso y col., 2009). Dependiendo de las cantidades a necesitar en el consumo, los minerales pueden ser divididos en dos grupos principales: macrominerales (g o mg/día) y microminerales (mg o µg/día). Fisiológicamente, los macrominerales más importantes son el Ca, K, Na y Mg, los cuales son necesarios en cantidades mayores de 100 mg por día, mientras que, dentro de los

microminerales, los más importantes son Fe, Cu, Mn y Zn que son necesitados en cantidades muy pequeñas (Silvera y Rohan, 2007).

B FITOQUÍMICOS

Los fitoquímicos (de la palabra griega fito, que significa planta), son componentes químicos naturales, biológicamente activos, que se encuentran en los alimentos derivados de plantas. En éstas, tales sustancias actúan como sistemas de defensa naturales para sus plantas huéspedes, protegiéndolas de infecciones y de invasiones microbianas y confiriéndoles color, aroma y sabor (Kalt 2001). Estos compuestos bioactivos incluyen: carotenoides, fenólicos, tales como flavonoides y catequinas, fitoestrógenos, como isoflavones y lignanos, glucosinolatos, fitoesteroles, terpenoides, y saponinas (**Figura 3**). Para la mayoría de los fitoquímicos, todavía no se conocen bien sus bases moleculares, ni sus interacciones con otros componentes dietéticos (Liu 2004).

1 Compuestos Fenólicos.

Los compuestos fenólicos 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). Existen más de 8000 compuestos fenólicos en la naturaleza, entre los que se encuentran los ácidos fenólicos, taninos, estilbenos, lignanos, pero sobre todo los flavonoides que comprenden más de la mitad de esa cifra (D'Archivio y col 2007).

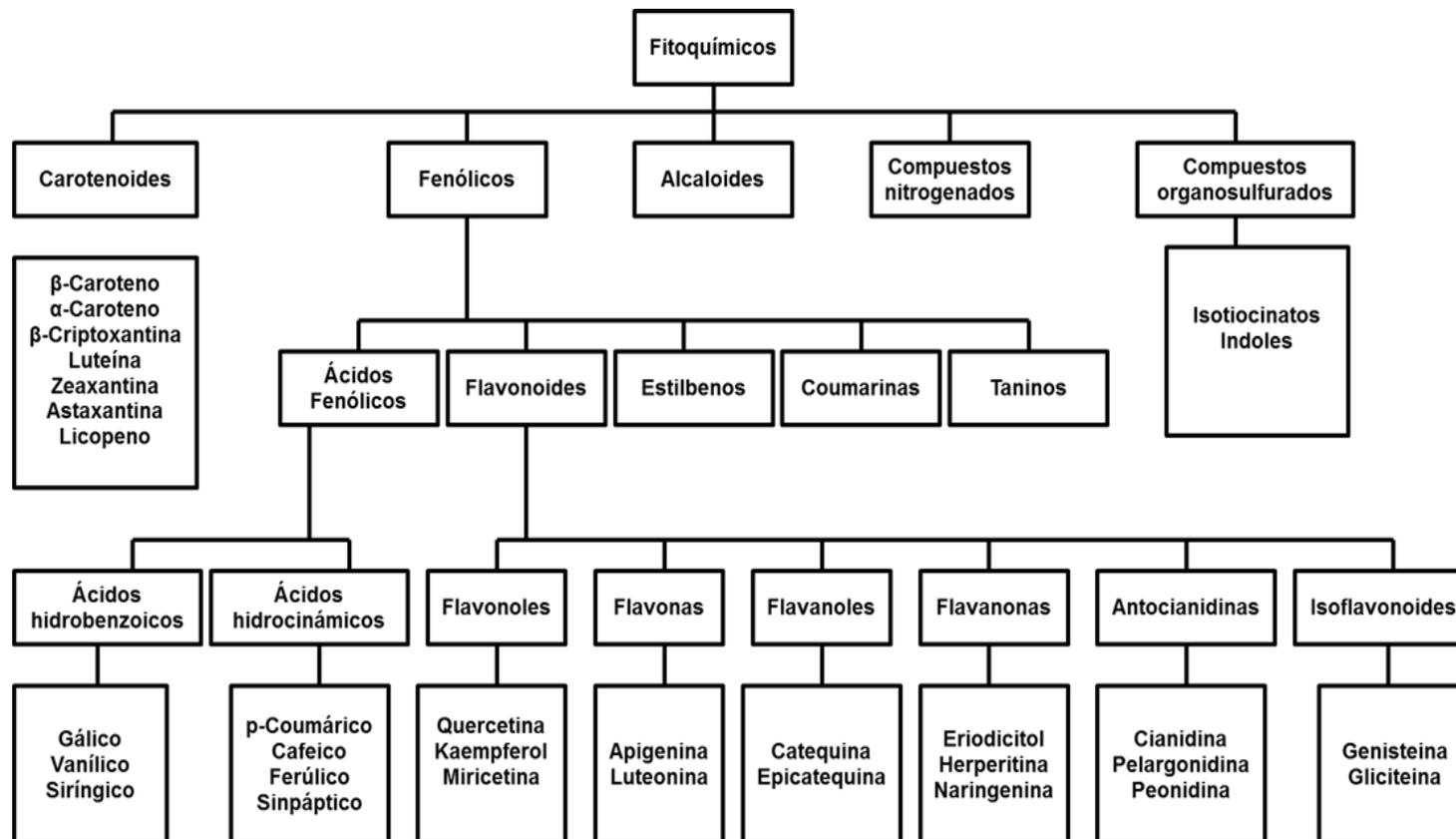


Figura 3. Clasificación de los fitoquímicos de la dieta. Fuente: Liu 2004

En los alimentos, los compuestos fenólicos contribuyen al amargor, astringencia, color, sabor, olor y estabilidad oxidativa, además de que confieren beneficios a la salud (Naczk y Shahidi 2006). La propiedad antioxidante de los compuestos fenólicos se debe a la facilidad que tienen éstos para ceder un electrón o el átomo de hidrógeno de sus grupos hidroxilos, y también a la estabilidad del fenol oxidado, producto de la cesión del electrón.

2 Flavonoides

Los flavonoides son compuestos de bajo peso molecular, que consisten de quince átomos de carbono, organizados en una configuración C6-C3-C6, donde esencialmente se conforman de una estructura de dos anillos aromáticos, A y B, unidos por un puente de 3 carbonos en forma de un anillo heterocíclico C.

El anillo aromático A es derivado de la ruta metabólica del acetato-malonato, mientras que el anillo B es derivado de la fenilalanina por la ruta del shikimato (Merken y Beecher, 2000). Las variaciones en los patrones de sustitución del anillo C, resultan en la formación de diferentes tipos de flavonoides, entre los que se encuentran flavonoles, flavonas, flavanonas, flavanoles (catequinas), isoflavonas, y antocianidinas (**Figura 4**) (Martínez-Flórez y col 2002). Los flavonoides son importantes antioxidantes debido a su alto potencial redox, lo que les permite actuar como agentes reductores, donadores de átomos de hidrógeno y neutralizadores del oxígeno singulete, además de tener un potencial quelante de metales muy importante (Tsao y col, 2003).

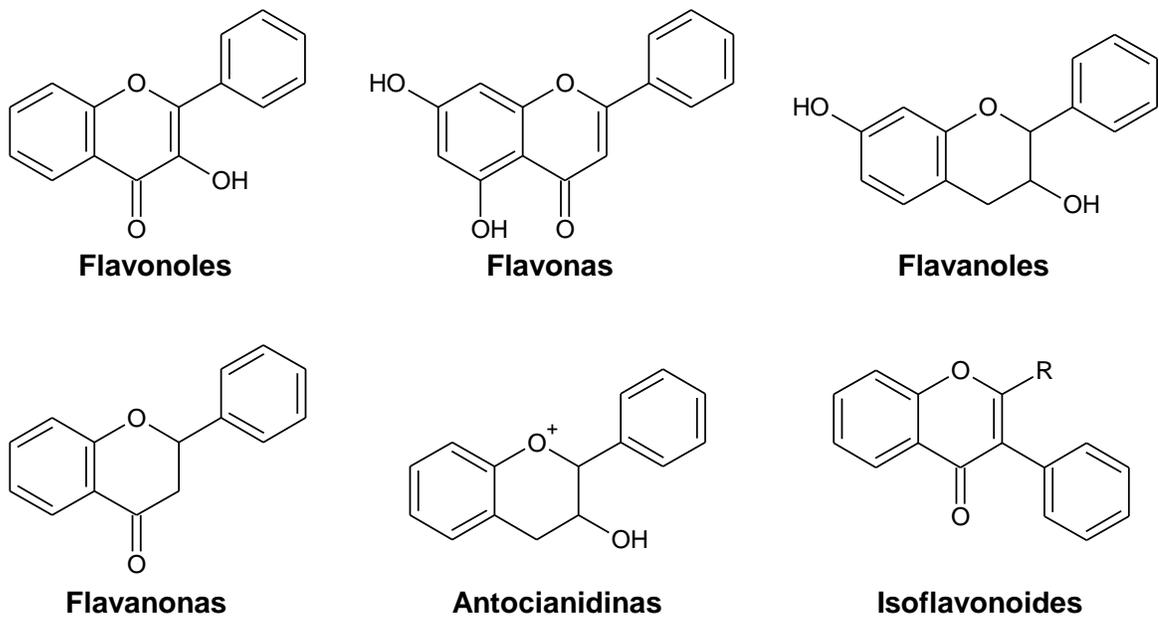


Figura 4. Estructuras de las principales clases de flavonoides (Martínez-Flórez y col 2002).

3 Carotenoides

Los carotenoides son los pigmentos responsables del color, que va del amarillo al rojo, de las frutas y de los vegetales. La principal función de los pigmentos carotenoides, tanto en vegetales como en bacterias, es captar energía luminosa, energía que es luego transferida a las clorofilas para ser transformada durante la fotosíntesis (Meléndez-Martínez y col 2004).

La estructura de los carotenoides está conformada por un esqueleto de 40 átomos de carbono formado por 8 unidades isopreno. La estructura puede ser cíclica en uno o en ambos lados de la cadena y tener varios niveles de hidrogenación (**Figura 5**). Con base en su composición, los carotenoides se dividen en dos clases, los carotenos que contienen solo átomos de hidrógeno carbono y las xantofilas u otros carotenoides contienen al menos un átomo de oxígeno. Los carotenoides siempre acompañan a la clorofila en una relación de tres a cuatro partes de clorofila por una parte de carotenoide. Estos pigmentos se encuentran en frutas y vegetales amarillos y en los cloroplastos de tejidos verdes, donde están enmascarados por la clorofila hasta que el tejido envejece. El contenido en carotenoides de las frutas aumenta durante la maduración, si bien parte de la intensificación del color se debe a la pérdida de clorofila (Meléndez-Martínez y col 2004).

Los carotenoides también se han relacionado con un aumento del sistema inmune y una disminución del riesgo de enfermedades degenerativas tales como cáncer, enfermedad cardiovascular, degeneración macular relacionada a la edad y formación de cataratas (**Figura 6**) (Rodríguez- Amaya 1997). Estos efectos biológicos son independientes de la actividad de provitamina A y se han atribuido a

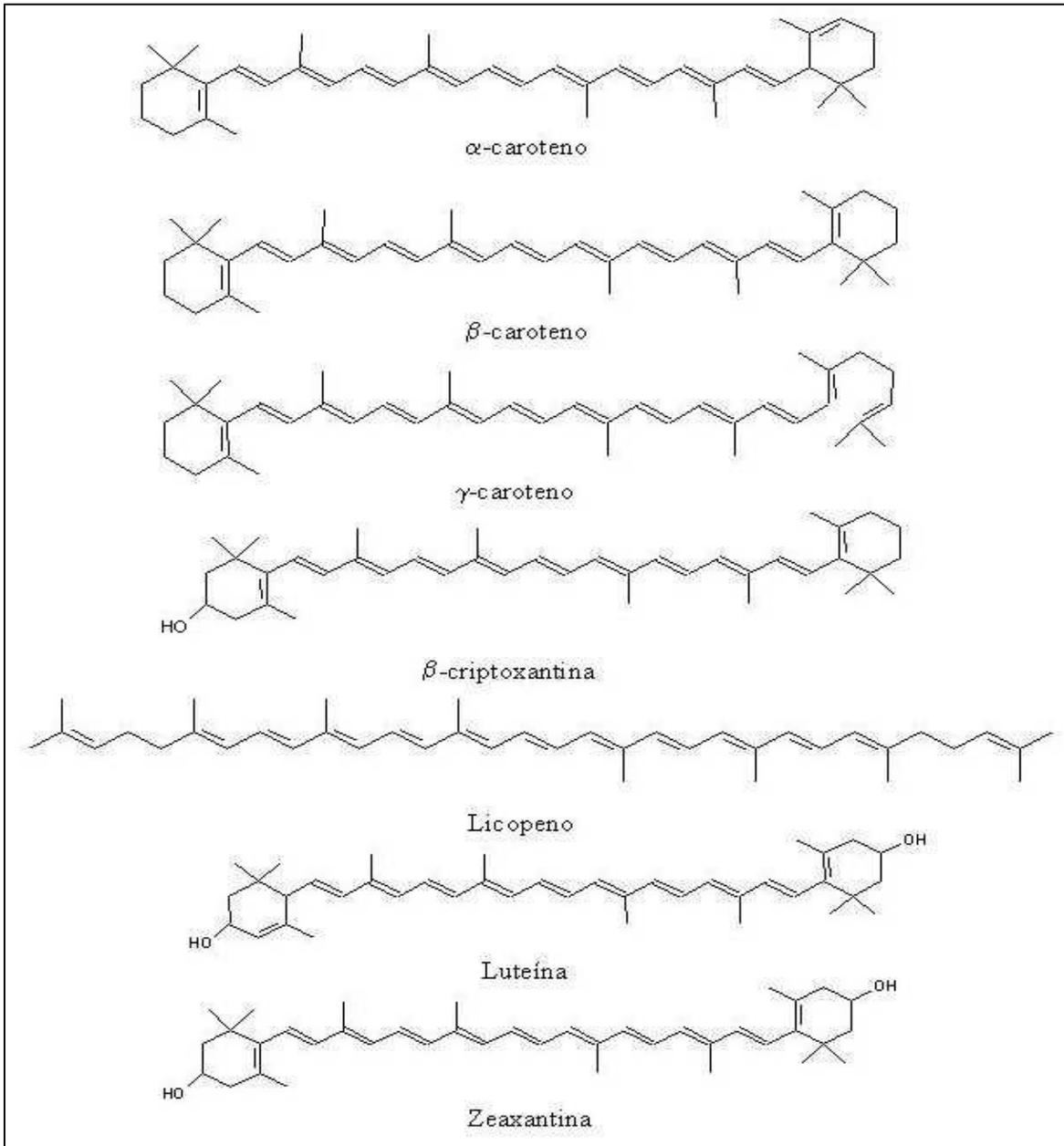


Figura 5. Estructuras químicas de α - β - γ -caroteno, β -criptoxantina, licopeno, luteina y zeaxantina (Rodríguez-Amaya 1997).

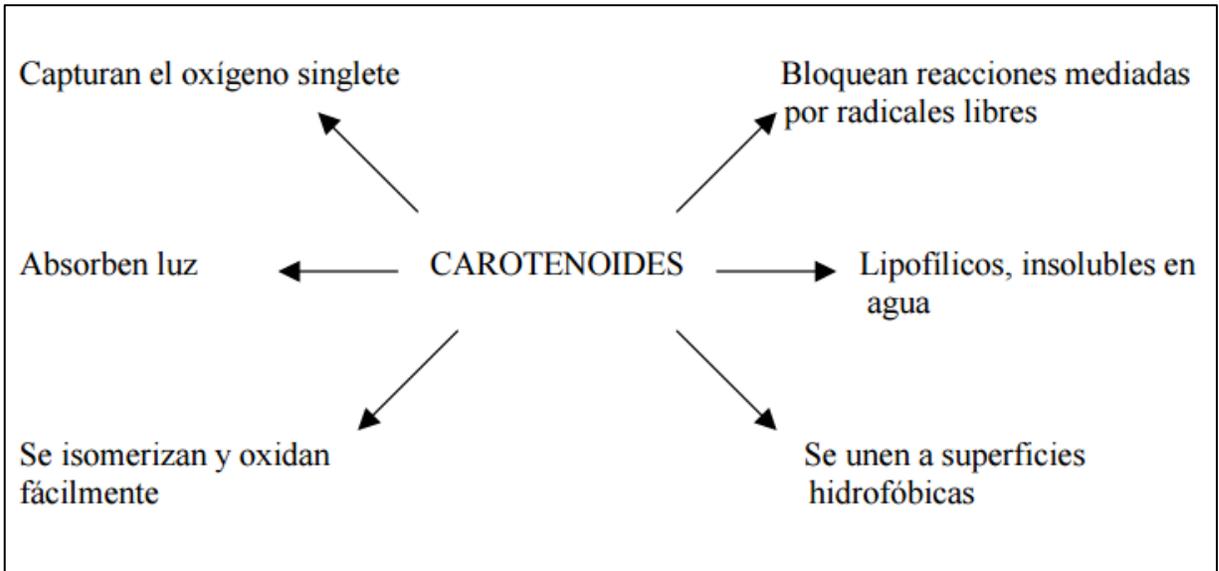


Figura 6. Propiedades físicas y químicas importantes de los carotenoides (Bendich A. 1990).

una propiedad antioxidante de los carotenoides a través de la desactivación de los radicales libres (átomos o grupos de átomos que poseen un electrón no compartido) y la captura del oxígeno singlete (Burton 1989; Krinsky 1989; Palozza y Krinsky 1992). La capacidad de los carotenoides para capturar el oxígeno singlete se relaciona con el sistema de enlace doble conjugado y los que tienen nueve o más enlaces dobles otorgan la máxima protección (Foote 1970).

La papaya representa una importante fuente dietética de carotenoides de vitamina A como el β -caroteno y β criptoxantina (Cano y col 1996; Furtado y col 2004). En particular, variedades de pulpa rojas exhiben mayores beneficios nutricionales por la acumulación de altos contenidos de licopeno (Yamamoto 1964), un carotenoide que ejerce fuertes propiedades antioxidantes, presumiblemente, la reducción de la incidencia de cáncer y enfermedades degenerativas (Rao y Agarwal 2000).

C CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

1 Radicales libres y especies reactivas de oxígeno

Los radicales libres han sido importante de manera negativa en la salud humana causando varias enfermedades como cáncer, hipertensión, infarto al miocardio y diabetes. Estos radicales libres pueden ser generados durante el metabolismo del organismo, siendo la ingesta endógena de antioxidantes de ayuda para neutralizarlos y obtener beneficios en la salud (Abd-Ghaffar y col 2009).

Las especies reactivas de oxígeno (ROS) son un conjunto de moléculas reactivas producidas en algunos procesos metabólicos en los que participa el oxígeno. Las ROS son moléculas muy reactivas entre las que se encuentran los iones de oxígeno, los radicales libres y los peróxidos. Su gran reactividad se debe a

que poseen electrones desapareados que les hace reaccionar con otras moléculas orgánicas en procesos de oxido-reducción (Abd-Ghafar y col 2009).

2 Antioxidantes

Los antioxidantes son un grupo de moléculas reconocidas por su capacidad para neutralizar los radicales libres; estas sustancias han surgido como una alternativa para combatir las deficiencias asociadas al estrés oxidativo (López-Ramirez y Echeverría 2007). Un antioxidante puede ser definido como una sustancia que al estar presente en baja concentración retarda o inhibe significativamente la oxidación de esta sustancia (Gramza y Korczak 2005).

El énfasis en destacar la capacidad antioxidante de los alimentos se sustenta en que el estrés oxidativo es un proceso biológico propuesto como un factor etiológico de las enfermedades crónicas y ocurre cuando la velocidad de formación de los radicales libres es superior a la actividad de los sistemas protectores (Araya y col 2006). La papaya aporta antioxidantes, ya que los betacarotenos que posee se transforman en vitamina A una vez que es ingerida la fruta, por lo cual además de ejercer una prevención sobre el envejecimiento celular también actúa evitando el aumento del nivel del colesterol (Jiménez-Álvarez y col 2008).

3 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 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).

4 Método FRAP (poder antioxidante reductor del hierro)

Este ensayo fue descrito en primer lugar por Benzie y Strain (1996). El método FRAP se desarrolla bajo condiciones ácidas (pH 3.6) y en presencia de antioxidantes (reductores), donde la forma férrica del complejo hierro-tripiridiltriazina ($\text{Fe}^{+3}\text{-TPTZ}$, incoloro) se reduce a su forma ferrosa ($\text{Fe}^{+2}\text{-TPTZ}$). El complejo de $\text{Fe}^{+2}\text{-TPTZ}$ produce una coloración azul intensa que presenta su máxima absorción a 593 nm. La intensidad del color producido es proporcional a la concentración de antioxidantes. A diferencia de muchos otros sistemas, éste no utiliza ningún radical (González-Laredo y col 2012).

5 Método ABTS (2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolína-6-ácido sulfónico)

Otro de los ensayos más comunes para determinar la capacidad antioxidante es el ABTS, en el cual se mide la disminución de la absorbancia de este radical por acción de los antioxidantes después de un periodo de tiempo de incubación (30 minutos). La concentración remanente del radical catión $ABTS^{•+}$ se determina espectrofotométricamente a 660, 734 y 820 nm. Aunque el ABTS está disponible comercialmente, el radical catión $ABTS^{•+}$ debe formarse previamente al análisis de la muestra, el radical catiónico obtenido es un compuesto de color verde azulado. Para ello se han empleado diferentes estrategias basadas en reacción química con dióxido de manganeso, AAPH (2,2'-Azobis (2-amidinopropano) dihidrocloruro), o persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$) (González-Laredo y col 2012). También es conocido en la literatura científica como el método TEAC (Capacidad Antioxidante en Equivalentes de Trolox, por sus siglas en inglés). Su mecanismo de neutralización es principalmente por transferencia de electrones, y se puede medir la actividad de compuestos hidrofílicos y lipofílicos (Mercado-Mercado y col 2013).

6 Método ORAC (capacidad de absorción de radicales de oxígeno)

Este método es un ensayo que mide la capacidad de un compuesto para atrapar el radical peróxilo (ROO^{\bullet}), relevante en la oxidación de lípidos en los alimentos; mediante un mecanismo de transferencia de un átomo de hidrógeno (Zapata y col 2014). Es uno de los métodos más usados para determinar la capacidad antioxidante no sólo de frutas y vegetales, sino también en muestras biológicas (plasma, tejidos). Se basa en la habilidad que tienen los antioxidantes para inhibir la pérdida de fluorescencia de la ficoreritrina o fluoresceína, causado por el

generador de radicales AAPH (2,2'-Azobis (2-amidinopropano) dihidrocloruro), en un tiempo determinado. La cuantificación se realiza midiendo el área bajo la curva de intensidad de fluorescencia a lo largo del tiempo. Los radicales peroxilo (ROO[•]) generados por iniciadores de radicales libres (AAPH), reaccionan con una sonda fluorescente para formar un producto no fluorescente; es decir, a medida que avanza la reacción la sonda fluorescente se consume y disminuye la fluorescencia. El antioxidante adicionado al medio compite con la sonda fluorescente, manteniéndose la fluorescencia. Esta metodología se adaptó para determinar la capacidad antioxidante hidrofílica y lipofílica, para la cual se emplea una solución de acetona/agua (1/1 v/v), conteniendo 7 % de β-ciclodextrina metilada aleatoriamente para solubilizar los antioxidantes lipofílicos en agua. Una de las ventajas del ORAC es que, al realizar la medición de la capacidad antioxidante por fluorescencia, hay menos interferencia de los compuestos coloreados presentes en algunos alimentos (carotenos, antocianinas), comparados con otros métodos (González-Laredo y col 2012).

IV JUSTIFICACIÓN

Un mayor consumo de frutas y verduras se asocia con un menor riesgo de padecer enfermedades, algunas de estas enfermedades son diabetes, cáncer, obesidad, Alzheimer, hipertensión arterial, desórdenes cardiovasculares.

La papaya es una fruta tropical con agradable sabor. Además, provee un alimento nutritivo debido a que se ha comprobado que la pulpa es rica en antioxidantes como el β -caroteno, vitamina C y flavonoides; también es rica en vitaminas del complejo B y minerales como el potasio y magnesio, así como fibra dietética.

Estudios previos han demostrado los beneficios de la papaya principalmente en pulpa; sin embargo, existe escasez de información respecto del contenido de fitoquímicos presentes en cáscara y semilla.

Por tal razón, el objetivo de este trabajo fue estudiar las características físicas, químicas y capacidad antioxidante de partes estructurales del fruto de papaya (*Carica papaya* L.).

V HIPÓTESIS

Las partes estructurales del fruto de papaya (*Carica papaya* L.), poseen características fitoquímicas, nutrimentales y de capacidad antioxidante importantes y diferentes entre ellas.

VI OBJETIVOS

A OBJETIVO GENERAL

Estudiar las características físicas, químicas, fitoquímicas y de capacidad antioxidante de partes estructurales del fruto de papaya (*Carica papaya* L.)

B OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar características físicas (masa y dimensiones del fruto y semilla, firmeza, color) del fruto de papaya en sus diferentes partes estructurales (cáscara, pulpa y semilla).
2. Determinar características fisicoquímicas (pH, sólidos solubles totales y acidez titulable) del fruto de papaya en sus diferentes partes estructurales (cáscara, pulpa y semilla).
3. Realizar una caracterización nutrimental con base en análisis proximal, ácido ascórbico, fibra dietaria y minerales del fruto de papaya en sus diferentes partes estructurales (cáscara, pulpa y semilla).
4. Realizar una caracterización fitoquímica con base en el contenido total de compuestos fenólicos, flavonoides y carotenoides del fruto de papaya en sus diferentes partes estructurales (cáscara, pulpa y semilla).
5. Evaluar la capacidad antioxidante de extractos lipofílicos e hidrofílicos del fruto de papaya en sus diferentes partes estructurales (cáscara, pulpa y semilla) mediante las metodologías DPPH, ABTS, FRAP y ORAC.

VII MATERIALES Y MÉTODOS

A MATERIALES

Para llevar a cabo este trabajo de investigación, se empleó como materia prima las diferentes partes estructurales (cáscara, pulpa y semilla) de la papaya (*Carica papaya* L.). El fruto se obtuvo del mercado de abastos de la ciudad de Culiacán. El cual fue elegido en base a uniformidad de color (grado de madurez 5; Ver **Anexo 1**) y ausencia de daños físicos, y fue trasladado al Laboratorio de Bioquímica Poscosecha de Frutas y Hortalizas de la Facultad de Ciencias Químico-Biológicas de la Universidad Autónoma de Sinaloa, en donde se realizó su limpieza e inmediatamente se procedió a llevar a cabo su caracterización en estado fresco y posteriormente congelar y liofilizar las muestras para los siguientes análisis.

B MÉTODOS

1 Método experimental

a Preparación de la muestra

Una vez seleccionado el fruto de acuerdo a los parámetros de calidad antes mencionados, fueron sometidos a un lavado con agua corriente, en la cual se desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio 100 ppm durante 3 minutos y secados a temperatura ambiente. Posteriormente, los frutos fueron divididos en 3 grupos de 5 frutos teniendo un total de 15 frutos y se procedió a remover y separar de manera manual la cáscara, pulpa y semilla. Enseguida las muestras se congelaron para ser liofilizadas.

1 Caracterización física

a Peso

Se llevó a cabo con frutos enteros, utilizando una balanza digital marca Sartorius (modelo TE4101 USA) para lo cual se realizó un total de 15 evaluaciones. Una vez separadas de forma manual las partes estructurales (cáscara pulpa y semilla) de la papaya, fueron pesadas en una balanza digital para después calcular el porcentaje de cada una de ellas en base a su peso inicial.

b Firmeza

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

c Dimensiones

Las dimensiones se determinaron en frutos enteros (longitud y diámetro) para lo cual se utilizó un vernier de precisión Metromex (Modelo 222-A). Se evaluó un total de 15 frutos. Las dimensiones transversales se tomaron de la parte superior, media e inferior del fruto, considerando a partir del pedúnculo la parte superior.

d Color

Se determinó el color de cáscara, pulpa y semilla de papaya. Para esto se utilizaron los términos L^* , a^* y b^* de la Comisión Internacional en Iluminación (CIE), según la cual el valor L^* proporciona el brillo (luminosidad) de la superficie de 0 a 100 (oscuro a claro), el a^* representa la intensidad del color verde o rojo (de -60 a + 60) y el b^* la intensidad del color azul a amarillo (de -60 a +60) (Francis 1980).

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

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

3 Caracterización química

a Acidez titulable

Se llevó a cabo de acuerdo al método oficial de la AOAC (2012) 942.15, que consiste en triturar 10 g de cada muestra en 50 mL de agua destilada neutra (pH=7), posteriormente se filtró y 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 en un potenciómetro Orion 420-A, USA. El porcentaje de acidez titulable se calculó como ácido ascórbico 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 (0.1N).

A= Alícuota de la muestra.

MEqA= Peso miliequivalente del ácido cítrico(0.064 g)

PM= Peso de la muestra.

b pH

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

c Sólidos solubles totales (°Brix)

Se evaluó el contenido de sólidos solubles totales en pulpa y cáscara de papaya mediante refractometría de acuerdo con el método 932.12 de la AOAC

(2012), donde se colocó una gota de pulpa de papaya en un refractómetro marca ATAGO 1-877-USA, con ajuste automático de temperatura. Reportándose como °Brix (porcentaje de azúcar). La cuantificación se realizó a temperatura ambiente, por triplicado.

4 Caracterización nutrimental

a Análisis proximal

1) Humedad

Se llevó a cabo por triplicado en pulpa, cáscara y semilla conforme a la metodología propuesta por la AOAC (2012) 972.2. Primeramente, se colocó una serie de crisoles de porcelana en una estufa (marca Felisa, Modelo FE-292D, Serie 0511109) por 24 horas a 100°C hasta conseguir el peso constante (PR). Se pesó 1.5 g de muestra (PM) junto con el crisol utilizando una balanza digital (Marca Orion, Modelo 420-A, USA), posteriormente se secaron en una estufa durante 24 horas a 100_°C. Una vez pasado el tiempo de secado por convección se deja enfriar a temperatura ambiente por 30 minutos en un desecador. Después se determinó el peso de la muestra seca (PMS) calculando el contenido de humedad con la siguiente fórmula:

$$\text{Humedad(\%)} = \frac{\text{PM} - (\text{PMS} - \text{PR})}{\text{PM}} (100)$$

Dónde:

PM = Peso de la muestra (g)

PR = Peso del recipiente (g)

PMS = Peso del recipiente con la muestra seca (g).

2) Cenizas

Esta determinación se llevó a cabo colocando varios crisoles de porcelana en una mufla (Thermolyne, Modelo FB1415M, Serie 1257050461027, México) por espacio de 1 h a una temperatura de 550 °C. En seguida fueron ambientados durante 30 min en un desecador y se registró el peso (W_2). Inmediatamente después a cada crisol se le adicionaron 2 g de muestra (PM), los cuales fueron sometidos a un calentamiento en placas (Thermolyne, Modelo SP131015, Serie 130040705026) hasta su carbonización. Los crisoles con la muestra carbonizada se colocaron en la mufla antes mencionada por espacio de 5 h a una temperatura de 550 °C. Cumplido el tiempo, la temperatura de la mufla se baja hasta los 100 °C, para después de sacar los crisoles evitar quemar el desecador en el cual las muestras se mantuvieron por 30 min, finalizado esto, se registró su peso (W_1). Cabe destacar que el análisis se llevó a cabo por triplicado en cáscara, pulpa y semilla de papaya de acuerdo a la metodología 940.26 reportada por la AOAC (2012). Los cálculos se obtuvieron de acuerdo a la siguiente fórmula:

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

Dónde:

W_1 = Peso del crisol con cenizas (g)

W_2 = Peso del crisol (g)

PM_f = Peso de la muestra (g).

3) Extracto etéreo

Se utilizó el método de extracción por solvente por medio del cual los lípidos se extraen de la muestra seca y molida, en un equipo Soxhlet con éter de petróleo 35-60 °C. se llevó a cabo por triplicado en cáscara, pulpa y semilla de papaya de acuerdo a la metodología 920.85 propuesta por la AOAC (2012). El análisis se determinó en un equipo Soxtec System de Tecator, Extractionunit, 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 (PM) en un papel filtro, el cual fue enrollado de tal manera que se pueda 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 que ya contenían el solvente, extrayéndose así la grasa de las muestras, para después proceder a evaporar el disolvente. El residuo en el recipiente de aluminio se colocó en una estufa (Felisa, Modelo FE-292D, Serie 0511109) por espacio de 1 h a 121 °C. Enseguida se ambientó en un desecador por 30 min y se registró su peso (PRR). Los cálculos fueron determinados de acuerdo a la siguiente fórmula:

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

Donde:

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

PR = Peso del vaso de aluminio (g)

PM= Peso de la muestra (g).

4) Proteína cruda

Se determinó por triplicado en pulpa, cáscara y semilla, mediante la metodología 920.87 propuesta por la AOAC (2012). Se pesaron 0.2 g de muestra liofilizada y 1.625 g de catalizador (mezcla de K_2SO_4 con $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$), lo cual se colocó en el fondo de un matraz Kjeldahl, cuidando que no se pegue a las paredes. A dicho matraz se le adicionaron 5 mL de H_2SO_4 y fue depositado en un equipo digestor (Kjeldahl, marca Labconco, Modelo 2123200, USA). El amoniaco resultante fue recibido en una solución de ácido bórico al 4%, utilizando rojo de metilo como indicador. Posteriormente se llevó a cabo una titulación con HCl 0.1N hasta obtener el cambio de color. Los valores obtenidos se reportaron como porcentaje de proteína, utilizando 6.25 como factor de corrección. Los cálculos se determinaron por medio de la siguiente fórmula matemática:

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

Donde:

mLHCl muestra = mL de ácido clorhídrico gastado

NHCl = Normalidad del ácido clorhídrico

PM = Peso de la muestra (g)

FC= Factor de corrección

5) Carbohidratos

Se calcularon por simple diferencia sobre una base de cálculo de 100 de los demás componentes (extracto etéreo, cenizas, proteínas) del análisis proximal.

b Vitamina C

1) Curva de calibración

Se determinó mediante análisis espectrofotométrico propuesto por Dürüst y col (1997) con algunas modificaciones. Para llevar a cabo este análisis se prepararon las siguientes soluciones: ácido oxálico 0.4 % en agua (p/v); ácido ascórbico 1000 ppm en ácido oxálico (0.4 %); buffer de acetatos (300 g de acetato de sodio anhidrido, 700 mL agua desionizada, 1000 mL de ácido acético glacial); 12 mg de diclorofenol indol (DCPI) en agua desionizada.

Mediante la solución madre de 1000 ppm, se prepararon soluciones de ácido ascórbico de 10, 20, 40, 60, 80 y 100 ppm. Se ajustó el espectrofotómetro a cero con agua desionizada a 520 nm. Se mezclaron 500 µL ácido oxálico 0.4 %, 500 µL de buffer de acetatos y 4 mL de DCPI. Se agitó con 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 500 µL de la solución 10 ppm de ácido ascórbico, 500 µL de buffer de acetatos y 4

mL de agua desionizada. Posteriormente se mezcló 500 µL de la solución 10 ppm de ácido ascórbico. 500 µL de buffer de acetatos y 4 mL de DCPI. Se agitó con vortex rápidamente y se leyó la absorbancia (520 nm) a los 15 s después de haber adicionado el DCPI. Esta lectura se reconoce como L2, la cual corresponde a la absorbancia del DCPI remanente después de la reacción con el ácido ascórbico. Este paso se repitió para todas las soluciones de ácido ascórbico restantes (20, 30, 40 y 50 ppm). Es importante tener en cuenta que se ajustó el blanco con cada solución de ácido ascórbico para la determinación de la lectura L2. Se construyó la curva de calibración graficando la diferencia de L1- L2 (absorbancia de la muestra) en el eje "Y" y la concentración de las soluciones de ácido ascórbico en el eje "X".

2) Extracción de la muestra

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

3) Determinación de la vitamina C

Se realizó por triplicado en cáscara, pulpa y semilla. Se mezclaron 1 mL del extracto, 1 mL de buffer de acetatos y 8 mL de agua desionizada: se dejaron pasar 15 s y se ajustó nuevamente el espectrofotómetro a cero (520 nm). Posteriormente, se mezclaron 1 mL del extracto de cáscara, 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 de cada extracto y a cada valor obtenido se le resta el valor de L1, obtenido para la curva de calibración, para de esta manera llevar a cabo los cálculos correspondientes. Los resultados fueron expresados en miligramos de ácido ascórbico por 100 g en base húmeda (mg AA/100g bh).

c Fibra dietaria

1) Fibra dietaria total

Este análisis se basó en la metodología propuesta por la AOAC, (2012). El método tiene como principio la remoción del almidón y la parte proteínica por medio de la digestión enzimática, así como la separación de las fracciones insolubles y solubles por filtración de acuerdo a Martín-Cabrejas y col (2003).

La cuantificación de la fibra dietaria total (FDT) se llevó a cabo por cuadruplicado en cáscara, pulpa y semilla. Se pesó 1 g de muestra liofilizada y se depositó en vasos de digestión de 600 mL. A cada muestra se le adicionaron 50 mL de buffer de fosfatos (pH = 6, 0.08 M), agitando levemente y teniendo cuidado de que la muestra no se pegue en las paredes. Enseguida se añadieron 100 μ L de α -amilasa estable al calor, para después tapar el vaso y colocarlo en un baño de agua (ISOTEMP, Modelo 205, Serie 1600061101934, USA) durante 15 min a 95 °C. Los vasos fueron agitados manualmente cada 5 min para una mejor homogenización en la digestión. Terminada la primera digestión enzimática, se ajustó el pH a 7.5 ± 0.2 con 10 mL de NaOH 0.275 N y se adicionaron 100 μ L de una disolución de proteasas (conteniendo 50 mg/mL de proteasa en buffer de fosfato) para llevar a cabo la segunda digestión. Los vasos se cubrieron con aluminio y se colocaron en un baño

de agua (LAB-LINE, Modelo 3682, Serie 0602-6149, USA), con agitación orbital a 60 °C durante 30 min. Después se llevó a cabo la tercera digestión añadiendo amiloglucosidasa bajo las condiciones antes mencionadas, ajustando el pH previamente a un rango de 4.0-4.6 con 10 mL de HCl 0.325 M. Una vez terminadas las tres digestiones se procedió a precipitar la fibra dietaria soluble (FDS) adicionando cuatro volúmenes de etanol al 95 %. Dicha precipitación se dejó reposar toda la noche para permitir una completa decantación. El residuo total se filtró sobre los filtros de vidrio de porosidad No. 2 de 50 mL de capacidad (previamente calcinados, adicionados de una capa de celite, pesados y tarados), mediante una bomba de vacío y sometidos a tres lavados con 60 mL de etanol al 78 %, 20 mL de etanol al 95 % y 20 mL de acetona. El residuo en los filtros se dejó secar en una estufa durante 12 h a 105 °C. Posteriormente los filtros fueron ambientados en un desecador por 30 min y se determinó su peso (W_2). A continuación, fueron sometidas a incineración (cenizas) en la mufla a 520 °C por 5 h. Los filtros con la ceniza fueron ambientados y se registró su peso (W_3). Al mismo tiempo con las muestras se corrieron cuatro blancos para cuantificar la contribución de los reactivos en el residuo final (W_B). Los cálculos fueron determinados por la siguiente fórmula matemática:

$$\text{Residuo} = W_2 - W_1; \text{ Cenizas} = W_3 - W_1; B = R_{\text{blanco}} - P_{\text{blanco}} - A_{\text{blanco}}$$

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

Donde:

W_1 = Peso del crisol + celite en peso constante

W_2 = Muestra seca después de filtrar

W3=Muestra calcinada

FDT = Fibra dietaria total (%)

R=Peso promedio del residuo (g)

WP = Peso de proteínas en el residuo de la fibra

W3 = Peso de cenizas en el residuo de fibra

WB = Peso del residuo del blanco

PM = Peso de la muestra (g)

2) Fibra dietaria soluble e insoluble

Se determinó utilizando el método reportado por Prosky y col (1988), el cual corresponde al método oficial 991.42 de la AOAC (2012). Se llevó a cabo por cuadruplicado pesando 1 g de muestra desengrasada de pulpa, cáscara y semilla. Al igual que la metodología empleada para la determinación de FDT, se llevaron a cabo tres digestiones enzimáticas con α -amilasa, proteasas y amiloglicosidasas para remover las partes almidonosas y proteínicas pero omitiendo el paso de la precipitación con etanol toda la noche. Los residuos de las digestiones fueron filtrados en filtros de vidrio con celite previamente tratados como se indica en el apartado anterior. Los residuos en los filtros se lavaron con 60 mL de etanol al 78 %, 20 mL de etanol al 95 % y 20 mL de acetona. Posteriormente el residuo fue secado en una estufa a 12 h a 105 °C y se registró su peso. Posteriormente se colocó en una mufla para la determinación de cenizas a 550 °C por 5 h. La determinación de la FDI corresponde al peso del residuo menos el peso de la proteína, cenizas y el blanco que se corrió a la par del análisis. La FDS se obtuvo por diferencia entre la FDT y la FDI.

d Minerales

La determinación de minerales se llevó a cabo en cáscara, pulpa y semilla de papaya utilizando espectrofotometría de absorción Atómica, conforme al método reportado en la AOAC 955.06 (2012). El cual se basó en el principio de que los átomos libres en estado fundamental pueden absorber la luz a una cierta longitud de onda, específica para cada elemento.

Primeramente se realizó la digestión seca tomando un gramo de muestra liofilizada y se calcinó en una mufla (Thermo scientific modelo F30430CM-33) a 550 °C por 8 h. Se continuó con la digestión húmeda de las cenizas adicionando 5 mL de ácido clorhídrico concentrado, esto se filtró utilizando papel filtro Whatman No. 1 en un matraz aforado de 100 mL y se aforó con agua destilada. Este extracto se utilizó para la determinación de los minerales.

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

El acondicionamiento de las muestras, cáscara, pulpa y semilla, se desarrolló pesando aproximadamente 1 g de muestra seca en crisoles de porcelana, utilizando una balanza analítica (Mettlertoledo, Modelo MS304S) con exactitud hasta de 0.0001 g. Posteriormente, las muestras se calcinaron a 550 °C por 8 h en una mufla marca Thermoscientific modelo F30430CM-33 y se dejó que alcanzaran temperatura ambiente. Se adicionaron 5 mL de ácido clorhídrico concentrado a cada crisol y se filtraron utilizando papel filtro Whatman No. 1, recolectando el filtrado en matraces volumétrico de 100 mL. Finalmente se aforaron con agua destilada y se procedió a la determinación de minerales. Todas las determinaciones se efectuaron por triplicado.

La elaboración de las curvas de calibración para cada elemento se llevaron a cabo de manera automática utilizando un sistema automatizado de introducción y dilución de muestras (SIPS) mediante la ayuda de un sistema de bombeo de agua y muestra (SIPS) acoplado al equipo. Para su elaboración se prepararon soluciones concentradas conocidas para cada elemento (calcio 10 ppm, magnesio 10 ppm, potasio 100 ppm, sodio 100 ppm, hierro 10 ppm, manganeso 10 ppm, zinc 5 ppm y cobre 5 ppm).

5 Caracterización fitoquímica

a Compuestos fenólicos totales

1) Extracción de la muestra

La determinación de los compuestos fenólicos totales (CFT) se llevó a cabo por triplicado siguiendo la metodología propuesta por Wolfe y Liu (2003) con algunas modificaciones en cáscara, pulpa y semilla. Se pesó 1 ± 0.05 g de muestra liofilizada, los cuales fueron homogeneizadas en 20 mL de acetona al 80 % en un

homogenizador (ultra-turrax T 25 Basic, USA) a temperatura ambiente. Después, el homogeneizado fue sometido a ultrasonido por espacio de 5 min en un sonicador Branson (modelo 3510R-DTH, serie CPN-925-318R, México) y posteriormente fueron centrifugadas a 4000 rpm a 2°C por 15 min. 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 unidos y evaporados a 40 °C y presión reducida en un rotavapor Heidolph (modelo LABOROTA4011, serie 100500495, Alemania), el concentrado resultante fue diluido con 25 mL de metanol y finalmente aforado a 50 mL con agua HPLC. Dicha dilución se filtró con acrodiscos HPLC de 0.45 µm y se tomaron alícuotas de la misma para el análisis de CFT y flavonoides totales.

2) Preparación de la curva de calibración

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

3) Determinación del contenido de compuestos fenólicos totales

Para efectuar el ensayo se adicionaron en tubos pyrex de vidrio 500 µL de agua desionizada, 125 µL del extracto (o de cada dilución para el caso de la curva de calibración), el cual se oxidó con 125 µL del reactivo Folin-Ciocalteu. Luego de 6 min de reposo en oscuridad, se le adicionaron 1250 µL de Na₂CO₃ al 7 % como catalizador y 3000 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 se expresó como mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de muestra en base seca (mg AG/100g bs) y por 100 g de muestra en base húmeda (mg AG/100g bs).

b Flavonoides totales

1) Extracción de la muestra

Se utilizó el mismo extracto en cáscara, pulpa y semilla generado para la determinación de los compuestos fenólicos totales.

2) Curva de calibración

Se pesó 0.01 g de quercetina y se realizó una dilución madre (de 1000 ppm) con 10 mL de metanol, con el cual se prepararon diluciones de 5, 10, 20, 40, 60, 80 y 100 ppm. Dichas diluciones fueron utilizadas para llevar a cabo el ensayo mediante la prueba espectrofotométrica de $AlCl_3$ que se explica en el próximo paso.

3) Determinación del contenido de compuestos flavonoides totales

Se utilizó la metodología espectrofotométrica reportada por Ebrahimzade y col (2008) con ligeras modificaciones. En tubos de vidrio Pyrex se adicionó 500 μ L de extracto, 1500 μ L de metanol, 100 μ L de $AlCl_3$ al 10 %, 100 μ L de acetato de potasio al 10_% (CH_3CO_2K 10 %) y posteriormente se le agregaron 2800 μ L de agua destilada, se agitaron en vortex y se dejaron reposar 30 min en la oscuridad. Finalmente, luego del tiempo de reposo se midió la absorbancia a 410 nm utilizando un espectrofotómetro Thermo Spectronic (modelo GENESYS 10 UV, serie 2H7G229001, USA). Los flavonoides totales se expresaron como mg equivalentes de quercetina por 100 g de muestra en base seca (mg EQ/100g bs) por 100 g en base húmeda (mg EQ/100g bh).

c Carotenoides totales

1) Extracción de la muestra

La extracción de la muestra y la determinación de carotenoides totales se llevó a cabo a partir de la metodología espectrofotométrica 938.04 propuesta por la AOAC (2012). Se realizó por triplicado en cáscara, pulpa y semilla de muestra liofilizada de papaya, en las que se pesaron 0.2 g de cada una de ellas, se homogenizaron durante 1 min en vortex (Thermolyne modelo MG3215, USA) con 30 mL de solución extractora compuesta de hexano:etanol:acetona:tolueno (HEAT) (10:6:7:7 v/v/v/v), para después añadir 2 mL de KOH al 40 % p/v en metanol y someter a homogenización por 1 h. La mezcla homogenizada se colocó en un baño de agua (ISOTEMP, Modelo 205, Serial 1600061101934, USA) a 56 °C por un período de 20 min, la cual fue agitada cada 5 min de forma manual y con cuidado de no derramar el solvente en el baño. Para este último paso se utilizaron tubos de condensado para evitar pérdidas en los solventes y en la extracción. La solución resultante se dejó en reposo por 1 h a una temperatura de 8-10 °C en completa oscuridad. Posteriormente se añadieron 15 mL de hexano y se homogenizó (vortex Thermolyne modelo MG3215, USA) por 30 s. Finalmente, el homogenizado se aforó a 100 mL con sulfato de sodio al 10 %, se agitó en vortex por 30 s y se dejó en reposo por espacio de 1 h, en el cuál se observó un cambio de fases.

2) Curva de calibración

Se pesaron 0.0005 g de β -caroteno y se aforó con 50 mL de hexano generando una solución madre de 10 μ g/mL. De ella se tomaron 100, 200, 300, 400, 500, 600, 700, 800 y 900 μ L y se aforó a 10 mL de hexano para cada dilución. La

curva de calibración generada fue de 1, 2, 3 ,4 ,5 ,6 ,7 ,8 ,9 y 10 µg/mL, utilizando hexano como blanco.

3) Determinación de carotenoides totales

Una vez llevado a cabo el cambio de fases se tomaron alícuotas de la fase superior y se determinó la absorbancia a 450 nm en un espectrofotómetro (Modelo GENESYS 10 UV, Serie 2H7G229001, USA) utilizando celdas de cuarzo. Los resultados se compararon con la curva de calibración relatada en el apartado anterior y fueron expresados como microgramos equivalentes de β-caroteno por gramo en base seca (µg β-C/g bs) y por 100 g en base húmeda (µg β-C/100g bh).

6 Determinación de la capacidad antioxidante

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

1) EHF y ELF para DPPH, ABTS y FRAP

La preparación de los EHF y EHL se llevó a cabo mediante la metodología propuesta por Wu y col (2004) con algunas modificaciones. Se pesaron 1 g de muestra liofilizada de cáscara, pulpa y semilla de papaya, los cuales fueron homogenizados por espacio de 1 min en 25 mL de una mezcla de hexano:diclorometano (1:1 v/v). Después, las muestras se sometieron a ultrasonido por 5 min y a centrifugación a una velocidad de 4000 rpm por 5 min a 4 °C Eppendorf AG 22331 Hamburg, Modelo 5810 R, Serie 5811F-0030768, Alemania). Los sobrenadantes fueron recuperados y los sedimentos volvieron a ser sometidos al mismo proceso de extracción descrito con anterioridad. Terminada la segunda extracción, los sobrenadantes fueron reunidos y evaporados hasta sequedad por medio de un rota vapor a 40 °C y presión reducida. El extracto seco y concentrado se

resuspendió en 10 mL de acetona grado HPLC, para después ser filtrado por membranas de nylon de 0.45 μm y designado como ELF.

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

b Método DPPH

1) Curva de calibración

Para llevar a cabo la determinación de la CAO por el método de DPPH, se utilizó una modificación propuesta por Kim y col (2002) de la metodología de Brand-Williams y col (1995). Primeramente, se pesaron 2.5 mg de radical DPPH (2,2-difenil-i-picril-hidrazil) y se aforaron a 100 mL de metanol, para así obtener una solución madre de aproximadamente 1000 ppm. Posteriormente, la solución del radical fue fijada a una absorbancia de 0.76-0.78 a 515 nm, la cual fue utilizada para el ensayo.

Se pesaron 0.01 g de trolox y se aforó a 10 mL de metanol, obteniendo una solución madre con una concentración de 1000 ppm, con la cual se formó distintas diluciones de 20, 40, 60, 80, 100 y 120 ppm. De igual manera se determinó la absorbancia (A_0) de un control que contenía 100 μL de metanol y 2900 μL de radical DPPH. Posteriormente, a tubos PYREX de vidrio se le adicionó 100 μL de cada dilución y 2900 μL del radical DPPH con la absorbancia fijada. Después se mezclaron por 10 s con vortex, se dejaron reposar por 30 min en oscuridad y fueron

leídos a una absorbancia (A) de 515 nm. El porcentaje de inhibición se calculó mediante la siguiente relación:

$$\% \text{inhibición} = \frac{A_0 - A}{A_0} \times 100$$

Donde:

A_0 = Absorbancia del control

A = Absorbancia del efecto del antioxidante sobre el radical DPPH.

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

2) Medición de la capacidad antioxidante

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

c Método FRAP

1) Curva de calibración

Se utilizó la metodología descrita por Benzie y Strain (1996), con modificaciones llevadas a cabo por Szöllösi y Varga (2002). Para lo cual se prepararon los siguientes reactivos: 1) buffer de acetatos 300 mM, pH 3.6; 2) 2,4,6-tripiridil-2-triazina (TPTZ) 10 mM en HCl 40 mM; 3) $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$, 20 mM, en agua HPLC. El reactivo FRAP se preparara añadiendo 50 mL de buffer de acetatos con 5 mL de solución TPTZ y 5 mL de solución de FeCl_3 . El reactivo será preparado para su uso diario.

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

2) Medición de la capacidad antioxidante

Se adicionaron 1400 μL de reactivo FRAP a 100 μL de EHF y ELF previamente obtenidos de cáscara, pulpa y semilla de papaya. Se incubaron por 30 min en la oscuridad a temperatura ambiente, para después ser leídos en celdas de cuarzo a una absorbancia de 593 nm. La CAO fue expresada como micromoles equivalentes de trolox por gramo en base seca ($\mu\text{moles ET/g bs}$) y por 100 g en base húmeda ($\mu\text{moles ET/100 g bh}$).

d Método ABTS

1) Curva de calibración

Para la realización del ensayo se utilizó la metodología propuesta por Re y col (1999) con algunas modificaciones, la cual consistió en la preparación del radical catión $ABTS^{\bullet+}$ mediante la mezcla de 5 mL de ABTS 7mM y 88 μ L de $K_2S_2O_8$ (140 mM). Dicha mezcla se dejó reposar por espacio de 16 horas a temperatura ambiente a total oscuridad para la generación óptima del radical. Ya formado el radical fue ajustado a una absorbancia de 0.70 a una longitud de onda de 734 nm, el cual fue utilizado para llevar a cabo el ensayo.

Se pesó 0.01 g de trolox disolviéndose en 10 mL de metanol, obteniendo una solución madre de 1000 ppm (1 mg/mL). Este stock sirvió para elaborar soluciones de 20, 40, 60, 80, 100 y 120 ppm de trolox para llevar a cabo la curva de calibración. Se tomó 60 μ L de cada solución de trolox y se le adicionaron 1940 μ L del radical $ABTS^{\bullet+}$ ajustado con la absorbancia de 0.7. De igual manera se determinó la absorbancia (A_0) de un control que contenía 60 μ L de metanol y 1940 μ L de radical $ABTS^{\bullet+}$. Posteriormente, cada tubo se mezcló con vortex 10 seg y se sometió a una agitación orbital por espacio de 15 min. Pasado el tiempo se procedió a la lectura de la absorbancia (A) a 734 nm para cada solución de trolox con el radical $ABTS^{\bullet+}$. El porcentaje de inhibición por el efecto del radical se calculó mediante la siguiente relación:

$$\%inhibición = \frac{A_0 - A}{A_0} \times 100$$

Dónde:

A_0 = Absorbancia del control

A = Absorbancia del efecto del antioxidante sobre el radical $ABTS^{\bullet+}$.

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

2) Medición de la capacidad antioxidante

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

e Método ORAC

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

1) Extracción de la muestra

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

2) Preparación de reactivos

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

Solución de fluoresceína, se pesó 0.1125 g de fluoresceína (FSL) y se aforó a 50 mL con buffer de fosfato para generar la solución madre (esta puede mantenerse en refrigeración protegida de la luz durante 3-6 meses). Se tomaron 100 μ L de la solución de FSL y se aforaron a 10 mL con buffer de fosfato, la cual se denominó como fluoresceína 2 (FSL2) (esta también puede mantenerse en refrigeración protegida de la luz durante 3-6 meses).

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

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

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

3) Ensayo

Se programó el equipo lector de microplacas modelo Synergy HT (Bio Tek, Inc, EEUU) a una temperatura de 37 °C y el buffer de fosfatos se puso a calentar a baño maría para que alcanzara la misma temperatura del equipo. Posteriormente, en una microplaca se colocaron 200 μL de agua destilada de los pozos A al H, A1 al A6 y H1 al H6. Luego de los pozos B6 al G6 se adicionaron 200 μL del buffer de fosfatos y de los B5 a G5 se colocaron las soluciones de las diluciones de trolox en orden descendente, respectivamente. Y en los pozos restantes (B2, B3, B4, C2, C3, C4, D2, D3 y D4) se colocaron 10 μL de los extractos de las muestras de cáscara, pulpa y semilla de papaya y se adicionaron 990 μL del buffer de fosfatos.

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

4) Valoración de resultados

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

C DISEÑO EXPERIMENTAL

Se empleó estadística descriptiva en la determinación de las dimensiones del fruto y masa total. Los resultados se presentaron como promedios de 15 repeticiones \pm desviación estándar en el caso de dimensiones y masa del fruto. Se empleó estadística inferencial a través del análisis de varianza (ANOVA) empleando un diseño unifactorial (parte estructural) con tres niveles (cáscara, pulpa y semilla) para el análisis de color, análisis fisicoquímico (pH, acidez titulable, sólidos solubles totales), análisis proximal, FDT, FDS, FDI, compuestos fenólicos totales, flavonoides totales, carotenoides totales y capacidad antioxidante. Estos resultados se expresaron como promedios de 3 repeticiones \pm desviación estándar y como promedios de 20 y 15 repeticiones en el caso de color externo del fruto y semillas, respectivamente.

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

VIII RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A CARACTERIZACIÓN FÍSICA

Los frutos durante su desarrollo y maduración experimentan cambios morfológicos, fisiológicos y bioquímicos que conducen a la formación de frutos aptos para el consumo humano (Vera 2014).

1 Masa y dimensiones del fruto de papaya

La evaluación de los 15 frutos variedad “Maradol”, arrojó un peso promedio de 2303 ± 388.96 g para el fruto entero y 0.77 ± 4.32 g de semilla de papaya, los resultados pueden observarse en el **Cuadro 2**. Belandria y col (2010), reportaron valores similares de 2300 g para papaya variedad Maradol. El porcentaje en peso para cáscara comprende el 4.91 ± 1.63 %, la pulpa el 86.96 ± 2.77 % y la semilla el 8.13 ± 3.27 %, estos resultados se muestran en la **Figura 7**.

En el **Cuadro 3** se muestran los valores generados para las dimensiones del fruto entero y semilla de papaya. La longitud y el diámetro para el fruto entero mostraron valores promedios de 33.90 ± 0.78 cm y 10.50 ± 1.23 cm, respectivamente; la semilla presentó dimensiones de 0.45 ± 0.08 cm y 9.80 ± 0.20 cm. Esquivel y col (2008) reportaron valores de 0.37 y 0.20 cm de largo y ancho de semilla de papaya variedad Maradol; datos similares a los obtenidos en este estudio.

Cuadro 2. Masa total de los frutos enteros de papaya variedad Maradol.

Estadístico	Masa Total (g)
Media	2303
DE^(a)	388.96
Mínimo	1543
Máximo	2703
% CV^(b)	16.88
TM^(c)	15

(a) Desviación estándar

(b) Coeficiente de variabilidad

(c) Tamaño de la muestra

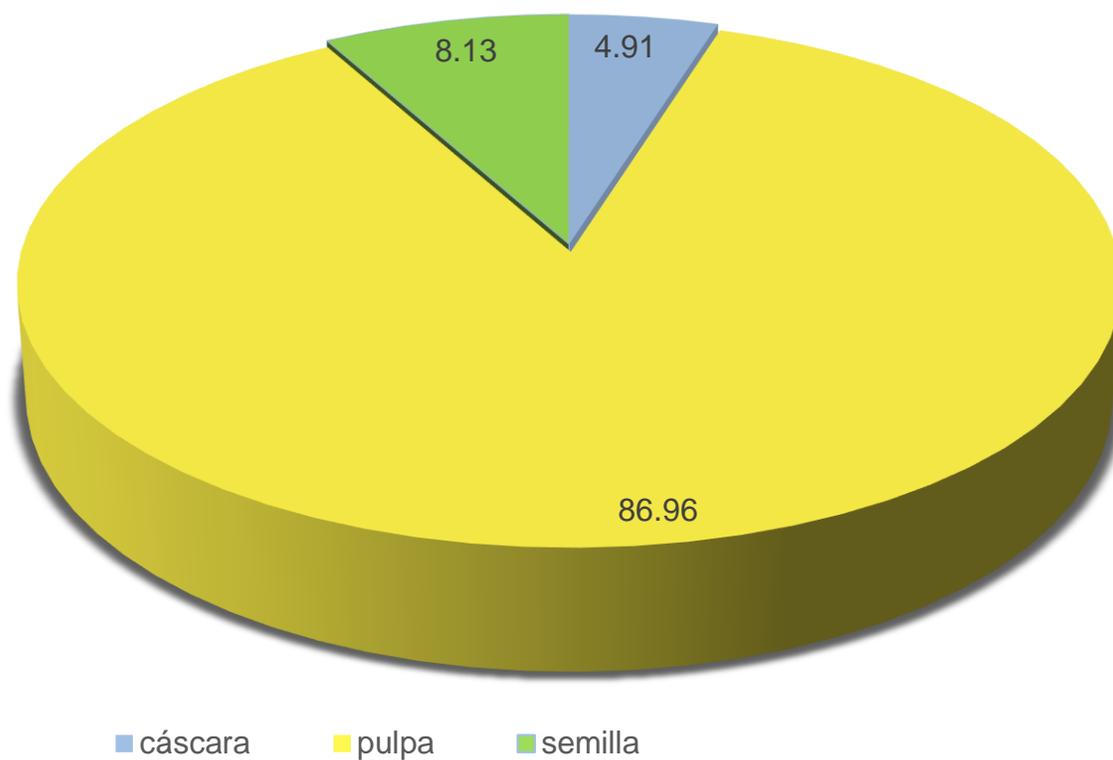


Figura 7. Porcentaje en peso de cáscara, pulpa y semilla de papaya variedad Maradol.

Cuadro 3. Dimensiones del fruto entero y de semilla de papaya variedad Maradol.

Papaya	Masa(g)	Dimensiones(cm)	
		Largo	ancho
Fruto entero	2303 ± 388.9	33.90 ± 0.78	10.50 ± 1.23
Semilla	0.77 ± 4.32	0.45 ± .08	0.28 ± 0.04

Media ± desviación estándar (DE)

2 Firmeza

Barbosa y col (2003) definen la fuerza de firmeza como el mejor indicador a nivel práctico para determinar la maduración de una fruta en sus diferentes etapas, así como conocer sus niveles óptimos de consumo y transporte, sistemas de procesamientos, manejo del producto, grado de ablandamiento y consistencia. Alcántara (2009) menciona que la textura (firmeza) es un atributo de calidad muy importante para cualquier producto agrícola y tiene el mismo peso que la apariencia y el sabor.

La firmeza obtenida para el fruto de papaya entera fue de 21.02 ± 9.4 N. Estos resultados son similares a los obtenidos por Bron y Jacomino (2006), quienes obtuvieron un valor de firmeza para papaya variedad Maradol de 20 N. Belandria y col (2010) reportaron un valor de firmeza de 23 N en la misma variedad de papaya.

3 Color

El color es uno de los atributos visuales más importantes de la papaya, debido a que su coloración rojiza característica es un indicativo de su estado de madurez y de una buena calidad (Mahmud y col 2008). Los parámetros L^* , a^* y b^* son utilizados comúnmente para describir los cambios de color en los frutos. En el caso de la papaya los parámetros L^* y b son los que generalmente se utilizan para describir sus cambios de color (González-Aguilar y col 2005).

En el **Cuadro 4** se muestran los parámetros L^* , a^* , b^* , Croma (C) y (Hue) para cáscara, pulpa y semilla. Para el caso de cáscara los valores de L^* , a^* , b^* , Croma (C) y Hue (H) fueron 57.3 ± 1.04 , 11.0 ± 2.8 , 47.7 ± 4.5 , 49.0 ± 4.5 , 75.0 ± 12.5 , respectivamente lo cual indica un color anaranjado-amarillo. Basulto y Col (2009)

reportaron valores de L* de 57, a* 10, b* 45 y H° 85, los cuales los valores L*, a* y b* son similares a los reportados en el presente estudio.

Para el caso de pulpa los valores de L*, a*, b*, Croma (C) y Hue (H) fueron 55.3 ± 0.7 , 24.3 ± 0.7 , 44.0 ± 0.6 , 50.3 ± 0.6 , 61.1 ± 0.7 lo cual indica un color amarillo anaranjado. Hernández y col (2007) reportaron valores similares de L* 55 y a* 24. Este color puede atribuirse a que la clorofila comienza degradarse durante la maduración, coincidiendo con la síntesis de carotenoides y resultando en un aumento del color amarillo-naranja.

Para el caso de la semilla los valores de L*, a*, b*, Croma (C) y Hue (H) fueron 27.6 ± 0.7 , 1.7 ± 0.1 , 7.4 ± 0.3 , 7.6 ± 0.4 y 76.9 ± 0.8 lo cual indica un tono negro grisáceo.

A CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS

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

En el **Cuadro 5** se muestran los valores obtenidos para el pH, sólidos solubles totales (SST), acidez titulable como porcentaje de ácido cítrico (AC) para la cáscara, pulpa y semilla de papaya. Estos valores son de gran importancia porque representan el estado fisiológico y la calidad del fruto ya que su sabor y palatabilidad dependen de la cantidad de azúcares, ácidos orgánicos, sales y demás compuestos solubles presentes en las partes estructurales del fruto (Ramful y col 2011).

En cuanto a pH se obtuvieron valores de 5.16 ± 0.2 para cáscara, 5.65 ± 0.06 para pulpa y 6.06 ± 0.1 para semilla, presentando diferencia significativa entre las tres partes estructurales y siendo la semilla la que presentó mayor pH con respecto a

Cuadro 4. Parámetros de color externo (cáscara), pulpa y semilla de papaya variedad Maradol.

Parámetros					
Parte	L*	a*	b*	Croma	°Hue
estructural					
Cáscara	57.3 ± 4.3 ^b	11.0 ± 2.8 ^a	47.6 ± 4.5 ^a	48.9 ± 4.4 ^b	75.0 ± 12.5 ^b
Pulpa	55.3 ± 2.9 ^b	24.3 ± 2.8 ^b	44.0 ± 2.5 ^b	50.3 ± 2.5 ^b	61.0 ± 3.1 ^a
Semilla	27.6 ± 3.0 ^a	1.6 ± 0.5 ^c	7.4 ± 1.5 ^c	7.6 ± 1.5 ^a	77.0 ± 3.5 ^b

Media ± desviación estándar (DE).

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$). LSD=2.33, 1.5, 2.0, 2.1 y 5.1 para L*, a*, b*, croma y ángulo de tonalidad (°H), respectivamente. Media de 18 repeticiones en cáscara pulpa y semilla.

pulpa y a cáscara. García y Osío (2003) reportaron valores similares de pH para pulpa de 4.65 a 5.84, en papaya variedad Maradol.

Para el caso de sólidos solubles totales se obtuvieron valores para cáscara, pulpa y semilla de 8.00 ± 0.4 , 9.60 ± 0.5 y 4.80 ± 0.2 °Brix, presentando diferencias significativas entre las tres partes estructurales y siendo la pulpa quien presentó mayor porcentaje de sólidos solubles totales. Rivera-López y col (2005) reportó un porcentaje de SST en pulpa de 9.5 °Brix en papaya variedad Maradol, valores similares a los reportados en el presente estudio. Dado que no se encontraron reportes en la literatura acerca de SST en cáscara y semilla los resultados obtenidos no pueden ser comparados. En estudios previos de papaya variedad Maradol se ha reportado que durante la maduración de los frutos aumentan los contenidos de glucosa, fructosa y sacarosa lo cual puede ser atribuible a una acumulación de sacarosa y al incremento en la actividad de sacarosa sintasa y sacarosa fosfato sintasa. Gomez y col (2002) mencionan que debido a la escasa presencia de almidón en el fruto (0.06 %) como precursor de sacarosa, como fuente alternativa propusieron a la galactosa derivada de la hidrólisis de la pared celular.

En acidez titulable se obtuvieron valores de (0.07 ± 0.005 , 0.04 ± 0.002 y 0.02 ± 0.002) % ácido cítrico, en cáscara, pulpa y semilla, presentando diferencia significativa entre las tres partes estructurales y siendo la semilla la que obtuvo mayor contenido de acidez titulable. Sañudo y col (2008) reportan un porcentaje de acidez titulable en pulpa de 0.04 a 0.07 % ácido cítrico en papaya variedad Maradol, valores similares a los reportados en el presente estudio. Estos valores bajos de

Cuadro 5. Análisis fisicoquímico de las partes estructurales de papaya variedad Maradol.

Parte estructural	pH	SST (°Brix)	AT (%)
Cáscara	5.16 ± 0.1 ^a	8.00 ± 0.4 ^a	0.07 ± 0.005 ^a
Pulpa	5.65 ± 0.06 ^b	9.60 ± 0.4 ^b	0.04 ± 0.002 ^b
Semilla	6.06 ± 0.03 ^c	4.80 ± 0.2 ^c	0.02 ± 0.002 ^c

Letras diferentes indican diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$). LSD=0.38, 0.49, 0.004 para el caso de pH, sólidos solubles totales y acidez titulable, respectivamente. Media de 3 repeticiones \pm desviación estándar (DE).

acidez titulable puede estar relacionado con el aumento de los sólidos solubles durante la maduración de las frutas, cabe destacar que las papayas utilizadas tenían un estado de madurez 5 (avanzado pero no sobremaduro).

A CARACTERÍSTICAS NUTRIMENTALES

1 Vitamina C

La vitamina C es la vitamina más importante para la nutrición humana, debido a que tiene numerosas funciones entre las que se incluyen la síntesis de colágeno, hormonas y neurotransmisores (Leong y Shui 2002); además, se piensa que el papel de la vitamina C en la prevención de enfermedades se debe a su habilidad para secuestrar radicales libres en los sistemas biológicos (Mahattanatawee y col 2006).

El **Cuadro 6** muestra los resultados obtenidos para el contenido de ácido ascórbico en cáscara, pulpa y semilla de papaya en base húmeda (bh) los cuales fueron 31.69 ± 0.07 mg/100g bh, 43.26 ± 0.09 mg/100g bh y en semilla no fue detectada y en base seca (bs) fueron 257.64 ± 0.06 mg/100g bs, 400.92 ± 0.01 mg/100g bs y en semilla no fue detectada. La comparación de medias se llevó a cabo mediante la prueba de Fisher, la cual mostró diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre las partes analizadas. El mayor contenido de ácido ascórbico fue en pulpa (400.92 ± 0.01 mg/100g bs), respecto a cáscara (257.64 ± 0.06 mg/100g bs) y en semilla no fue detectada. Argañosa y col (2008) reportan valores similares de ácido ascórbico de 43.8 mg/100g bh. Venkatachalam y col (2004) reportaron valores de ácido ascórbico de 68.71 ± 1.7 , los cuales son superiores a los reportados en el presente estudio.

Cuadro 6. Contenido de ácido ascórbico presente en papaya variedad Maradol.

Parte estructural	mg/100g bs	mg/100g bh
Cáscara	257.64 ± 0.06 ^a	31.69 ± 0.07
Pulpa	400.92 ± 0.01 ^b	43.26 ± 0.09
Semilla	ND*	ND*

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

LSD=0 para ácido ascórbico base seca respectivamente. bs= Base seca.bh= base húmeda. Media ± desviación estándar (DE).

(2002) argumentan que el aumento de ácido ascórbico respecto al tiempo en la cáscara de los frutos es debido a la mayor exposición que tienen a los rayos solares, favoreciendo así la fotosíntesis productora de carbohidratos que son transformados en vitamina C.

De acuerdo a diversos estudios in vivo, para que la vitamina C lleve a cabo sus funciones básicas en el organismo y además provea protección antioxidante, se debe consumir en la dieta un mínimo de 60 mg/día para hombres adultos y 45 mg/día para mujeres adultas (DRI, 2000). Por lo tanto, 100 gramos de pulpa de papaya aportan el 72.1% de la ingesta diaria recomendada para adultos (60 mg/día).

2 Análisis proximal

En el **Cuadro 7** se muestra la composición química de la cáscara, pulpa y semilla de papaya analizadas. Para el análisis proximal se evaluó porcentaje de humedad, se encontraron valores de 87.64 ± 0.03 , 89.19 ± 0.06 y 83.38 ± 0.02 para cáscara, pulpa y semilla de papaya. Cuervo y col (2010) reportan valores similares de humedad para pulpa de papaya variedad Maradol (85.5 %). En cuanto al porcentaje de cenizas se obtuvieron valores de 3.10 ± 0.24 % en cáscara, 0.78 ± 0.50 % en pulpa y 1.78 ± 0.50 % en semilla, presentando diferencia significativa entre las tres partes estructurales, siendo la cáscara quien presentó mayor porcentaje de cenizas, este puede deberse a que la cáscara presentó mayor contenido de minerales que el resto del fruto. Los resultados obtenidos en proteína cruda fueron de 19.68 ± 5.25 % para cáscara, 5.25 ± 0.60 % para pulpa y 20.56 ± 0.33 % para semilla, siendo la semilla la que presentó mayor porcentaje de proteína cruda en comparación con pulpa y cáscara de papaya.

Cuadro 7. Análisis proximal en cáscara, pulpa y semilla de papaya variedad Maradol

Parte estructural	Análisis Proximal (%)				
	Humedad	Cenizas	Extracto Etéreo	Proteína cruda	*Carbohidratos
Cáscara	87.64 ± 0.03	2.15 ± 0.2 ^a	2.74 ± 0.2 ^a	19.68 ± 1.1 ^b	74.48
Pulpa	89.19 ± 0.06	0.78 ± 0.5 ^b	0.55 ± 0.3 ^b	5.25 ± 0.6 ^a	93.42
Semilla	83.38 ± 0.02	1.78 ± 0.5 ^b	15.6 ± 0.06 ^c	20.56 ± 0.3 ^b	62.06

en base seca.

Letras diferentes indican diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$). LSD=0.37, 1.24 y para el caso de cenizas, extracto etéreo y proteína cruda %=Porcentaje en base seca, excepto Humedad. *Por diferencia. Media de 3 repeticiones \pm desviación estándar (DE).

En cuanto al extracto etéreo fue superior en semilla con 15.6 ± 0.06 , respecto a pulpa (0.55 ± 0.30) y cáscara (2.74 ± 0.25), encontrándose diferencias significativas en las tres partes estructurales. Ceballos-Chan (2005) reportan valores de extracto etéreo de 14.62 % en semilla de papaya variedad Maradol. En cuanto a carbohidratos, la cáscara presentó valores de 74.48 %, la pulpa de 93.42 % y la semilla de 62.29 %, siendo la pulpa la que presentó mayor porcentaje de carbohidratos.

3 Fibra dietaria

El contenido de fibra dietaria presentó diferencia estadística significativa entre las partes evaluadas para fibra dietaria total (FDT) y fibra dietaria insoluble (FDI), mientras que en fibra dietaria soluble (FDS) no se presentó diferencia estadística significativa. Dichos resultados fueron expresados en porcentaje en base seca (media \pm error estándar) y son los siguientes, 46.59 ± 2.0 , 20.12 ± 1.1 , 53.60 ± 1.3 de FDT en cáscara, pulpa y semilla respectivamente; en FDI los resultados fueron 38.84 ± 2.3 , 14.96 ± 0.3 , 46.87 ± 1.0 para las mismas partes evaluadas, respectivamente. Los resultados también fueron expresados como porcentaje en base húmeda lo cual se puede apreciar en el **Cuadro 8**.

Los requerimientos de fibra dietaria total se establecen entre 20-30 g por día (Escudero y González 2006), de tal manera que considerando los valores en base húmeda de FDT, cien gramos de tejido de cáscara de papaya cubre el 28.75%, de pulpa el 10.85% y de semilla el 36.45%.

Cuadro 8. Porcentaje de fibra dietaria total (FDT), insoluble (FDI) y soluble (FDS) en base seca y base húmeda presentes en cáscara, pulpa y semilla de papaya.

Parte estructural	% Base Seca			% Base Húmeda		
	FDT	FDI	FDS	FDT	FDI	FDS
Cáscara	46.59 ± 2.0 ^c	38.84 ± 2.3 ^c	7.76 ± 0.6 ^a	5.75 ± 0.2	4.80 ± 0.2	0.96 ± 0.5
Pulpa	20.12 ± 1.1 ^b	14.96 ± 0.3 ^b	5.15 ± 0.7 ^a	2.17 ± 1.0	1.62 ± 1.0	0.56 ± 0.6
Semilla	53.60 ± 1.3 ^a	46.87 ± 1.0 ^a	6.73 ± 0.2 ^a	7.29 ± 0.1	6.38 ± 0.1	0.92 ± 0.7

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia estadística significativa ($\alpha=0.05$). LSD=2.78, 2.41 y 0.91 para FDT, FDI y FDS, en base seca, respectivamente. Media de 3 repeticiones \pm error estándar.

4 Minerales

El **Cuadro 9** muestra los valores promedios de los contenidos de minerales en las partes estructurales liofilizadas de papaya.

La cáscara presentó el mayor contenido de Mn y K respecto a pulpa y semilla. La pulpa presentó mayor contenido de Na respecto a cáscara y semilla.

En cáscara los elementos mayores más abundantes fueron K (32.80 ± 1.1 mg/ g bs), Ca (7.35 ± 1.82 mg/ g bs), Mg (1.69 ± 0.56 mg/ g bs) y Na (1.63 ± 0.13 mg/ g bs), mientras que los contenidos de elementos menores fueron, Fe (58.2 ± 6.0 μ g/g bs), Mn (55.5 ± 3.0 μ g/g bs), Zn (43.6 ± 2.0 μ g/g bs) y Cu (9.7 ± 1.0 mg/ g bs). En pulpa el contenido de elementos mayores más abundantes fueron K (19.01 ± 1.565 mg/g bs), Na (1.67 ± 0.16 mg/g bs), Mg (1.55 ± 1.01 mg/ g bs) y Ca (1.52 ± 0.02 mg/ g bs), mientras que los contenidos de elementos menores fueron Fe (57.6 ± 4.0 μ g/g bs), Zn (9.4 ± 0.3 μ g/g bs), Cu (3.6 ± 0.7 μ g/g bs) y Mn (2.6 ± 0.2 μ g/g bs).

Con respecto a semilla, los contenidos de minerales más abundantes fueron K (20.86 ± 4.36 mg/g bs), Ca (6.18 ± 0.65 mg/g bs), Na (1.26 ± 0.19 mg/g bs) y Mg (3.04 ± 0.002 mg/g bs), mientras que los contenidos más bajos se dieron para Fe (63.9 ± 5.0 μ g/g bs), Mn (31.0 ± 2.0 μ g/g bs), Zn (7.9 ± 1.0 μ g/g bs) y Cu (7.9 ± 1.0 μ g/g bs). Se observó diferencia estadística significativa entre cáscara, pulpa y semilla de papaya, excepto para Fe en el cual entre cáscara y pulpa no se encontraron diferencia estadística significativa.

Cuadro 9. Contenido de minerales mayores y menores en partes estructurales de papaya Maradol.

Parte estructural	Elementos menores ($\mu\text{g/g bs}$)			
	Fe	Mn	Zn	Cu
Cáscara	58.2 ± 6.0^b	55.5 ± 3.0^a	43.6 ± 2.0^a	9.7 ± 1.0^a
Pulpa	57.6 ± 4.0^b	2.6 ± 0.2^b	9.4 ± 0.3^b	3.6 ± 0.7^b
Semilla	63.9 ± 5.0^a	31.0 ± 2.0^c	7.9 ± 1.0^c	7.9 ± 1.0^c
	Elementos mayores (mg/g bs)			
	Na	K	Ca	Mg
Cáscara	1.63 ± 0.13^a	32.80 ± 1.0^a	7.36 ± 1.82^a	1.69 ± 0.56^a
Pulpa	1.67 ± 0.16^b	19.01 ± 1.56^b	1.52 ± 0.02^b	1.55 ± 1.01^b
Semilla	1.26 ± 0.19^c	20.86 ± 4.36^c	6.18 ± 0.65^c	3.04 ± 0.002^c

Media de 3 repeticiones \pm desviación estándar (DE).

Minerales en el cuerpo humano: calcio, fósforo, potasio, sodio, cloro, azufre, magnesio, manganeso, hierro, yodo, flúor, zinc, cobalto y selenio. El fósforo se encuentra tan ampliamente en las plantas, que una carencia de este elemento quizá no se presente en ninguna dieta. El potasio, el sodio y el cloro se absorben con facilidad y fisiológicamente son más importantes que el fósforo (FAO 2012). De los minerales analizados en este estudio, según la FAO 2002, los de mayor importancia en la nutrición humana son calcio, hierro y zinc.

5 ANÁLISIS FITOQUÍMICOS

1 Cuantificación de compuestos fenólicos

La curva de calibración de los compuestos fenólicos totales (CFT) de los productos analizados mediante el ensayo de Folin-Ciocalteu fue elaborada con ácido gálico. La cual mostró una correlación de $y=0.0277x-0.3857$, R^2 de 0.9957 en un rango de concentración de 10 a 120 ppm.

Los resultados de CFT se presentan en el **Cuadro 10**, los cuales fueron expresados como miligramos equivalentes de ácido gálico (mg EAG/ g bs) y en 100 g bh; donde se puede apreciar diferencia estadística significativa en las tres partes estructurales ($p \leq 0.05$) entre ellas. El producto analizado que presentó el mayor contenido de CFT fue la cáscara (8.59 ± 0.29 mg EAG/g bs), respecto a pulpa (6.96 ± 0.26 mg EAG/ g bs) y semilla (5.85 ± 0.12 mg EAG/ g bs). Estos resultados de CFT mayoritarios en cáscara puede deberse a la mayor exposición que tiene a los rayos solares.

Cuadro 10. Contenido de FT en cáscara, pulpa y semilla de papaya variedad Maradol.

Parte estructural	(mg EAG/g bs)	(mg EAG/100g bh)
Cáscara	8.59 ± 0.2 ^a	106.146 ± 3.6
Pulpa	6.96 ± 0.2 ^b	75.21 ± 2.9
Semilla	5.85 ± 0.1 ^c	59.62 ± 1.6

Letras diferentes entre columna indican diferencia significativa $\alpha = 0.05$. LSD = 0.47 y Media de 3 repeticiones \pm desviación estándar (DE).

Los resultados de CFT de cáscara, pulpa y semilla de papaya en bh fueron (106.146 ± 3.6 , 75.21 ± 2.9 y 59.62 ± 1.6 mg EAG/100g bh). Valores similares fueron reportados por Corral y col 2007, estos autores encontraron valores de CFT de 53.82 ± 0.83 g/100g bh, en pulpa de papaya variedad Maradol, los cuales concuerdan a los reportados en el presente estudio. Mahattanatawee y col (2006) reportaron valores de 44.22 ± 2.97 g/100g bh, en la pulpa de papaya variedad Maradol.

2 Cuantificación de flavonoides totales

La curva de calibración se llevó a cabo con quercetina para determinar los contenidos de flavonoides totales (FT) de los productos analizados mediante el ensayo espectrofotométrico con $AlCl_3$. Dicha curva mostró una correlación de $Y=0.0058x-0.0217$, $R^2=0.9904$ en un rango de concentraciones de 10 a 120 ppm.

En el **Cuadro 11** se muestra el contenido de flavonoides totales para las diferentes partes estructurales de papaya. La comparación de medias para este análisis se llevó a cabo mediante la prueba de Fisher, la cual mostró diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$), entre las tres partes estructurales. Los valores de FT en cáscara fueron los más elevados en el análisis del fruto con 7.55 ± 0.59 mg equivalentes de quercetina (mg EQ/g bs), mientras que para pulpa y semilla se generaron valores de 2.82 ± 0.13 y 3.80 ± 0.01 mg EQ/g bs, respectivamente. Estos resultados de FT mayoritarios en cáscara puede deberse también a la mayor exposición que tiene a los rayos solares.

Cuadro 11. Contenido de flavonoides totales en cáscara, pulpa y semilla de papaya

Parte estructural	(mg EQ/g bs)	(mg EQ/100g bh)
Cáscara	7.55 ± 0.59 ^a	93.35 ± 7.33
Pulpa	2.82 ± 0.13 ^b	30.51 ± 1.42
Semilla	3.80 ± 0.01 ^c	51.80 ± 0.22

Letras diferentes entre columna indican diferencia significativa $\alpha = 0.05$. LSD = 0.70.

Media de 3 repeticiones ± desviación estándar (DE).

3 Cuantificación de carotenoides totales

Algunas frutas tropicales como la papaya, donde el color conferido por los carotenoides juega un papel importante en la aceptabilidad por parte de los consumidores.

La curva fue realizada con β -caroteno para cuantificar los carotenoides de los productos analizados mediante el ensayo espectrofotométrico propuesto por la AOAC (1990). La cual mostró correlación de $y=0.1724x-0.025$, $R^2=0.9903$ en un rango de concentración de 1 a 10 $\mu\text{g/mL}$. En el **Cuadro 12** se muestran los resultados del contenido de carotenoides totales para las diferentes partes estructurales de cáscara, pulpa y semilla de papaya. La comparación de medias se llevó a cabo por la prueba de Fisher, la cual mostró diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre las partes estructurales analizadas.

El valor más elevado de carotenoides totales fue para pulpa con $586.57 \pm 21.85 \mu\text{g E}\beta\text{-car/g bs}$ respecto a cáscara $518.99 \pm 13.76 \mu\text{g E}\beta\text{-Car/g bs}$ y semilla $113.03 \pm 9.06 \mu\text{g E}\beta\text{-car/g}$, encontrándose diferencia estadística significativa entre las tres partes estructurales analizadas. Los carotenoides totales presentes en cáscara, pulpa y semilla de papaya en base húmeda fueron (6412.11 ± 170.11 , 6336.71 ± 236.11 y $1539 \pm 123.48 \mu\text{g E}\beta\text{-car/100g bh}$). Gayosso y col (2010) reportan valores de carotenoides en pulpa de papaya variedad Maradol de $327 \mu\text{g E}\beta\text{-C/100g bs}$, lo cual es inferior a lo reportado en el presente trabajo, estas diferencias pueden atribuirse a las prácticas agrícolas, la luz solar, área de producción, estado de madurez, manejo poscosecha y metodología utilizado para el análisis.

Cuadro 12. Contenido de compuestos carotenoides en cáscara, pulpa y semilla de papaya.

Parte estructural	($\mu\text{g E}\beta\text{-caroteno/g bs}$)	($\mu\text{g E}\beta\text{-caroteno/100g bh}$)
Cáscara	518.99 ± 13.76^a	6412.11 ± 170.11
Pulpa	586.57 ± 21.85^b	6336.71 ± 236.11
Semilla	113.03 ± 9.06^c	1539 ± 123.48

Letras diferentes entre columna indican diferencia significativa $\alpha = 0.05$.LSD=32.4

3 DETERMINACIÓN DE CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

1 Método DPPH

En el **Cuadro 13** se muestra la capacidad antioxidante (CAO) determinada en extractos hidrofílicos (EHF) y extractos lipofílicos (ELF) de las partes estructurales de papaya, los cuales fueron presentados como capacidad antioxidante en equivalente de trolox (CAET) expresados en micromoles por 100g de muestra. La comparación de medias no arrojó diferencia estadística significativa ($p \leq 0.05$) para la CAO de EHF entre cáscara y pulpa, pero si con respecto a semilla y en los ELF se obtuvo una diferencia significativa entre cáscara pulpa y semilla. La CAO evaluada en EHF por el método DPPH en base seca fue superior a la generada en los ELF en todas las partes estructurales analizadas. Wu y col. (2004) en un análisis en EHF y ELF mostraron este comportamiento en diversas frutas y verduras evaluadas.

Los valores más elevados de CAO en los EHF y ELF se presentaron en pulpa y cáscara con 18.3 ± 0.4 y $3.06 \pm 0.05 \mu\text{mol ET}/100\text{g bs}$, mientras que los valores más pequeños generados en los EHF y ELF fueron en semilla y pulpa con 7.27 ± 0.3 y $1.76 \pm 0.04 \mu\text{mol ET}/100\text{g bh}$.

Un estudio realizado por Corral y col. (2007) para EHF de diversas frutas, generaron valores mayores a los de nuestro análisis en papaya ($422 \mu\text{mol}/100\text{g bh}$) esta diferencia en CAO pudo deberse varios factores, como diferencias en la metodología empleada, clima, tipo de suelo y estado de madurez.

Cuadro 13. Capacidad antioxidante DPPH en EHF y ELF de cáscara, pulpa y semilla de fruta de papaya.

Parte estructural	DPPH			
	Extracto hidrofílico (EHF)		Extracto lipofílico (ELF)	
	bs ($\mu\text{mol ET/g}$)	bh ($\mu\text{mol ET/100 g}$)	bs ($\mu\text{mol ET/g}$)	bh ($\mu\text{mol ET/100 g}$)
Cáscara	15.60 \pm 0.8 ^b	191.90 \pm 11.01	3.06 \pm 0.05 ^a	37.73 \pm 0.6
Pulpa	18.37 \pm 0.4 ^b	198.39 \pm 4.8	1.76 \pm 0.04 ^b	19.03 \pm 0.4
Semilla	7.27 \pm 0.3 ^a	98.99 \pm 4.4	1.99 \pm 0.01 ^c	27.19 \pm 0.2

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$).
 LSD=1.21 $\mu\text{mol ET/g}$ bs y 0.082 $\mu\text{mol ET/g}$ bs para capacidad antioxidante equivalente de trolox en EHF y ELF de manera respectiva. bh=base húmeda; bs=base seca.

2 Método ABTS

El **Cuadro 14** muestra la CAO en EHF y ELF llevada a cabo por el método de ABTS en cáscara, pulpa y semilla de papaya. Para los EHF se obtuvieron los valores más elevados en cáscara con $8.29 \pm 0.5 \mu\text{mol/g bs}$, seguido de pulpa con $7.08 \pm 0.3 \mu\text{mol/g bs}$ y, por último, semilla con valores de $5.43 \pm 0.29 \mu\text{mol/g bs}$. De igual manera, los ELF se obtuvieron los valores más elevados en cáscara con $4.17 \pm 0.09 \mu\text{mol/g bs}$, seguido de pulpa con $4.09 \pm 0.12 \mu\text{mol/g bs}$ y finalmente la semilla con valores de $1.85 \pm 0.03 \mu\text{mol/100g bh}$. De acuerdo al análisis de medias, se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) entre cáscara, pulpa y semilla para la CAO de EHF. Respecto a la comparación de medias de los ELF se encontró que no hubo diferencia estadística significativa entre cáscara y pulpa, pero sí con respecto a semilla de fruta de papaya.

Fu y col (2011) realizaron un estudio para EHF de diversas frutas generando valores mayores comparados con el presente análisis en papaya con ($292 \mu\text{mol/100g bh}$).

3 Método FRAP

En el **Cuadro 15** se muestran los valores de CAO obtenidos por el método FRAP para las partes estructurales de la fruta de papaya en EHF y ELF. El análisis estadístico en forma de comparación de medias presentó diferencias significativas ($p \leq 0.05$) para la CAO de los EHF de cáscara con respecto a pulpa y semilla. Los resultados obtenidos para los EHF muestran valores más elevados en cáscara con $37.69 \pm 1.1 \mu\text{mol ET/g bs}$, seguido de pulpa con $30.61 \pm 3.05 \mu\text{mol ET/g bs}$ y el más bajo en semilla con $5.43 \pm 0.2 \text{ET/g bs}$.

Cuadro 14. Capacidad antioxidante ABTS en EHF y ELF de cáscara, pulpa y semilla de fruta de papaya.

ABTS				
Parte estructural	Extracto hidrofílico (EHF)		Extracto lipofílico (ELF)	
	bs ($\mu\text{molET/g}$)	bh ($\mu\text{molET}/100\text{ g}$)	bs ($\mu\text{molET/g}$)	bh ($\mu\text{molET}/100\text{ g}$)
Cáscara	8.29 \pm 0.5 ^a	102.41 \pm 6.9	4.17 \pm 0.09 ^b	51.52 \pm 1.1
Pulpa	7.08 \pm 0.3 ^b	76.52 \pm 4.2	4.09 \pm 0.1 ^b	44.26 \pm 1.3
Semilla	5.43 \pm 0.2 ^c	8.68 \pm 4.04	1.85 \pm 0.03 ^a	25.27 \pm 0.5

Letras diferentes en la misma columna indican diferencia significativa ($\alpha=0.05$).
 LSD=0.802 $\mu\text{mol ET/g}$ bs y 0.189 $\mu\text{mol ET/g}$ bs para capacidad antioxidante equivalente de trolox en EHF y ELF de manera respectiva. bh=base húmeda; bs=base seca.

Cuadro 15. Capacidad antioxidante ABTS en EHF y ELF de cáscara, pulpa y semilla de fruta de papaya Maradol.

Parte estructural	FRAP			
	Extracto hidrofílico (EHF)		Extracto lipofílico (ELF)	
	bs ($\mu\text{molET/g}$)	bh ($\mu\text{molET}/100\text{g}$)	bs ($\mu\text{molET/g}$)	bh ($\mu\text{molET}/100\text{g}$)
Cáscara	37.69 \pm 1.19 ^a	463.62 \pm 14.7	192.31 \pm 12.86 ^a	15.63 \pm 1.04
Pulpa	30.61 \pm 3.05 ^b	330.65 \pm 32.9	160.19 \pm 9.47 ^b	14.83 \pm 0.8
Semilla	29.14 \pm 2.53 ^b	396.36 \pm 34.4	97.36 \pm 3.38 ^c	7.15 \pm 0.24

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

LSD=4.77 $\mu\text{mol ET/g}$ bs y 1.64 $\mu\text{mol ET/g}$ bs para capacidad antioxidante equivalente de trolox en EHF y ELF de manera respectiva. bh=base húmeda; bs=base seca.

En cuanto a la comparación de medias de los ELF no se encontró diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre cáscara y pulpa, pero si con respecto a semilla. Los resultados obtenidos para ELF muestran valores más elevados en cáscara con $192.31 \pm 12.86 \mu\text{mol ET}/100\text{g bh}$, seguido por pulpa con $160.19 \pm 9.47 \mu\text{mol ET}/100\text{g bh}$, y semilla presentó valores de $25.27 \pm 0.50 \mu\text{mol ET}/100\text{g bs}$. Damila y col (2015) reportó valores de CAO de EHF en pulpa de papaya variedad Maradol de $32.16 \mu\text{mol ET}/\text{g}$ lo cual es muy similar a lo reportado en el presente estudio.

4 Método ORAC

El **Cuadro 16** muestra los valores de CAO reportados como capacidad antioxidante equivalente de trolox (CAET) obtenido por el método de ORAC al analizar los EHF cáscara, pulpa y semilla de papaya. La mayor CAO de los EHF se presentó en semilla con $207.53 \pm 1.14 \mu\text{mol ET}/\text{g bs}$, respecto a cáscara con $171.30 \pm 7.3 \mu\text{mol ET}/\text{g bs}$ y pulpa con $154.73 \pm 7.7 \mu\text{mol ET}/\text{g bs}$. El análisis estadístico generó diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre las partes estructurales analizadas.

Isabelle y col (2010), reportaron valores superiores de $270 \mu\text{mol ET}/100 \text{ g}$ comparados con este estudio; Corral y col (2007) evaluaron la CAO de diferentes frutas encontrando valores en papaya de $330 \mu\text{mol ET}/100 \text{ g}$; Rivera-López y col. (2005), para la misma variedad ($230 \mu\text{mol ET}/100 \text{ g}$).

Cuadro 16. Capacidad antioxidante ORAC en EHF de cáscara, pulpa y semilla de fruta de papaya Maradol.

Parte estructural	ORAC	
	Extracto hidrófilico	
	bs ($\mu\text{mol ET/g}$)	bh ($\mu\text{mol ET/100 g}$)
Cáscara	171.30 \pm 7.3 ^a	17130.54 \pm 734
Pulpa	154.73 \pm 7.7 ^b	15473.89 \pm 773
Semilla	207.53 \pm 1.14 ^c	20753.48 \pm 114

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

LSD=12.37 $\mu\text{mol ET/g}$ bs para capacidad antioxidante equivalente de trolox en EHF.

bs=base seca; bh=base húmeda.

IX CONCLUSIONES

La caracterización hecha a las partes estructurales del fruto de papaya (*Carica papaya* L.), permitió conocer que efectivamente poseen características fitoquímicas, nutrimentales y de capacidad antioxidante importantes y diferentes entre ellas.

La cáscara mostró un mayor porcentaje de cenizas con respecto a pulpa y semilla; mientras que pulpa presentó el mayor contenido de carbohidratos y semilla obtuvo el mayor porcentaje de extracto etéreo.

La pulpa presentó el mayor contenido de vitamina C (aporta el 72.1% de la ingesta diaria recomendada por la OMS para adultos), seguida por cáscara.

La cáscara y pulpa exhibieron de manera general mayores cantidades de minerales respecto a semilla, mientras que la semilla y la cáscara mostraron mayor contenido de FDI y FDT.

La cáscara presentó mayores niveles de fenólicos totales y flavonoides totales respecto a pulpa y semilla, mientras que la pulpa presentó mayores niveles de carotenoides respecto a cáscara y semilla.

En cáscara la CAO fue superior a pulpa y semilla, por la mayoría de las metodologías. Asimismo, los EHF fueron superiores en las metodologías DPPH, ABTS y FRAP, respecto a los ELF.

Por todo lo anteriormente descrito, se puede mencionar que la cáscara y semilla de papaya pueden utilizarse como ingredientes para mejorar la calidad nutricional de un alimento por su buen contenido de componentes nutrimentales y fitoquímicos.

X BIBLIOGRAFÍA

- AACC (American Association of cereal Chemist) Report. 2001. The definition of dietary fiber. *Cereal foods world* 46:112-126.
- Abd-Ghafar MF, Prasad N, Weng KK y Ismail A. 2009. Flavonoid, hesperine, total phenolic contents and antioxidant activities from citrus species. *African Journal of Biotechnology* 9:326-330.
- ADA (American Dietetic Association). 2002. Position of the American Dietetic Association: vegetarian diets. *Journal American Dietetic Association* 97:1317-1321.
- Alcántara M. 2009. Estimación de los daños físicos y evaluación de la calidad de la fresa durante el manejo pos-cosecha y el transporte simulado [Tesis de Doctorado]. Valencia, España: Universidad Politécnica de Valencia. 225 p.
- [AOAC] Association of Official Analytical Chemists. 2012. *Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL*. 18ª ed. Estados Unidos de América: Association of Official Analytical Chemists. 942.15 (37.1.37) p 10, 943.02 (32.1.20) p12, 932.12 (37.1.15) p 7, 972.20 (37.1.11) p 4, 940.26 (37.1.18) p 7, 920.85 (32.1.13) p 5, 920.87 (32.1.22) p 14, 992.16 (31.1.8) p 10.
- Arango-Wiesner. 2012. Manual de Asistencia técnica no. 4: El cultivo de papaya en los llanos orientales de Colombia. Disponible de:
<http://www.agronet.gov.co/www/docs/si2/Cultivo%20de%20la/20papaya.pdf>. Consultado el 28 de abril del 2015.
- Araya H, Clavijo C y Herrera C. 2006. Capacidad antioxidante de frutas y verduras cultivadas en Chile. *Archivos latinoamericanos de Nutrición* 56:361-365.

- Argañosa AC, Raposo MF, Texteira P, Morais A. 2008. Effect of cut-type on quality of minimally processed papaya. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 88:2050-2060
- Basu TK and Dickerson JWT. 1996. In: *Vitamins in Human Health and Disease*. Cab International. Oxford.193p.
- Basulto F, Díaz R, Sauri D, Espadas GF, Santamaría JM y Larqué A. 2009. Características de calidad de frutos de papaya maradol en la madurez de consumo. *Agricultura técnica en México*, 35:347-353.
- Barbosa-Cánovas G, Fernández-Molina J, Alzamora-Stella M, Tapia MS, López- Malo A y Chanes JG. 2003. Handling and preservation of fruits and vegetables by combined methods for rural areas Technical manual. Food and Agriculture Organization of the United Nations FAO. Bulletin 149.
- Barroso MF, Silva A, Ramos S, Oliva-Teles MT, Delerue-Matos C, Goreti M, Sales F, and Oliveira M.B. 2009. Flavoured versus natural waters: Macromineral (Ca, Mg, K, Na) and micromineral (Fe, Cu, Zn) contents. *Food Chemistry* 116:580-589.
- Bazzano LA, He J, Ogden LG, Loria CM, Vupputuri, S, Myers L Whelton, PK. 2002. Fruit and vegetable intake and risk of cardiovascular disease in US adults: the first National Health and Nutrition Examination Survey Epidemiologic follow-up study. *American Journal of Clinical Nutrition* 76:93–99.
- 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*. 57:101–110.

- Belandria D, Vianny V, Navarro C. 2010. Caracterización física, química y organoléptica de los frutos de lechosa (*Carica papaya* L.) en las variedades de Tailandia y Maradol. Universidad Nacional Experimental Sur del Lago 45-49.
- Bendich A. 1990. Carotenoids and the immune system. In Carotenoids: Chemistry and Biology. 2ª ed. New York: Elsevier. 683 p.
- Benzie FF y Strain JJ. 1996. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of "Antioxidant Power": The FRAP Assay. Analytical Biochemistry 239:70-76.
- Brand-Williams W, Cuvelier ME y Berset C. 1995. Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. Lebensm-Wiss. U-Technology 28 :25-30.
- Bron I, Jacomino A. 2006. Ripening and quality of papaya fruit harvested at different maturity stages. Braz. J. Plant Physiol. 18 (3):389-396.
- Burton, GW. 1989. Antioxidant action of carotenoids. Carotenoid pigments and color of hermaphrodite and female papaya fruits (*Carica papaya* L.) cv Sunrise during postharvest ripening. Journal of the Science of Food and Agriculture, 71: 351–358.
- Ceballos-Chan GE. 2005. Estudios en papaya mínimamente procesada por deshidratación osmótica. Directores Chirlat-Boix MA, Talens-Oliag P. [Tesis doctoral]. Universidad Politécnica de Valencia. Departamento de Tecnología de alimentos. Consultado en febrero del 2015. Disponible en: <http://riunet.upv.es/bistream/handle/10251/1885/tesisUPV2366>.
- Chan K y Paull RE. 2008. *Carica papaya* L., *Caricaceae*. In J. Janick, & RE. Paull. Encyclopedia of fruit and nuts. Wallingford, United Kingdom: CABI. p 237–247

- Chávez-Sánchez I. 1996. Efectos de tratamientos hidrotérmicos sobre la calidad postcosecha y actividad de enzimas degradativas de la pared celular en papaya variedad maradol. [Tesis de maestría]. Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Facultad de Ciencias Químico-Biológicas. Universidad Autónoma de Sinaloa.
- Chau, CF and Huang, YL. 2003. Comparison of the chemical composition and physicochemical properties of different fibers prepared from the peel of Citrus sinensis L. Cv. Journal of Agricultural and Food Chemistry 51(9): 2615-2618.
- Chandalia M, Garg A, Lutjohann D, Bergmann K, Grundy, SM y Brinkley LJ. 2000. Beneficial effects of high dietary fiber intake in patients with Type 2 Diabetes Mellitus. New England Journal Medical 342:1392-1398.
- [CONAFRUT-FAO] Comisión Nacional de Fruticultura. 2012. Manejo poscosecha de la papaya. Consultado en Enero del 2015. Disponible en:
<http://www.fao.org/inpho/content/documents/vlibrary/ac3040s/ac304s00>.
- Corral-Aguayo RD, Yahia E, Carrillo-López A, and González-Aguilar J. 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.
- Cowan M. 1999. Plant products as antimicrobial agents. Clinical Microbiological Reviews, 10:564-582.
- CSPI. 1998. Fresh Food Comparison: Fantastic Fruit. Nutrition Action Healthletter, Center for Science in the Public Interest. Disponible de: <http://cspinet.org/nah/fantfruit.htm>

- D'Archivio M, Filesi C, Di Benedetto R, Gargiulo R, Giovannini C. and Masella R. 2007. Polyphenols, dietary sources and bioavailability. *Annali dell'Istituto Superiore di Sanità* 43:348–361.
- Davey MW, Montagu M, Sanmartin M, Kanellis A and Smirnoff N. 2000. Plant L-ascorbic acid: Chemistry, function, metabolism, bioavailability and effects of processing. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 80: 825–860.
- Dembitsky VM, Poovarodom S, Leontowicz H, Leontowicz M, Vearasilp S, Trakhtenberg S y Gorinstein S. 2001. The multiple nutrition properties of some exotic fruits: Biological activity and active metabolites. *Food Research International* 44: 1671-1701.
- Deutsch JC. 2000. Dehydroascorbic acid. *Journal of Chromatography* 881:299–307.
- DRI (Dietary Reference Intakes). 2000. Dietary Reference Intakes for Vitamin C, Vitamin E, Selenium, and Carotenoid. National Academy of Sciences.
- 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.
- Elleuch M, Bedigian D, Roiseux O, Besbes S, Blecker C y Attia H. 2011. Dietary fiber and fibre-rich by-products of food processing: Characterisation, technological functionality and commercial applications: A Review. *Food Chemistry* 124: 411-421.
- Escudero E y González P. 2006. La fibra dietética. *Nutrición Hospitalaria* 21:61-72.
- [FAO] Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2012. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.

- FAOSTAT 2012. Base de datos estadísticos de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Disponible de: <http://faostat.fao.org/site/567/default.aspx#ancor>
- Fennema, O.R. 1976. Principles of Food Sciences. In: Marcel Dekker, editors. Vol.1: Nueva York USA: Acridia. p402-409.
- Flogel A, Kim DO, Chung SJ, Song WO, Fernandez ML, Bruno RS, Koo SI Y Chun OK. 2011. Comparison of ABTS/DPPH assay to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of Food Composition and Analysis* 24:1043-1048.
- Francis F. 1980. Color quality evaluation of horticultural crops. *HortScience* 15:14-16.
- Fu L, Xu BT, Xu XR, Gan RY, Zhang Y, Xia EQ y Li HB. 2011. Antioxidant capacities and total phenolic contents of 62 fruits. *Food Chemistry* 129:345-350.
- Furtado J, Siles X & Campos H. 2004. Carotenoid concentrations in vegetables and fruits common to the Costa Rican diet. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 55:2, 101-113.
- Gayosso-García LE, Yahia EM, Martínez-Téllez MA, González-Aguilar GA. 2010. Effect of maturity stage of papaya Maradol on physiological and biochemical parameters. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences* 5(2):194-203.
- Gillman MW, Cupples, A, Gagnon D, Posner B M, Ellison R C, Castelli W P, Wolf P A, 1995. Protective effect of fruits and vegetables on development of stroke in men. *Journal of the American Medical Association*.

- Gramza A y Korczak J. 2005. Tea constituents (camelia sinesis L.) as antioxidant in lipidsystems. *Food Science & Technology* 16:351-358.
- Grusak, M.A. 2002. Enhancing mineral content in plant food products. *Journal of the American College of Nutrition* 21:178S-183S.
- Gomez M, F Lajolo, B Cordenunsi (2002) Evolution of soluble sugars during ripening of papaya fruit and its relation to sweet taste. *J. Food Sci.* 67:442-447.
- González-Aguilar GA, Ayala-Zavala F. 2005. Nuevas tecnologías de conservación de productos vegetales frescos cortados. Hermosillo, Sonora, México: CIAD. P 98.
- González-Laredo RF, Rocha-Guzmán NE, Gallegos-Infante JA. 2012. Fitoquímicos antioxidantes en alimentos. En: Álvarez-Parrilla E, González-Aguilar GA, De la Rosa LA, Ayala-Zavala JF. *Antioxidantes en alimentos y salud*. 1ª ed. México, D.F.: Clave Editorial. p 133-154.
- Hernández-Albíter. 2004. Evaluación de potencial antifúngico de extractos vegetales crudos en la germinación de esporas de *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. (Tesis de Maestría). Instituto Politécnico Nacional. Centro de desarrollo de productos bióticos. 13 p.
- Hernández Y, Lobo M y González M. 2007. Optimización del tipo de troceado de papaya mínimamente procesada y su efecto en la translucidez. In: grupo de postrecolección y refrigeración. UPCT 5 ed. Congreso Iberoamericano de Tecnología Poscosecha y Agroexportaciones. p. 751–759.
- Hernández-Albíter. 2004. Evaluación del potencial antifúngico de extractos vegetales crudos en la germinación de esporas de *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.)

- Sacc. [Tesis de Maestría]. Instituto Politécnico Nacional. Centro de desarrollo de productos bióticos.
- Huang D, Ou B, Hampsch-Woodill M, Flanagan JA, Prior RL. 2002. High-throughput assay of oxygen radical absorbance capacity (ORAC) using a multichannel liquid handling system coupled with a microplate fluorescence reader in 96 well format. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 50:4437-4444.
- Ignat, I.; Volf, I. and Popa, V.I. 2011. A critical review of methods for characterization of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry* 126(4): 1821-1835.
- Institute of Medicine. Food and Nutrition Board. National Academy Press, Dürüst N, Sümengen D y Dürüst Y. 1997. Ascorbic acid and element contents of Trabzon (Turkey). *Journal Food Chemistry* 45(6): 2085-2087.
- [INFOAGRO] Información Técnica Agrícola. 2015. El cultivo de papaya. Disponible de: http://www.infoagro.com/frutas/frutas_tropicales/papaya.htm. Consulta el 5 de marzo del 2015.
- Jiménez-Álvarez D, Giuffrida F, Vanrobaeys F, Golay PA, Cotting C, Lardeau A, y Keely BJ. 2008. High-Through put methods to assess lipophilic and Hydrophilic antioxidant capacity of food extract in vitro. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 56:3470-3477.
- Joshipura, KJ, Hu F B, Manson, JE, Stampfer MJ., Rimm, E B, Speizer, FE, Colditz, G, Ascherio A, Rosner B, Spiegelman D, Willett, WC. 2001. The effect of fruit and vegetable intake on risk for coronary heart disease. *Annals of Internal Medicine* 134, 1106–1114.

- Kalt W. 2001. Health functional phytochemicals of fruit. *Horticultural Review* 27: 269e-315e.
- Kabata-Pendias, A. 1992. Trace elements in soils and plants. 2dn ed. Boca Raton FL: CRC.
- Kim DO, Lee KW, Lee JH y Lee CY. 2002. Vitamin C Equivalent Antioxidant Capacity (VCEAC) of Phenolic Phytochemicals. *Journal Agricultural and Food Chemistry* 50(13): 3713-3717.
- Krinsky, N. I. 1989. Antioxidant functions of carotenoids. *Free Radical Biol. Med.* 7:617-635.
- Kuskoski EM, Asuero AG, Troncoso AM, Mancini-Filho J, Fett, R. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Food Science and Technology* 25:727.
- Lee SK, & Kader A. A. 2000. Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology*, 20:207-220.
- Leong, L.P.; Shui, G. 2002. An Investigation of Antioxidant Capacity of Fruits in Singapore Markets. *Food Chemistry* 76(1): 69-75.
- Liu RH. 2004. Potential Synergy of Phytochemicals in Cancer Prevention: Mechanism of Action. *International Research Conference on Food, Nutrition and Cancer* 134:3479S-3485S.
- López-Ramírez R y Echeverría. 2007. ¿Son seguros y efectivos los antioxidantes? *Scientia Et Technical* 33:40-44

- Mahattanatawee K, Manthey JA, Luzio G, Talcott ST, Goodner K. y Baldwin E A. 2006. Total antioxidant activity and fiber content of select Florida-grown tropical fruits. *Journal Agricultural. Food Chemistry*. 54(19): 7355-7363.
- Mahmud TMM, Al Eryani-Raqeeb A, Syed-Omar SR, ,Mohamed-Zaki AR, Al Eryani, Abdual-Rahman.2008. Effects of different concentrations and applications of calcium on stronge life and physiochemical characteristic of papaya (*Carica Papaya* L.) *American Journal of Agricultural and Biological Sciences* 3:526-533.
- 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.
- Merken HM and Beecher GR. 2000. Measurement of food flavonoids by highperformance liquid chromatography: A review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 48: 577–599.
- Martínez-Flores J, González-Gallego JM, Culebras y MJ. Tuñón. 2002. Departamento de Fisiología, Universidad de León y Hospital de León. España.
- Martín-Cabrejas MA, Ariza N, Esteban R, Mollá, E, Waldron K and López-Andréu, FJ. 2003. Effect of germination on the carbohydrate composition of the dietary fiber of peas (*Pisium sativum* L.) *Journal Agriculture Food Chemistry* 51:12554-1259.
- Maruchi A, Tornet Y, Arangueren M, Ramos R, Rodriguez K, Pastor MC. 2008. Caracterización de los frutos de cuatro cultivares de papaya del grupo solo introducido en Cuba. *Agronomía Costarricense* 32 (2)169-175.

- Meléndez-Martínez AJ, Vicario IM, Heredia FJ. 2004. Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. 54 (2). Consultado en mayo del 2015. Disponible en: http://www.alanrevista.org/ediciones/20042/estabilidad_pigmentos_carotenoides-alimentos.asp
- Nielsen FH. 1996. Other trace elements. In Ziegler EE, Filer Jr LJ. Present Knowledge in Nutrition. 7th ed. Washington, D.C: International Life Sciences Institute.p 353-377.
- Pahlow, M. 1985. "El gran libro de las plantas medicinales ", 3 Ed. Everest XP002040820 Saúco. p311.
- Palozza P and Krinsky NI. 1992. Antioxidant effects of carotenoids in vivo and in vitro: An overview. Methods Enzymol. 2:403-420
- Pellegrini N, Re R, Yang M y Rice-Evans C. 1999. Screening of dietary carotenoids and carotenoid-rich fruit extracts for antioxidant activities applying 2,2. Journal of Agricultural and Food Chemistry 64:512-518.
- Prosky L, Asp NG, Schweitzer TF, De Vries WJ y Furda I. 1988. Determination of insoluble, soluble and total dietary fiber in foods and food products: Interlaboratory study. Journal of the Association of Official Analytical Chemist 71:1017-1024.
- Rao AV & Agarwal S. 2000. Role of antioxidant lycopene in cancer and heart disease. Journal of the American College of Nutrition, 19:563–569.

- Ramful D, Tarnus E, Aruoma OI, Bourdon E y Bahorun T. 2011. Polyphenol composition, vitamin C content and antioxidant capacity of Mauritanian citrus fruits pulps. *Food Research International* 22(5): 388-393.
- Rayas-Duarte, P. and Romero-Baranzini, A.L. 2008. Fibra a base de frutas, vegetales y cereales: función de salud. *Revista mexicana de agronegocios. Cuarta Época. Año XII. Volumen 23. julio-diciembre del 2008.*
- Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M y Rice-Evans C. 1999. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*. 26(9-10): 1231-1237.
- Riboli E, Norat T. 2003. Epidemiologic evidence of the protective effect of fruit and vegetables on cancer risk. *American Journal of Clinical Nutrition* 78, 559–569.
- Rivera-López J, Vasquez-Ortiz FA, Ayala-Zavala JF, Sotelo-Mundo RR, Gonzalez Aguilar GA. 2005 b. Cutting shape and storage temperature affect overall quality of fresh-cut papaya cv. "Maradol" *Journal of Food and Agriculture* 90:2358-2365.
- Robles-Sánchez M, Gorinstein S, Martín-Belloso O, Astiazarán- García H, Gonzalez Aguilar G, Cruz-Valenzuela R. 2007. Frutos tropicales mínimamente procesados: potencial antioxidante y su impacto en la salud. *Interciencia* 32(4):227-228.
- Rodríguez-Amaya DB. 1997. Carotenoids and food preparation: the retention of provitamin A carotenoids in prepared, processed and stored foods. Washington, D.C.: OMNI/USAID.

Rojas-Hidalgo, E. 2001. Los carbohidratos en nutrición humana. *Aula Médica* 13:127-137.

Rumsey SC, Levine M, Daruwala, R, Park JB y Wang Y. 1999. Criteria and Recommendations for Vitamin C Intake. *The Journal of the American Medical Association* 281 (15): 1415-1423.

Saborío, D., Sáenz, V., Arauz, L.F. y Bertsch, F. 2000. Efecto del calcio en aplicaciones precosecha y poscosecha sobre la severidad de antracnosis y la calidad de frutos de papaya (*Carica papaya*). *Agronomía Costarricense* 24(2): 77-88.

[SAGARPA] Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2009. México, D. F.: SAGARPA. Disponible: <http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/AsistenciaCapacitacion/Documentos/boletin/b60/experiencias/experiencia1.htm>. Consultado el 24 de marzo de 2015.

[SAGARPA] Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación .2014. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural Pesca y Alimentación. SIAP. Servicio de información Agroalimentaria y Pesca. Avances de siembra y cosechas. Disponible de: <http://www.siap.gob.mx/>. Consultado el 5 de mayo del 2015.

Sañudo-Barajas J, Osuna T, López G, Labavitch J. 2008. Control de la maduración en frutos de papaya (*Carica papaya* L.) con 1-metilciclopropeno y ácido 2-cloroetil fosfónico. *Revista Fitotécnica Mexicana* 31(2):141-147.

- Sañudo J, Siller J, Osuna T, Muy Rangel D, Lopez G, Labavitch J. 2008. Control de la maduración en frutos de papaya (*Carica papaya* L.) con 1-metilciclopropeno y ácido 2-cloroetil fosfónico. *Revista Fitotecnica Mexicana* 31(2):141-147.,
- Serrano LA y Cattaneo LF. 2010. O Cultivo do Mamoeiro no Brasil. Disponible de: URL [http:// www.todafruta.com.br](http://www.todafruta.com.br).
- Shahidi F, Naczki M. 2004. Phenolics in food and nutraceuticals: Sources, applications and health effects. Boca Raton, Florida: CRC Press. 575 p.
- Silvera, S. A., and Rohan, T. E. 2007. Trace elements and cancer risk: A review of the epidemiologic evidence. *Cancer Causes Control* 18: 7–27.
- Szóllósi R y Varga IS. 2002. Total antioxidant power in some species of Labiatae (Adaptation of FRAP method). *Acta Biologica. Szegediensis* 46(4):125-127.
- Teixeira-da-Silva JA, Rashid Z, Tan-Nhut D, Sivakumar D, Gera A, Teixeira-Souzan M, Tennant PF. 2007. Revisión: Papaya (*Carica papaya* L.) Biology and Biotechnology. *Tree and Forestry Science and Biotechnology. Global Science Book*. 27 p.
- Trindade A V, Dantas J L L, Almeida F P & Maia I C S. 2001. Estimative of the genotypic determination coefficient in papaya (*Carica papaya* L.) in response to inoculation of arbuscularmycorrhizal fungus. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 23(3):607–612.
- US Department of Agriculture, US Department of Health and Human Services (USDA/HHS), 2004. 2005 Dietary Guidelines Advisory Committee Report. Disponible de <http://www.health.gov/dietaryguidelines/>.

- USDA (US Department of Agriculture). 2011. Agricultural Research Service: "USDA Nutrient Database for Standard Reference, Release 14". Nutrient Data Laboratory Home Page: <http://www.nal.usda.gov/fnic/foodcomp>.
- Vera AJ, Ríos M y Urrela. 2014. Producción De alcoholes volátiles durante la maduración de los frutos. Consultado 1 de noviembre del 2016 en http://pendientedemigracion.ucm.es/info/cvicente/seminarios/maduracion_frutos.pdf
- Venkatachalam K, Rangasamy, R. and Krishnan, V. 2014 Total antioxidant activity and radical scavenging capacity of selected fruits and vegetables from South India. *International Food Research Journal* 21(3): 1039-1043.
- Wolfe KE y Liu RH. 2003. Apple peels as value-added food ingredient. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 1676-1683.
- World Cancer Research Fund–American Institute for Cancer Research (WCRF/AICR), 1997. *Food, Nutrition and the Prevention of Cancer: a Global Perspective*. American Institute for Cancer Research, Washington, DC.
- Wu X, Gu L, Holden J, Haytowitz DB, Gebhardt SE, Beecher G y Prior RL. 2004. Development of a database for total antioxidant capacity in foods: a preliminary study. *Food Composition and Analysis* 17:407-422.
- Yahia M E. 2010. The contribution of fruit and vegetable consumption to human health. In LA de la Rosa E, Alvarez-Parrilla & G A, Gonzalez-Aguilar. *Fruit and vegetable phytochemicals USA: Wiley-Blackwell* p 31–51.
- Yamamoto HY. 1964. Comparison of the carotenoids in yellow- and red-fleshed *Carica papaya*. *Nature* 201, 1049–1050.

Zapata S, Piedrahita AM, Rojano B. 2014. Capacidad atrapadora de radicales oxígeno (ORAC) y fenoles totales de frutas y hortalizas de Colombia. *Perspectivas en Nutrición Humana* 16:25-36.

ABREVIATURAS

µg	Microgramo
µL	Microlitro
µM	Micromolar
µmol	Micromol
°Brix	Grados Brix
A ₀	Absorbancia del control
AACC	American Association Cereal Chemists
AAPH	Dicloruro de 2,2'-azobis(2-metilpropionamida)
ABTS	2,2-azobis-(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)
AlCl ₃	Cloruro de Aluminio
AOAC	Association of Official Analytical Chemists
AT	Acidez Titulable
bh	Base húmeda
bs	Base seca
CAET	Capacidad antioxidante equivalente a trolox
CAEVC	Capacidad antioxidante equivalente a vitamina C
CAO	Capacidad Antioxidante
CFT	Compuestos Fenólicos Totales
CT	Carotenoides Totales
DCPI	Diclorofenol Indofenol
DPPH	2,2-difenil-1-picril-hidrazil
DRI	Dietary Reference Intakes

EAG	Equivalentes Ácido Gálico
EBC	Equivalentes Beta Caroteno
ECA	Equivalentes Catequina
EFe ⁺²	Equivalentes Hierro reducido
EHF	Extracto Hidrofilico
ELF	Extracto Lipofilico
EQ	Equivalentes Quercetina
ERO	Especies Reactivas del Oxígeno
ET	Equivalentes Trolox
FC	Folin Ciocalteu
FDI	Fibra Dietaria Insoluble
FDS	Fibra Dietaria Soluble
FDT	Fibra Dietaria Total
FRAP	Ferric ion reducing antioxidant power
FT	Flavonoides Totales
g	gramo
HCl	Ácido Clorhídrico
HPLC	High Performance Liquid Chromatography
K ₂ S ₂ O ₈	Persulfato de Potasio
LSD	Least Significant Difference
mg	Miligramo
mmol	Milimol
mM	Milimolar

ORAC	Oxygen radical absorbance capacity
pH	Potencial Hidrógeno
ppm	Partes por millón
RPM	Revoluciones Por Minuto
SST	Sólidos Solubles Totales
TAH	Tranferencia Átomo de Hidrógeno
TC	Taninos Condensados
TE	Transferencia de Electrones
TEAC	Trolox equivalent antioxidant capacity
Ton	Tonelada
TPTZ	2,4,6-tripiridil-2-triazina
USA	United States of America
USDA	United State Department of Agriculture
UV	Ultravioleta

ANEXOS

Aspecto visual de la papaya Maradol representativa en cada etapa de madurez.



G: verde piel sin franja amarilla; 1: piel verde con la raya amarilla clara; 2: la piel verde raya amarilla; 3: una o más rayas de color naranja en la piel; 4: claramente de color naranja piel con algunas zonas verdes claras; 5: piel anaranjada característica de la papaya Maradol (etapa de madurez utilizada en el presente estudio); 6: fruta de color similar a la etapa 5, pero más intensa.