



**Centro de Investigación en Alimentación y
Desarrollo, A.C.**

**EFFECTO DE LA MACERACIÓN ENZIMÁTICA ASISTIDA CON
ULTRASONIDOS DE POTENCIA Y MICROONDAS SOBRE LA
CALIDAD DEL ACEITE DE COCO (*Cocos nucifera* L.).**

Por:

Rosa Elizabeth Esquer Martínez

TESIS APROBADA POR LA

COORDINACIÓN DE TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS DE ORIGEN VEGETAL

Como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRA EN CIENCIAS

APROBACIÓN Y FIRMAS

Los miembros del comité designado para la revisión de la tesis de Rosa Elizabeth Esquer Martínez la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestra en Ciencias



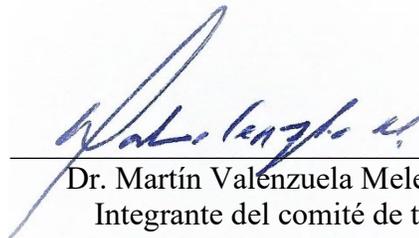
Dra. Luz del Carmen Montoya Ballesteros
Directora de tesis



Dr. Luis Enrique Robles Ozuna
Integrante del comité de tesis



Dr. Alberto González León
Integrante del comité de tesis



Dr. Martín Valenzuela Melendres
Integrante del comité de tesis

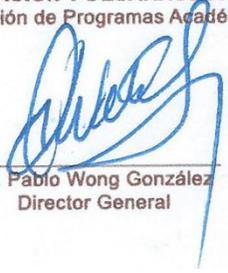
DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

La información generada en la tesis “Efecto de la Maceración Enzimática Asistida con Ultrasonidos de Potencia y Microondas sobre la Calidad del Aceite de Coco (*Cocos nucifera* L.)” es propiedad intelectual del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. (CIAD). Se permiten y agradecen las citas breves del material contenido en esta tesis sin permiso especial de la autora Rosa Elizabeth Esquer Martínez, siempre y cuando se dé crédito correspondiente. Para la reproducción parcial o total de la tesis con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita de quien ocupe la titularidad de la Dirección General del CIAD.

La publicación en comunicaciones científicas o de divulgación popular de los datos contenidos en esta tesis, deberá dar los créditos al CIAD, previa autorización escrita del manuscrito en cuestión del director(a) de tesis.



**CENTRO DE INVESTIGACIÓN EN
ALIMENTACIÓN Y DESARROLLO, A.C.**
Coordinación de Programas Académicos


Dr. Pablo Wong González
Director General

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por su apoyo económico para llevar a cabo mis estudios de Maestría en Ciencias y poder contribuir un poco a la ciencia y a mi formación profesional.

Agradezco al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. (CIAD, A.C.), al personal administrativo, investigadores y técnicos que me aceptaron como alumna de posgrado, me brindaron su apoyo y guía durante toda mi estancia en la institución.

Gracias al proyecto “Producción de aceite de coco virgen” financiado por FORDECyT en el cual se pudo llevar a cabo la presente investigación.

Agradezco a mi comité de Tesis, principalmente a la Dra. Luz del Carmen Montoya y al Dr. Luis Robles por aceptarme en su laboratorio y proyecto de investigación y que junto con el Dr. Martín Valenzuela y Dr. Alberto González me asesoraron, guiaron tanto académica como personalmente, aportaron sus conocimientos, tiempo, paciencia y sabios consejos para que pudiera llevar a cabo mi proyecto de investigación. De igual manera agradezco a Yesica Martínez por bríndame sus conocimientos, experiencia y apoyo en el laboratorio de Ing. y procesamiento de frutas y hortalizas y a Verónica Fonseca por su compañerismo, amistad, consejos y apoyo.

Gracias a los profesores de mis cursos y talleres que aportaron su tiempo y conocimientos, especial agradecimiento a la Dra. Carmen Contreras por guiarme desde el inicio en los procesos administrativos y académicos, así para la elección de mi área de investigación donde también recibí el apoyo del Dr. Jesús Manuel García Robles†

Agradecimiento infinito a mis padres, abuelos, hermanos, tíos, a toda mi familia que siempre ha estado unida y me ha apoyado en todo de manera incondicional, siempre preocupados por mi bienestar y felicidad.

A mis amigos y roommates principalmente a mi Luz que sin ella no hubiera llegado el momento de decirme para estudiar la maestría, por su apoyo incondicional durante todos los años que llevamos juntas, por sus consejos, ánimos y por considerarme parte de su familia.

CONTENIDO

APROBACIÓN	2
DECLARACIÓN INSTITUCIONAL	3
AGRADECIMIENTOS	4
CONTENIDO	6
LISTA DE FIGURAS	8
LISTA DE CUADROS	9
LISTA DE FÓRMULAS	10
RESUMEN	11
ABSTRACT	13
1. INTRODUCCIÓN	14
2. ANTECEDENTES	17
2.1. Generalidades del Coco y Aceite de Coco	17
2.2. Producción de Coco y Aceite de Coco	17
2.3. Mercado e Importancia del Aceite de Coco	22
2.4. Composición del Aceite de Coco Virgen	23
2.4.1. Perfil de Ácidos Grasos del Aceite de Coco Virgen.....	23
2.4.2. Compuestos Bioactivos en el Aceite de Coco Virgen	24
2.5. Procesos de Extracción de Aceite de Coco	26
2.5.1. Proceso de Extracción en Seco	26
2.5.2. Proceso de Extracción en Húmedo	28
2.5.3. Métodos de Extracción Enzimático	30
2.6. Tecnologías No Convencionales para la Extracción de Aceite de Coco	31
2.6.1. Microondas	31
2.6.2. Ultrasonidos de Potencia	34
3. HIPÓTESIS	37
4. OBJETIVOS	38
4.1. Objetivo General.....	38
4.2. Objetivos Específicos	38
5. MATERIALES Y MÉTODOS	39
5.1. Materia Prima	39
5.1.1. Caracterización de la Materia Prima.....	39
5.1.2. Parámetros Físico-químicos de Calidad del Endospermo Sólido	39
5.1.2.1. Contenido de humedad	39
5.1.2.2. pH y acidez titulable	40
5.1.2.3. Sólidos solubles totales (SST).....	40
5.1.2.4. Color aparente	40

CONTENIDO (Continuación)

5.1.3. Preparación de la Materia Prima	41
5.2. Proceso de Extracción de Aceite de Coco Virgen.....	41
5.2.1. Obtención de Aceite de Coco Virgen, Método en Seco	41
5.2.2. Obtención de Aceite de Coco Virgen, Método en Húmedo	42
5.2.3. Proceso de Extracción de Aceite con Maceración Enzimática.....	42
5.2.4. Proceso de Extracción de Aceite con Maceración Enzimática Asistida por US y MO.....	42
5.3. Determinación de Parámetros de Calidad del Aceite de Coco Virgen.....	43
5.3.1. Rendimiento de Extracción.....	43
5.3.2. Contenido de Humedad y Volátiles	43
5.3.3. Ácidos Grasos Libres (AGL).....	44
5.3.4. Índice de Peróxido	44
5.3.5. Índice de Saponificación	45
5.3.6. Índice de Yodo	46
5.3.7. Compuestos Bioactivos.....	46
5.3.7.1. Fenoles totales.....	46
5.3.7.2. Perfil de ácidos grasos	46
5.3.7.3. α -tocoferol	47
5.4. Diseño Experimental y Análisis Estadístico.....	48
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	50
6.1. Caracterización de la Materia Prima	50
6.1.1. Peso y Grosor del Endospermo	50
6.1.2. Contenido de Humedad, pH, Acidez y Sólidos Solubles Totales.....	51
6.1.3. Color Aparente.....	52
6.1.4. Composición Proximal	52
6.2. Rendimiento de Extracción	53
6.3. Parámetros Fisicoquímicos del Aceite de Coco Virgen Extraído por Diferentes Métodos	57
6.3.1. Color Aparente.....	57
6.3.2. Contenido de Humedad y Volátiles.....	60
6.3.3. Ácidos Grasos Libres (AGL).....	62
6.3.4. Índice de Peróxido (IP)	63
6.3.5. Índice de Saponificación (IS)	64
6.3.6. Índice de Yodo (IY)	65
6.3.7. Fenoles Totales (FT)	65
6.3.8. Perfil de Ácidos Grasos	68
6.3.9. α -Tocoferol	69
7. CONCLUSIONES.....	72
8. REFERENCIAS	73

LISTA DE FIGURAS

Figura		Página
1	Caras o partes del fruto de <i>Cocos nucifera</i> L.....	17
2	Compuestos principales en la estructura de la pared celular vegetal.....	20
3	Diagrama de flujo del proceso de extracción de aceite de coco por el método seco.....	27
4	Diagrama de flujo del proceso de extracción de aceite de coco por el método húmedo.....	29
5	Partes básicas de un equipo de microondas común.....	32
6	Imagen de la respuesta de moléculas de agua en un campo eléctrico alterno.....	33
7	Proceso de aplicación de energía en baño ultrasónico.....	35
8	Rendimiento de extracción (%) de ACV por diferentes métodos de extracción..	55
9	Efecto de los tratamientos en el color de la copra.....	59
10	Efecto de los tratamientos en el color del ACV.....	59
11	Porcentaje de humedad del ACV extraído con diferentes tratamientos.....	61
12	Fenoles Totales del ACV extraído con diferentes tratamientos.....	66
13	Contenido de α -tocoferol en el aceite extraído por diferentes tratamientos.....	70

LISTA DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Porcentaje de compuestos mayoritarios en el endospermo de coco maduro de acuerdo a diversos autores.....	18
2	Perfil de ácidos grasos y componentes menores del aceite de coco.....	25
3	Resultados de la caracterización del endospermo de coco AP2-Y.....	48
4	Resultados del análisis proximal en endospermo de coco AP2-Y en comparación con lo reportado por otros autores.....	53
5	Rendimiento de extracción en método de extracción en seco y en húmedo.....	54
6	Color del ACV extraído por diferentes métodos.....	58
7	Características fisicoquímicas del ACV extraído por diferentes métodos.....	62
8	Composición porcentual de ácidos grasos en el ACV extraído por diferentes tratamientos.....	69

LISTA DE FÓRMULAS

Fórmula	Página
1 Contenido de humedad y volátiles en endospermo de coco.....	40
2 Cromaticidad dada por C*.....	41
3 Ángulo de matiz Hue*.....	41
4 Rendimiento de extracción (%).....	43
5 Contenido de humedad y volátiles (%) en ACV.....	44
6 Ácidos grasos libres (%).....	44
7 Índice de Peróxido.....	45
8 Índice de Saponificación.....	45
9 Índice de yodo.....	46

RESUMEN

El aceite de coco virgen (ACV) está constituido principalmente por ácidos grasos de cadena media, siendo el de mayor proporción el ácido láurico que, junto con los ácidos fenólicos, tocoferoles, tocotrienoles y fitoesteroles, contribuyen a la estabilidad oxidativa del ACV y son responsables de los efectos benéficos para la salud. El ACV se extrae a partir de coco fresco y maduro empleando medios mecánicos o naturales sin requerir procesos químicos de refinado, blanqueo o desodorizado. Sin embargo, los métodos de extracción convencionales pueden generar pérdidas de compuestos bioactivos y obtener bajos rendimientos al emplear altas temperaturas y largos tiempos de proceso. Así, se planteó mejorar la eficiencia de extracción y calidad del ACV empleando maceración enzimática (ME), ultrasonidos de potencia (US) y microondas (MO). Para ello, se caracterizaron cocos frescos Alto Pacífico-2 de 12 meses de maduración cultivados en el Estado de Yucatán. Se realizó la extracción del ACV por método convencional y la aplicación de tratamientos de ME, US, MO, ME+US y ME+MO. Se evaluó el rendimiento de extracción y parámetros de calidad de contenido de humedad, ácidos grasos libres, índice de saponificación, índice de peróxido e índice de yodo; además de compuestos fenólicos, perfil de ácidos grasos y contenido de α -tocoferol. Obteniendo como resultado un coco maduro con grosor de 11.51 ± 1.32 mm y peso de 335.61 ± 61.67 g del endospermo sólido, apto para extracción de aceite de coco. Los tratamientos que mejor rendimiento presentaron fueron ME ($94.48 \pm 2.28\%$), US ($93.59 \pm 0.71\%$), MO ($93.51 \pm 2.31\%$) y ME+MO ($93.72 \pm 2.86\%$) en comparación al método convencional. Los parámetros de calidad evaluados en el ACV se encuentran dentro de los estándares internacionales. El ACV extraído por MO presentó un contenido de compuestos fenólicos significativamente mayor a todos los tratamientos y el obtenido por ME+US fue significativamente mayor en contenido de α -tocoferol ($p < 0.05$). Los ácidos grasos saturados representaron el 93.43%, los monoinsaturados el 5.59% y los poliinsaturados el 0.98% del total de ácidos grasos. El ácido láurico fue el de mayor proporción ($44.81 \pm 0.05\%$ - $46.38 \pm 0.07\%$), seguido por el ácido mirístico ($19.51 \pm 0.29\%$ - $20.55 \pm 0.04\%$) y ácido palmítico ($9.07 \pm 0.32\%$ - $10.15 \pm 0.01\%$). Las tecnologías no convencionales de ME, US y MO evaluadas, incrementaron el rendimiento de extracción del ACV y el contenido de los compuestos bioactivos, además se obtuvo un aceite de mejor calidad.

Palabras clave: aceite de coco virgen, maceración enzimática, ultrasonidos de potencia, microondas.

ABSTRACT

Virgin coconut oil (VCO) it mainly consists of medium chain fatty acids, with lauric acid being the most prevalent, and along with phenolic acids, tocopherols, tocotrienols and phytosterols, contribute to the oxidative stability of VCO and are responsible for beneficial health effects. VCO is extracted from fresh and mature coconut, using mechanical or natural means, without requiring chemical refining, bleaching or deodorizing processes. However, conventional extraction methods can modify the quality, by generating high losses of bioactive compounds, with low yield extraction, as consequence of using high temperatures and long processing times. Therefore, we aimed to increase the quality and yield extraction of the VCO using an enzymatic extraction (ME), ultrasound (US) and microwave (MO). Fresh coconut Alto Pacifico-2 of 12-month-germination produced in Yucatán State were characterized. The extraction of the VCO was carried out by a conventional method and by the application of the ME, US, MO, ME+US and ME+MO as treatments. Extraction yield of VCO, physicochemical properties as moisture content, free fatty acids, saponification value, peroxide value and iodine value, as well as phenolic compounds, fatty acid profile and α -tocopherol content were evaluated. Results revealed that the fresh coconut were mature and suitable for coconut oil extraction with a solid endosperm thickness of 11.51 ± 1.32 mm and weight of 335.61 ± 61.67 g. The ME, US, MO and ME+MO treatments presented a highest extraction yield in compared to the conventional method. The quality parameters evaluated in the VCO are within international standards. The MO presented a content of phenolic compounds significantly higher to all treatments and ME+US was significantly higher in α -tocopherol content ($p<0.05$). Saturated fatty acids (SFA) represented the 93.43%, monounsaturated 5.59% and polyunsaturated 0.98% of total fatty acids. Lauric acid was the highest SFA found in the VCO ranged from 44.81 ± 0.05 to 46.38 ± 0.07 , followed by myristic acid ($19.51\pm 0.29\%$ - $20.55\pm 0.04\%$) and palmitic acid ($9.07\pm 0.32\%$ - $10.15\pm 0.01\%$). The non-conventional technologies of ME, US and MO evaluated increased the extraction yield of VCO and the bioactive compounds content, in addition, a better quality oil was obtained.

Key words: virgin coconut oil, enzymatic extraction, ultrasound, microwave.

1. INTRODUCCIÓN

El aceite de coco se destaca por tener diversas aplicaciones gracias a las propiedades hidrofílicas e hidrofóbicas de los ácidos grasos y sus derivados que le confieren características de elevado punto de fusión, estabilidad y resistencia a la rancidez oxidativa. Dentro de dichas aplicaciones predomina su uso en alimentación como reemplazo de otros aceites vegetales (Narayanankutty *et al.*, 2018), producción de biodiesel (Kalam *et al.*, 2016) como combustible alternativo renovable, generación de productos de transesterificación como polímeros y tensoactivos, y como ingredientes en la elaboración de cosméticos (Cortese *et al.*, 2015). Por su parte, el ACV se define como aquel que se obtiene a partir de coco fresco y maduro empleando medios mecánicos o naturales sin requerir procesos químicos de refinado, blanqueo o desodorizado (APCC, 2009). Una de las características importantes del ACV es la funcionalidad como alimento, procedente del contenido de ácidos grasos de cadena media, tocoferoles y compuestos fenólicos, los cuales se consideran compuestos bioactivos por el efecto benéfico en la salud que proporciona su consumo (Rohman *et al.*, 2019). Como consecuencia de ello, se ha generado un gran interés por parte de productores, empresarios y emprendedores, con énfasis en el proceso de extracción del ACV, siendo una fuente de mejoramiento en la sustentabilidad e ingresos adicionales. En México, a pesar de ser uno de los principales productores de coco a nivel internacional, se ha reportado un déficit de ACV de hasta 10 mil toneladas al año debido a procesos de obtención poco sistematizados (SAGARPA, 2017).

Los procesos convencionales de extracción del ACV que hasta ahora se han reportado son: extracción en frío, extracción por calor, por fermentación y maceración enzimática, los cuales presentan un bajo rendimiento de extracción, pérdida de nutrientes de alto valor como los compuestos bioactivos, disminución de compuestos termosensibles y desarrollo de propiedades sensoriales indeseables por uso de altas temperaturas.

El uso de enzimas proporciona buenos rendimientos de extracción de ACV, sobre todo cuando se utilizan complejos multienzimáticos debido a que permiten una degradación más completa de la pared celular (Ricochon & Muniglia, 2012). Sant'Anna *et al.* (2003) reportaron hasta un 83% de

rendimiento de ACV al emplear una mezcla de enzimas celulasa, endoamilasa y proteasa. Resultados similares fueron reportados por Chen & Diosady (2003) en la extracción de aceite de coco con una mezcla de enzimas de hemicelulasa, pectinasa, celulasa y gamanasa al 2% obteniendo un rendimiento del 84%. Oseni *et al.* (2017), obtuvieron un rendimiento de extracción del 65.74% al utilizar amilasas de *Aspergillus oryzae* al 1%, pectinasa de *Aspergillus niger* al 1% y proteasas de *Streptomyces griseus* al 1%. Sin embargo, el efecto en la extracción del contenido de compuestos bioactivos a la fecha, no ha sido evaluada.

Por otra parte, las tecnologías no convencionales como la extracción asistida con US, en comparación con las convencionales, podría emplear menos solventes y energía para incrementar los rendimientos de extracción (Mason & Joyce, 2008; Chemat *et al.*, 2011). El uso de US como tecnología asistente presenta mayores ventajas que los procesos de extracción con fluidos supercrítico y extracción acelerada con solventes. Las aplicaciones con US incluyen extracciones en hierbas, aceites, proteínas y componentes bioactivos de plantas. Riera *et al.* (2004) realizaron una extracción de aceite de almendras utilizando CO₂ supercrítico y US a una frecuencia de 20 kHz, reportando un rendimiento 20% superior al emplear US como asistente en comparación con utilizar solo fluido supercrítico. Resultados similares fueron reportados por Rajaei *et al.* (2005) durante la extracción de aceite de semilla de té.

Otra de las alternativas para la extracción de componentes de interés es el uso de microondas (MO), usualmente se emplea a frecuencia de 2.45 GHz y produce un calentamiento interno altamente eficiente (Leonelli & Mason, 2010). La importancia de la extracción asistida por MO radica en el rendimiento de la fuente de calentamiento, la cual reduce drásticamente el tiempo de extracción (15-30 min), así como el volumen de disolvente requerido (Kaufmann & Christen, 2002). La extracción asistida por MO es un método novedoso para la extracción de nutraceuticos, siendo un método simple, rápido y adecuado para componentes termolábiles (Wang & Weller, 2006).

La aplicación adecuada de tecnologías innovadoras para la extracción de componentes de interés requiere del conocimiento apropiado de las características y propiedades de las matrices alimentarias (Li *et al.*, 2013b). La extracción enzimática y el uso de tecnologías amigables con el medio ambiente como MO y US para la extracción de ACV podrían permitir un mayor rendimiento

en el proceso de extracción y una disminución en la pérdida de compuestos bioactivos como vitamina E, esteroides y polifenoles debido al uso de bajas temperaturas. A la fecha, son pocos los estudios que se han encontrado al respecto; por ello, el objetivo del presente trabajo fue mejorar el rendimiento de extracción y la calidad de ACV empleando maceración enzimática asistida con US y MO como alternativa de procesamiento a las prácticas actuales de producción en México.

2. ANTECEDENTES

2.1. Generalidades del Coco y Aceite de Coco

El cocotero (*Cocos nucifera*) es una especie de palmera de la familia *Arecaceae* en la que existen más de 40 especies y las cuales se dividen principalmente en dos grupos a partir de la forma de inflorescencia, siendo las variedades alógamas aquellas que no se autofecundan y son denominadas variedades altas, y las variedades autógamas, las cuales son aquellas que se autofecundan y son denominadas variedades enanas. El fruto en las variedades altas alcanza su maduración total a los 12 meses, siendo la variedad caracterizada para la producción de aceite al tener un mayor contenido de aceite en el endospermo sólido y al producir cocos más grandes que la variedad enana, la cual es más adecuada para producción de agua de coco de buena calidad (ASERCA, 2001; Pham, 2016).

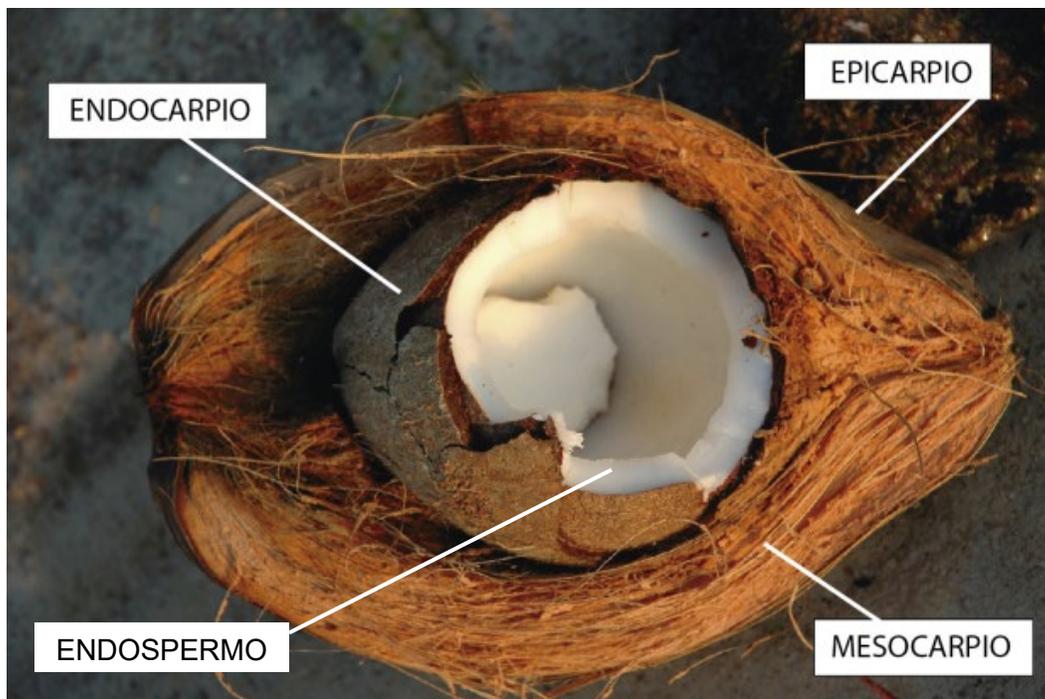


Figura 1. Caras o partes del fruto de *Cocos nucifera* L. ¹

¹ modificado de https://2019.igem.org/Team:USP_SaoCarlos-Brazil/Hardware

El fruto de *Cocos nucifera* L. es monospermo, es decir, se encuentra formado por una sola semilla, la drupa consta de tres caras (ver Figura 1) entre 20 y 30 cm de diámetro con un peso alrededor de 1.5 kg. La sección transversal de la fruta, desde la capa exterior a la interior, presenta un epicarpio brillante de colores diversos, que dependiendo de la variedad, van del verde, amarillo, naranja o café; le sigue un mesocarpio fibroso de color castaño a rojizo y un endocarpio lignificado que encierra la semilla. La semilla se encuentra cubierta por una testa de color café, donde se encuentra el albumen líquido llamado también agua de coco, y el albumen sólido o endospermo sólido que es la reserva alimenticia de la semilla y está formado por una porción carnosa o albuminosa de la cual se puede obtener algunos productos como leche, aceite, coco seco, entre otros (Canapi *et al.*, 2005; Pham, 2016; SIAP, 2019).

Cuadro 1. Porcentaje de compuestos mayoritarios en el endospermo de coco maduro de acuerdo a diversos autores².

Composición (%)						
Humedad	Proteína	Aceite	Fibra cruda	Cenizas	Carbohidratos	Referencias
44	3.6	38.1	3.1	1.3	9.9	Dendy & Timmins (1973)
42–48	4	36	2	–	7.2	Grimwood (1975)
35.37	5.5	44.01	3.05	0.77	6.57	Balachandran <i>et al.</i> (1985)
36	4.5	41.5	–	1.1	16.9	Chakraborty (1985)
40.9	3.8	35.2	–	–	–	Kwon <i>et al.</i> (1996)
61.07	3.95	20.86	–	1.14	13.05	Patil <i>et al.</i> (2017)

De acuerdo a varios autores (ver Cuadro 1) el endospermo sólido fresco de coco maduro contiene entre el 35 y 61% de humedad, y cuando se deseca, desciende hasta una humedad entre 8 y 3%, concentrándose así todos los nutrientes y a lo cual es denominado copra, siendo el principal producto que se extrae del coco para la generación de aceite y proteínas vegetales (Canapi *et al.*, 2005; SIAP, 2018). También contiene entre 20 y 44% de grasa, la cual se encuentra distribuida en el endospermo en tres capas; la interna es la que se encuentra cercana al endospermo líquido y contiene el 16% de su peso en grasa, la capa media contiene el 46% de su peso en grasa, y la capa

² Cuadro diseñado por Patil & Benjakul (2018).

externa cercana a la testa tiene el 62% de su peso en grasa; las grasas contenidas en el endospermo están constituidas principalmente de ácidos grasos saturados en un 90%, del cual, el 60% corresponde a los ácidos grasos de cadena media con número de carbonos entre 8 y 12, predominando el ácido láurico en un 50% del contenido total de ácidos grasos (Child, 1974; Ohler, 1984; Balachandran, 1985; Eyres *et al.*, 2016).

Además de la grasa, el endospermo de coco presenta otros compuestos de interés como las proteínas, las cuales presentan un perfil de aminoácidos moderadamente bien balanceado en términos de valor nutricional. Las proteínas se encuentran formando una barrera protectora alrededor de las gotas de aceite que se encuentran en el endospermo de coco, en el cual la repulsión entre ellas previene su coalición. Las proteínas de la leche de coco asumen un rol importante en la estabilidad de la emulsión, la cual depende de los parámetros de fuerza iónica, pH y principalmente la temperatura; por su alta sensibilidad al calor, pueden ser desnaturalizadas o sufrir un proceso de coagulación en temperaturas mayores a 80 °C (Kwon *et al.*, 1996) además, potenciado por regiones de pH ácidas y básicas, puede ocasionar la precipitación de las proteínas (Onsaard *et al.*, 2005). Sin embargo, las proteínas del coco son más resistentes a la desnaturalización por calor en presencia de sales, polioles y azúcares. Las proteínas predominantes en el endospermo o pulpa de coco son globulinas y albúminas, representando el 40 y 21% del total de las proteínas, respectivamente (ver Cuadro 1) (Balachandran *et al.*, 1985; Kwon *et al.*, 1996). El proceso de recuperación o extracción de proteínas se puede llevar a cabo por medio de ultrafiltración, precipitación de sal, precipitación isoelectrica y coagulación por calor de los aislados de proteína de la leche descremada de coco (Raghavendra & Raghavarao, 2010; Yiengveerachon *et al.*, 2020).

La proporción de cada uno de los compuestos que se encuentran en el endospermo de coco depende de factores como la variedad, estado de maduración, prácticas de cultivo, entre otros. El endospermo de coco contiene entre 6 y 17% de carbohidratos y entre el 2 y 3% de fibra cruda (ver Cuadro 1). El término fibra se encuentra asociado a los constituyentes fibrosos de la pared de la célula vegetal (ver Figura 2), los cuales engloban estructuras tan complejas como la hemicelulosa, la celulosa, pectina y la lignina como componentes principales (Zilversmit, 1979; Rincón *et al.*, 2016). La pulpa y aceite de coco son altamente valorados por su aportación nutrimental, además de los compuestos mencionados anteriormente, contiene minerales como el calcio, magnesio,

fósforo, hierro y zinc, y aportan vitaminas del complejo B, que en conjunto pueden ser utilizados por sus propiedades antiinflamatorias, antioxidantes, antimicrobianas; además de utilizarse en la industria de belleza para elaborar tratamientos de cabello y piel, puede ser usado como ingrediente alimenticio y en medicina popular (Eyres *et al.*, 2016; SADER, 2017).

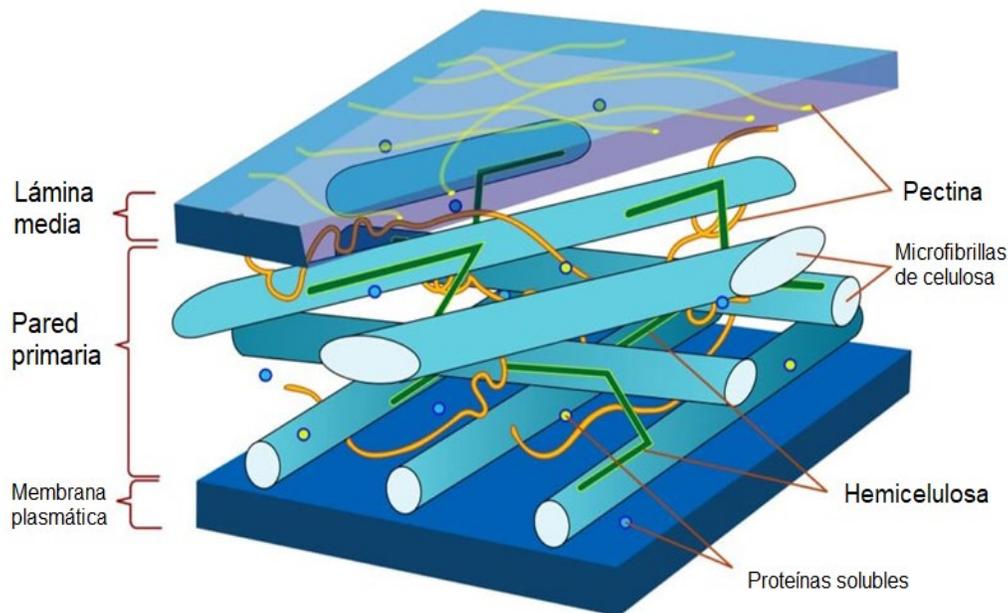


Figura 2. Compuestos principales en la estructura de la pared celular vegetal³

2.2. Producción de Coco y Aceite de Coco

El cocotero es un recurso importante para sus productores al ser una fuente de alimento y proporcionar ingresos por la venta de copra para su posterior transformación; al ser un producto demandado por muchos países, genera un ingreso substancial en los mercados internacionales. Se estima que mundialmente se plantan 11.8 millones de hectáreas de cocoteros, cultivándose de manera extensiva en los trópicos y concentrándose su producción comercial principalmente en regiones de Asia y el Pacífico, las cuales se encuentran favorecidas por las condiciones de clima y

³ modificado de: https://www.researchgate.net/figure/Figura-i2-Estructura-de-la-pared-celular-Componentes-20-fundamentales-de-una-pared_fig1_50819468

humedad. La producción mundial de coco se ha estimado en 61.7 millones de toneladas con un promedio de 5.2 ton/ha, siendo Indonesia, Filipinas e India los principales productores de cocotero, abarcando el 75% de la producción mundial. Países pertenecientes al continente Africano, el Caribe y el Pacífico producen 4.59 millones de toneladas de coco en 1.7 millones de hectáreas, representado el 7.4% de la producción mundial (FAOSTAT, 2015).

Una parte del coco producido en el mundo se convierte en copra por medio de un proceso de secado, para posteriormente ser transformado en aceite y harina de coco. La producción de aceite de coco incrementó durante la última década y de acuerdo a lo publicado por Shahbandeh (2021), las estadísticas presentan una producción de 3.38 millones de toneladas cubicas en el periodo 2013-2014, proyectando un aumento de la producción de aceite de coco para consumo estimado en 3.57 millones de toneladas cubicas hacia el año 2020-2021, representando el 2.5% de la producción mundial de aceites vegetales. Alrededor del 70% de la producción global de aceite de coco, proviene de Filipinas e Indonesia, siendo el primero el mayor exportador de aceite de coco, representando el 42% de la exportación mundial (FAOSTAT, 2015).

Con respecto a la producción de coco a nivel nacional, México se encuentra dentro de los principales productores; en el año 2015, SAGARPA identificó a 13 estados de la república donde se cultivan dos tipos de cocoteros, el criollo alto del Atlántico y el criollo del Pacífico con cerca de 148 mil hectáreas, y para el año 2017 se reportaron 9 entidades con un volumen de producción nacional de 232.7 mil toneladas, siendo las principales entidades productoras Guerrero, Colima, Tabasco, Oaxaca, Chiapas y Yucatán. El de mayor producción es el estado de Guerrero, contribuyendo con 188 mil toneladas y representando un 80.8% del total nacional; la alta producción en dicho estado puede deberse al clima cálido y húmedo, el cual favorece al cultivo (SIAP, 2018).

SAGARPA (2017), reportó que México pasó a ser el octavo productor de aceite de coco con la aportación del 1.7% a la producción mundial. El principal productor de cultivo para extracción de aceite de coco es Guerrero, quien cuenta con cocoteros Alto del Pacífico e Híbrido Mapan, los cuales se caracterizan por su resistencia al amarillamiento letal, precocidad y por su alta producción de copra y agua (Cortázar, 2011). Aunque la producción mexicana de este cultivo actualmente

satisface casi la totalidad de los requerimientos nacionales de aceite, durante 2016 se importaron 9.6 mil toneladas de países como Indonesia (46.84%) y Filipinas (39.51%).

2.3. Mercado e Importancia del Aceite de Coco

La demanda de aceite de coco aumentó debido a su valor nutritivo, destacándose sus propiedades antioxidantes, antimicrobianas y propiedades hidrofílicas e hidrofóbicas de los ácidos grasos y derivados. El aceite de coco tiene su aplicación en alimentación al reemplazar a otros aceites vegetales, producción de combustibles y biodiesel, producción de polímeros y tensoactivos para la elaboración de productos cosméticos y uso en medicina alternativa (Marina *et al.*, 2009a; Cortese *et al.*, 2015; Kalam *et al.*, 2016; Narayanankutty *et al.*, 2018; Rohman *et al.*, 2019).

El continente Asiático es el mayor consumidor de aceite de coco, debido a su amplia disponibilidad y producción; sin embargo, la demanda de aceite de coco se expandió en otros países de América y Europa. En el año 2018, los países con mayor volumen de consumo de aceite de coco fueron Estados Unidos (507 miles de toneladas), Indonesia (443 miles de toneladas) e India (385 miles de toneladas), acumulando un consumo global del 38%. Por otra parte, Filipinas, Alemania, los Países bajos, Vietnam, China, Malasia, México y Corea del sur, representaron en conjunto un 36% del consumo mundial de aceite de coco (Research and Markets, 2019; Research Nester, 2020).

De acuerdo con el Market Research Future (2020), se proyecta que el mercado mundial de ACV alcanzará aproximadamente 5 mil millones de dólares para el año 2024, registrando una tasa de crecimiento anual compuesto significativa de 9.5% durante el período de pronóstico 2019-2024. Esta proyección se basa en la creciente preferencia hacia el ACV sobre el aceite de coco refinado, ya que no se tiene contaminación de solventes orgánicos durante su proceso. Por otra parte, existe un aumento en la concientización de los problemas de salud entre la población y los beneficios que proveen los compuestos bioactivos inclinando la preferencia hacia productos más naturales.

Sin embargo, la producción insuficiente de aceite de coco y la falta de demanda de los sectores industriales pueden dificultar el crecimiento del mercado en el futuro, es por ello que las compañías

productoras de coco y sus derivados actualmente se enfocan en innovación tecnológica, modernización de sus equipos y mejoramiento de sus procesos para la reducción de costos y mejoramiento de la calidad de sus productos, permitiendo así un aumento en la competitividad del mercado del aceite de coco, el cual se proyecta se incremente en un 4.5% dentro de los próximos 5 años alcanzando los 4,900 millones de dólares en 2024, partiendo de los 3,760 millones de dólares que se registraron en el año 2019 (Research Reports, 2019). Cabe mencionar que el mercado de aceite de coco está altamente fragmentado con un largo número de pequeñas manufacturas locales, por lo que se espera que los principales proveedores inviertan en investigación y desarrollo debido a la gran popularidad y al aumento de la competencia en el futuro (Research Nester, 2020).

2.4. Composición del Aceite de Coco Virgen

El ACV extraído del endospermo de coco maduro fresco es la forma más pura de aceite de coco, ya que conserva sus características naturales como olor y sabor (Marina *et al.*, 2009b). Contiene en su mayoría ácido láurico, por sus propiedades antivirales, anti-inflamatorias, anti-protozoos, entre otros, contribuye a la estabilidad oxidativa del ACV y a la salud del consumidor (Rohman *et al.*, 2019). Otros compuestos importantes del ACV son los compuestos bioactivos, ácidos fenólicos, tocoferoles, tocotrienoles y fitoesteroles que contribuyen a la buena salud y calidad del ACV (Appaiah *et al.*, 2014). Oseni *et al.*, (2017) reportaron que para evaluar la calidad del ACV, se debe considerar el contenido de humedad, ácidos grasos libres, índice de peróxido y la actividad antioxidante, así como también el índice de saponificación y el perfil de ácidos grasos como parámetros de identificación.

2.4.1. Perfil de Ácidos Grasos del Aceite de Coco Virgen

La calidad física, química y nutricional de los aceites depende principalmente de su composición de ácidos grasos. El aceite de coco es uno de los principales productos obtenidos del coco y está compuesto principalmente de ácidos grasos saturados aproximadamente en un 92%, del cual el

62% corresponde a los ácidos grasos de cadena media con un número de carbonos entre 8 y 12 (Eyres *et al.*, 2016). El ácido láurico (C12:0) es el ácido graso principal presente en su composición en una proporción aproximada de 47.5%, también contiene ácido mirístico (C14:0) en un 18.1%, ácido palmítico (C16:0) en 8.8%, ácido caprílico (C8:0) en 7.8%, ácido oleico (C18:1) en 6.2% y ácido esteárico (C18:0) en 2.6% (ver Cuadro 2), parámetros que dependen de la variedad de coco, estado de desarrollo, prácticas de cultivo, entre otros (Derewiaka *et al.*, 2011; Firestone, 2013; Sankararaman & Sferra, 2018; da Silva & Mara, 2019).

Los ácidos grasos de cadena media presentan la característica de ser metabolizados después de su consumo, se convierten en energía de manera inmediata en lugar de ser almacenados como grasa corporal (Patil *et al.*, 2016). Por ello, el consumo de aceite de coco contribuye a una buena salud, al aumentar el metabolismo, la digestibilidad y asegurar un perfil lipídico sérico sólido; además el ácido láurico al ser metabolizado se convierte en un compuesto muy valioso conocido como monolaurina, el cual tiene propiedades antibacteriales y antivirales (DebMandal & Mandal, 2011).

Elodio-Policarpo *et al.* (2019) analizaron la composición de ácidos grasos del aceite de coco comercial en comparación con el aceite extraído de los cultivares de Híbrido Mapan y Alto del Pacífico del estado de Guerrero, encontrando que el aceite de coco comercial contiene pequeñas cantidades del ácido trans oleico (C18:1), el cual se forma generalmente durante el refinado de los aceites comestibles y está asociado con un incremento en el riesgo de enfermedades cardíacas y de las arterias coronarias.

2.4.2. Compuestos Bioactivos en el Aceite de Coco Virgen

El ACV contiene varios compuestos bioactivos entre los que se encuentran los ácidos fenólicos, tocoferoles, tocotrienoles y fitoesteroles (Mansor *et al.*, 2012). Diversos estudios han demostrado la relación entre el contenido de antioxidantes, la composición de ácidos grasos saturados y el método de extracción con la estabilidad oxidativa del ACV (Srivastava & Semwal, 2015), por ello es recomendable evaluar el método de extracción en función de mejor rendimiento y calidad del

aceite, generalmente con base a tipo de extracción, empleo de solvente, temperaturas y tiempos.

Cuadro 2. Perfil de ácidos grasos y componentes menores del aceite de coco⁴

Ácidos grasos (%)	Aceite de coco
Caproico C6:0	0.5
Caprilico C8:0	7.8
Caprico C10:0	6.7
Láurico C12:0	47.5
Mirístico C14:0	18.1
Palmítico C16:0	8.8
Esteárico C18:0	2.6
Palmitoleico C16:1	–
Oleico C18:1	6.2
Linoleico C18:2	1.6
α -Linolénico C18:3	–
C20:0	0.1
C22:0	
C20:1	trazas
Otros	–
Composición de esteroides (%)	
Colesterol	1.8
Brasicasterol	0.5
Campesterol	7.2
Estigmasterol	10.5
β -sitoesterol	35.2
D5-Avenaesterol	27.8
D7-Stigmaesterol	1.5
D7-Avenaesterol	1.5
Otros	14.1
Esteroides totales (ppm)	805.0
Composición de tocoferol y tocotrienol (ppm)	
α -tocoferol	8.5
β -tocoferol	5.5
γ -tocoferol	7.0
δ -tocoferol	–
α -tocotrienol	22.0
β -tocotrienol	–
γ -tocotrienol	–
δ -tocotrienol	–

⁴ Adaptado de Derewiaka *et al.*, 2011; Firestone, 2013; Sankaraman & Sferra, 2018

2.5. Procesos de Extracción de Aceite de Coco

El aceite de coco se obtiene de la pulpa fresca y madura de la semilla del cocotero el cual requiere de 9 a 10 meses para madurar, siendo a los 12 meses de maduración el tiempo óptimo para la extracción de aceite; básicamente hay dos tipos de aceite de coco: aceite de copra refinado, blanqueado y desodorizado y ACV. Ambos tipos de aceite tienen un perfil similar de ácidos grasos y triglicéridos pero el ACV presenta un mayor contenido de compuestos bioactivos como la vitamina E, esteroides y polifenoles, ya que el proceso de refinado elimina una parte de estos compuestos (Villarino *et al.*, 2007; Marina *et al.*, 2009a).

El ACV es la forma más pura del aceite de coco, conserva las características naturales del coco como el olor y el sabor. A bajas temperaturas, menores a 25 °C, el ACV es sólido pero cuando se funde se vuelve incoloro como el agua (Marina *et al.*, 2009b). La APCC (2009) define al ACV como el que se obtiene del endospermo sólido de coco (*Cocos nucifera* L.) fresco y maduro (12 meses después de la polinización), ya sea por medios mecánicos o naturales, con o sin la aplicación de calor que no conduce a la alteración de la naturaleza del aceite, no requiere de refinación química, blanqueado o deodorizado. Puede ser consumido en su estado natural sin la necesidad de procesamientos adicionales.

El procesamiento para la extracción de aceite de coco comprende tres etapas principales: pretratamiento, extracción y tratamiento postextracción, los cuales se emplean para la extracción de aceite de coco, aceite de copra, aceite de testa y ACV. Se han reportado diferentes métodos de extracción de aceite de coco que se clasifican principalmente en método de extracción en seco y método de extracción en húmedo, siendo este último proceso el que conserva mejor calidad del aceite de coco extraído pero con menor rendimiento (Hamid *et al.*, 2011; Mansor *et al.*, 2012; Agarwal & Bosco, 2017; Srivastava *et al.*, 2018).

2.5.1. Proceso de Extracción en Seco

El proceso de extracción en seco (ver Figura 3) es el comúnmente utilizado en la industria y requiere de un proceso de secado del endospermo del fruto para eliminar la humedad, lo que permite evitar la contaminación por microorganismos y facilitar la separación del aceite; para ello, primeramente se descascara el fruto, se extrae el endospermo líquido y se separa el endospermo sólido de la testa para proceder con la molienda del endospermo sólido y posterior secado. El secado puede realizarse al sol por un periodo de 6-8 días, directamente al fuego o utilizar aire caliente; una vez obtenida la copra lleva a cabo un proceso de prensado para separar el aceite (Ghani *et al.*, 2018; da Silva-Lima & Mara-Block, 2019); al aceite obtenido en este proceso se le denomina aceite de copra.

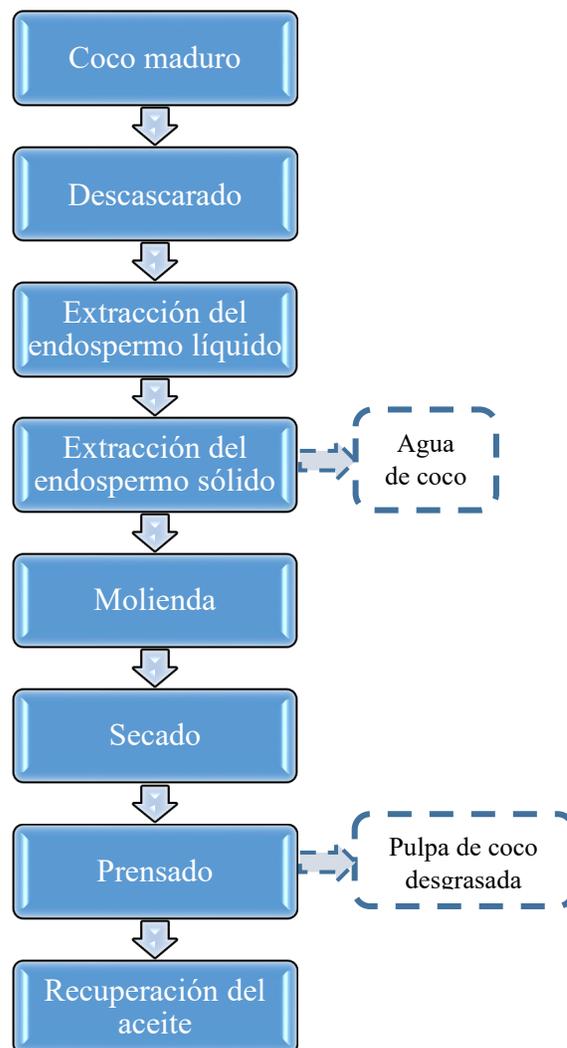


Figura 3. Diagrama de flujo del proceso de extracción de aceite de coco por el método seco

Después del proceso de extracción se puede realizar un proceso de refinación del aceite de coco crudo por medios físicos o químicos, el cual permite remover impurezas para que el producto sea apto para consumo humano y aumente su vida de anaquel, obteniendo así un aceite de color amarillo, inodoro, insaboro; su desventaja es una degradación de la vitamina E natural del fruto, la cual se ve afectada por las altas temperaturas y algunos procesos químicos a los que fue sometido el proceso, además de que los compuestos químicos utilizados en el proceso de refinación constituyen una fuente de contaminación hacia el medio ambiente. Aunado a esto, el proceso de secado actual y tradicional mediante el uso de aire caliente requiere de tiempos largos y altas temperaturas que pueden provocar daños a atributos como color, sabor y valor nutricional del aceite de coco (Bawalan & Chapman, 2006; Mansor *et al.*, 2012).

2.5.2. Proceso de Extracción en Húmedo

En el proceso de extracción en húmedo primeramente se obtiene la pulpa de coco fresca para posteriormente extraer la leche de coco de la pulpa en un proceso acuoso o húmedo (ver Figura 4). Para la obtención del aceite se utilizan procesos naturales y físicos como centrifugación, fermentación y proceso de extracción acuoso a temperatura ambiente (Villarino *et al.*, 2007; Raghavendra & Raghavarao, 2010). No requiere de solventes y la desestabilización de la emulsión de la leche de coco puede ser llevado a cabo por medio de tres mecanismos: el primero es la aplicación de una fuerza gravitacional para la separación de la solución en dos fases donde en la fase superior se aplica la gravedad específica más alta y en la fase inferior se aplica la gravedad específica más baja; el segundo mecanismo es la floculación o agrupamiento, en el cual la fase oleosa se mueve en conjunto sin involucrar la ruptura de la película interfacial que normalmente rodea a cada glóbulo de grasa y por lo tanto no cambia la constitución del glóbulo de grasa original; la última fase es la coalescencia o fusión de los glóbulos, esta etapa es crucial para la desestabilización de la emulsión, en ella el área interfacial se rompe y se unen los glóbulos de grasa reduciendo así el área interfacial y permitiendo una recuperación efectiva del ACV (Onsaard *et al.*, 2005).

El método de extracción en húmedo permite obtener un aceite de mejor calidad y con mejor

recuperación de nutrientes como proteínas, carbohidratos y vitaminas (A y E) y compuestos fenólicos; el aceite así obtenido es denominado aceite virgen (APCC, 2009; Rajamohan & Archana, 2019). La eficiencia con este método de extracción se encuentra regida por parámetros de operación como la temperatura, agua añadida y condiciones de prensado. Por otra parte, la desventaja del método de extracción por medio acuoso es que no se puede alcanzar la máxima eficiencia de recuperación del aceite, debido a que está localizado en los cuerpos líquidos que se encuentran unidos a la membrana y pared celular (Agarwal & Bosco, 2014).

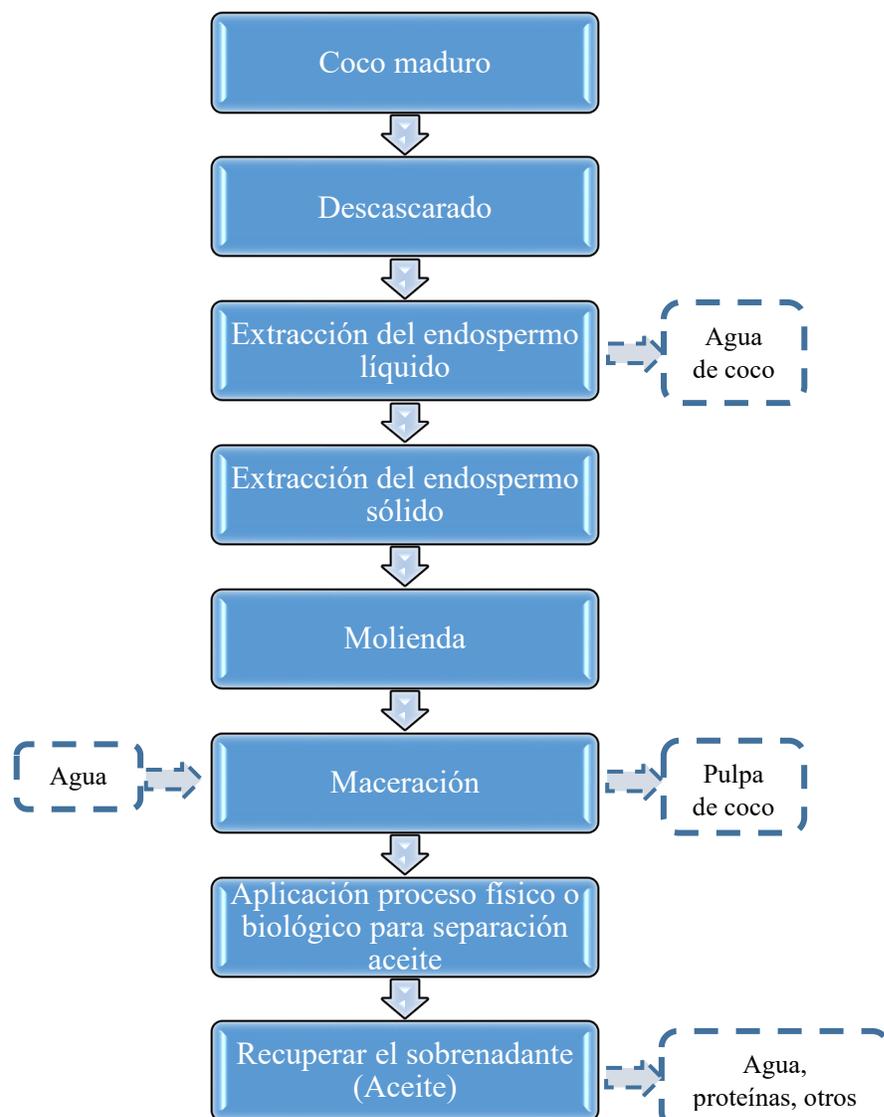


Figura 4. Diagrama de flujo del proceso de extracción de aceite de coco por el método húmedo

2.5.3. Métodos de Extracción Enzimático

En el proceso de extracción de ACV en proceso húmedo o acuoso se puede incluir el método enzimático, esto es factible debido a que el aceite se encuentra dentro de la célula vegetal ligado a proteínas y a carbohidratos complejos, como, celulosa, hemicelulosa, mananos, galactomananos, arabinogalactanos y sustancias pécticas (Christensen, 1991). El endospermo de coco contiene aproximadamente un 10% de carbohidratos en su composición y al emplear complejos multienzimáticos, sobre todo de carbohidrasas como la α -amilasa, celulasa, hemicelulasa y pectinasa, permite un mejor rendimiento en el proceso de extracción de ACV por medio acuoso. Los complejos multienzimáticos actúan hidrolizando los polisacáridos de la célula vegetal, separando los enlaces dentro de la matriz alimentaria, incluyendo los de proteínas-lípidos, facilitando la liberación de lípidos y aumentando el rendimiento en el proceso de extracción de ACV por medio acuoso (Raghavendra & Raghavarao 2010; Agarwal & Bosco, 2014).

Por otra parte, se pueden utilizar otras enzimas para la liberación del aceite de la pared celular como por ejemplo, la hidrólisis enzimática mediante el uso de proteasas que desestabiliza efectivamente la emulsión del coco y libera el aceite (Patil & Benjakul, 2017). Es importante indicar que el uso de enzimas puede disminuir el tiempo de extracción de ACV obteniendo un mayor rendimiento del proceso y aceite de excelente calidad (Senphan & Benjakul, 2015) a diferencia del método tradicional, el cual frecuentemente se contamina con insectos o aflatoxinas producidas por hongos, además de presentar un mayor contenido de humedad y de ácidos grasos libres, siendo susceptible a la rancidez (Soeka *et al.*, 2008; Handayani *et al.*, 2009).

En estudios realizados en los últimos 50 años se han analizado los efectos antes mencionados por el uso de complejos de enzimas para mejorar el rendimiento de extracción de ACV. En semilla de coco fresco y desecado se puede obtener una reducción del 17 y 62% del contenido fibroso con el empleo de celulasa, aumentando así la capacidad de extracción de aceite y proteína del fruto (Del Rosario, 1973). De igual manera se puede aumentar el rendimiento de extracción utilizando mezclas de enzimas como la α -amilasa, poligalacturonasa y proteasa para obtener un ACV de buena calidad sin requerir de un proceso de purificación con un rendimiento de aproximadamente

el 80% (McGlone *et al.*, 1986; Che-Man *et al.*, 1996). El uso de compuestos multienzimáticos utilizados en medio acuoso (Sant'Anna *et al.*, 2003) y en medio seco (Chen & Diosady, 2003) que incluyan α -amilasa, celulasa, hemicelulasa, pectinasas, proteasas permiten obtener un rendimiento de extracción del 83-84% de ACV de buena calidad. El empleo de proteasas extraídas de lubina (*Lates calcarifer*) en combinación con tripsina permite obtener rendimientos de hasta 77.34% de ACV de buena calidad, particularmente en la composición de ácidos grasos (Patil & Benjakul, 2019).

2.6. Tecnologías No Convencionales para la Extracción de Aceite de Coco

El desarrollo de nuevas tecnologías de extracción tiene por objetivo reducir el impacto ambiental que se producen con los métodos convencionales al ser más eficientes en el uso de energía, mejorar la eficiencia en el aislamiento de compuestos bioactivos que puedan mantener actividad biológica, tener un buen rendimiento y elevada pureza. Además, buscan reducir el tamaño de las partículas por métodos mecánicos o hidrodinámicos e impactar positivamente en las propiedades funcionales y fisicoquímicas de los bioproductos, facilitando el proceso de extracción de los compuestos bioactivos (Sun *et al.*, 2015; Chen *et al.*, 2018). Dentro de las nuevas tecnologías de separación se tienen las siguientes: extracción asistida con ultrasonido, extracción por fluido supercrítico, tratamiento con campos eléctricos y extracción con asistencia de microondas (Chan *et al.*, 2011).

2.6.1. Microondas

Como alternativa a los procesos convencionales de extracción de ACV se pueden emplear tecnologías emergentes como pretratamiento con microondas en la etapa de calentamiento del endospermo de coco. La fuente de microondas comúnmente empleada es el magnetrón (ver Figura 5), el cual emite ondas a una frecuencia ajustada en el rango de 300 MHz a 300 GHz a una guía de ondas que conduce los campos eléctricos y magnéticos alternos acoplados en una cavidad mono o

multi-modo; los productos alimenticios al no ser magnéticos interactúan solamente con el campo eléctrico oscilante mientras que las ondas son reflejadas, transmitidas o absorbidas (Kubo *et al.*, 2020).

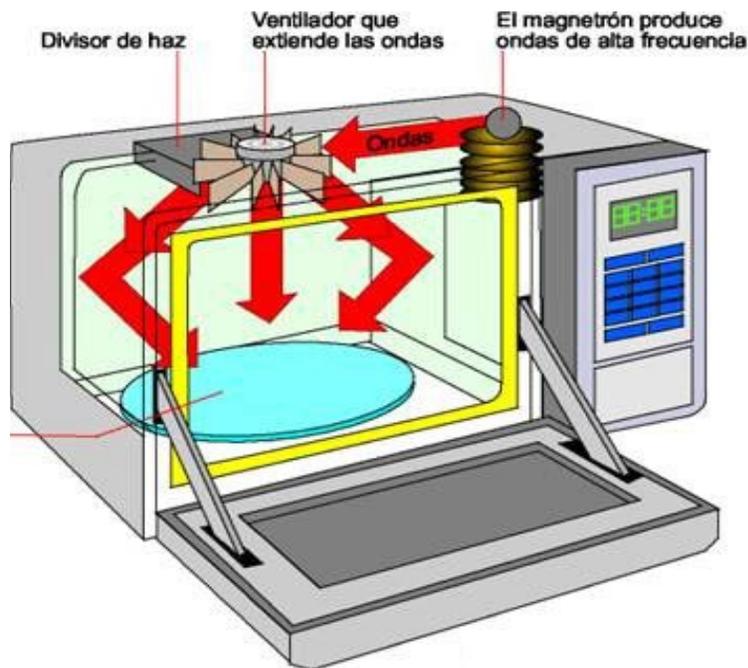


Figura 5. Partes básicas de un equipo de microondas común

La extracción asistida por microondas (EAM) permite reducir el tiempo de extracción y la cantidad de solvente que se utiliza en el proceso al facilitar la separación de los compuestos de la muestra en el solvente y disminuir el tiempo y temperatura de extracción (Li *et al.*, 2013a). Esto se logra por la generación de calor producida en la aplicación de ondas electromagnéticas, las cuales interactúan con los compuestos polares por medio de rotación de dipolos o conducción iónica en donde la polaridad del movimiento térmico aleatorio original de las moléculas cambia de dirección de acuerdo a la orientación del campo eléctrico (ver Figura 6). Esto se encuentra regido por las propiedades dieléctricas características de cada alimento y moderado por el factor de disipación del material al que es aplicado (Menendez *et al.*, 2010; Franco *et al.*, 2015; Aguilar-Reynosa *et al.*, 2017).

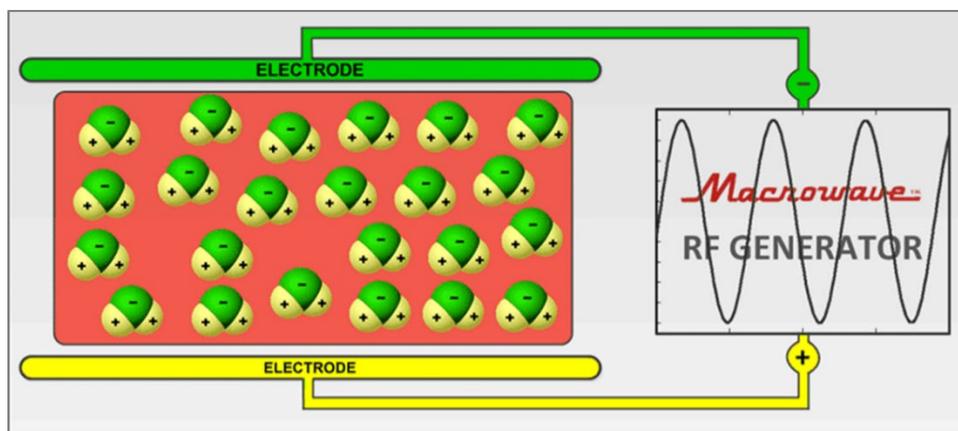


Figura 6. Imagen de la respuesta de moléculas de agua en un campo eléctrico alterno

Dentro de las ventajas en el uso de microondas se encuentra la rápida transferencia de energía a través del volumen de la muestra reduciendo así el tiempo de procesamiento de manera que disminuye el desarrollo de sabores indeseables, alteraciones en el color del producto y degradación de compuestos termosensibles de interés, permitiendo conservar el valor nutricional y la calidad sensorial (Guo *et al.*, 2017; Pérez-Grijalva *et al.*, 2018). Sin embargo, el uso de microondas tiene algunas desventajas como es la no uniformidad en el proceso de calentamiento al crear puntos fríos y puntos calientes en algunas zonas del producto, esto debido a la distribución de los compuestos polares en el alimento (Kumar *et al.*, 2016). Este efecto puede ser evidente o indistinguible dependiendo de parámetros de fuerza del campo eléctrico, frecuencia, potencia, distribución de la temperatura y tiempo de exposición, además de la matriz y el tipo de material biológico que se utilice (Kubo, *et al.*, 2020). Por otra parte, el calentamiento de la muestra con una alta cantidad de agua puede provocar la disminución en la cantidad de nutrientes del alimento debido a la lixiviación y alta temperatura (Dolinsky *et al.*, 2015; de Lima *et al.*, 2017).

Dentro de los estudios realizados en extracción de aceite de coco con asistencia de tecnología de microondas, está el realizado por Li *et al.* (2013) donde se evaluaron los efectos de un proceso de extracción acuosa enzimática asistido por microondas aplicado en aceite de semillas de cuerno amarillo (*Xanthoceras sorbifolia* Bunge) con una mezcla de enzimas que incluía celulasa, hemicelulasa y pectinasa. Los autores reportaron un mayor rendimiento de extracción (55.8%) al utilizar frecuencias de 500W a temperatura de 60 °C por 30 min sin requerimiento de disolvente orgánico en comparación de utilizar solamente enzimas en el proceso de extracción.

En otro estudio realizado por Gai *et al.* (2013), se realizó una extracción enzimática acuosa asistida con microondas de aceite de semillas de *Isatis indigotica* en la cual pudieron observar que al utilizar un tratamiento enzimático con celulasa, proteinasa y pectinasa asistido con microondas a 375W y 43 °C por 83 min, se obtuvo un mayor rendimiento, 59.27% en comparación de los métodos tradicionales; además el aceite obtenido exhibió una mejor estabilidad a la oxidación, un mayor contenido de ácidos grasos poliinsaturados, tocoferoles y compuestos fenólicos en comparación con el aceite derivado de la extracción por método convencional Soxhlet.

2.6.2. Ultrasonidos de Potencia

Dentro de las tecnologías no convencionales se encuentra la extracción por ondas ultrasónicas en proceso acuoso, las cuales son una forma de energía generadas por ondas de sonido con frecuencias mayores a los 16 KHz, más altas de lo que el oído humano puede percibir (Mason, 1990; Jayasooriya *et al.*, 2004). La energía ultrasónica es generada por la creación de regiones de compresión (presión positiva-colapso de burbujas) y rarefacción (presión negativa-formación de burbujas), donde la formación y colapso de burbujas de cavitación produce zonas localizadas de altas presiones (>108 Pa) y temperaturas (~4000 K), lo cual provoca la separación de los componentes estructurales y funcionales de las células (Earnshaw *et al.*, 1995; Earnshaw, 1998; Hoover, 2000).

El proceso de extracción asistida con ultrasonido (EAU) hace uso de la energía acústica y los solventes para extraer compuestos de interés en alimentos vegetales (Wang *et al.*, 2015). La energía generada en la aplicación de energía ultrasónica actúa sobre las partículas sólidas y líquidas del medio haciéndolas vibrar, ocasionando la formación y colapso de burbujas de cavitación por la generación instantánea de un incremento en la presión y temperatura (ver Figura 7), permitiendo la penetración del solvente dentro de la célula, provocando un rompimiento en la pared celular y en consecuencia la liberación del contenido celular (Rodríguez-Riera *et al.*, 2014).

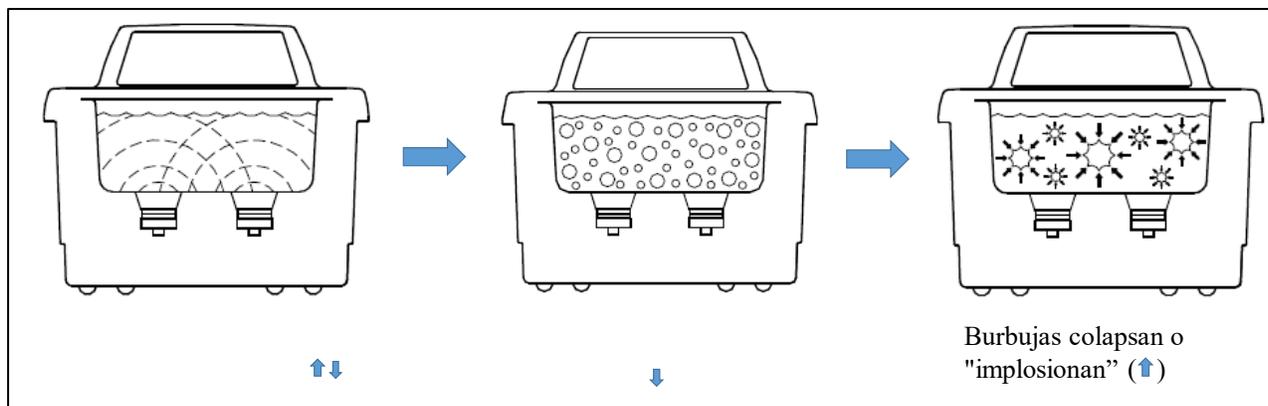


Figura 7. Proceso de aplicación de energía en baño ultrasónico

Todos estos efectos físicos provocan la ruptura de la pared celular, la reducción del tamaño de las partículas y el incremento de la masa que se transfiere a través de las membranas. El ultrasonido facilita la rehidratación del tejido y la abertura de los poros por lo que las sustancias que se encuentren en células internas o externas del tejido son extraídas con mayor rapidez (Rodríguez-Riera *et al.*, 2014). La ruptura de la pared celular provocada por la cavitación ultrasónica, incrementa la permeabilidad del tejido de las plantas y facilita la entrada del disolvente a las áreas inertes del material vegetal y el lavado de los extractos con el consecuente incremento del rendimiento del material que es extraído en un menor tiempo (Vinatoru, 2001). Esta técnica de extracción tiene la ventaja de ser más eficiente que las técnicas convencionales al tener menor demanda de energía, reducir la cantidad de solventes que se utiliza, tener un mejor rendimiento del proceso y obtener extractos de mayor pureza gracias al principio de cavitación que proporciona una mayor área de contacto entre la matriz y el solvente (Ghasemzadeh *et al.*, 2014).

El empleo de ultrasonido combinado con otras tecnologías limpias, como los fluidos supercríticos o microondas, tienen el fin de alcanzar una mayor eficiencia de operación y del proceso de extracción logrado por el efecto sinérgico de ambos métodos, ya que proporciona grandes cantidades de energía que se libera a través de los puntos calientes y facilita la entrada de las radiaciones al material vegetal lo que rompe con mayor facilidad la pared celular y permite la elución de los componentes de interés con mayor rapidez. Como resultado, la extracción ocurre en un menor tiempo, se reduce el consumo de energía del proceso y mejora la calidad y cantidad del compuesto de interés en fase líquida (Araujo *et al.*, 2013).

En estudio realizado por Long *et al.* (2011), se aplicó un proceso de extracción acuosa enzimática asistido con ultrasonido para obtención de aceite de linaza (*Linum usitatissimum* L.), donde la mayor recuperación de aceite fue del 68.1% al utilizar la mezcla de enzimas celulasa, pectinasa y hemicelulasa con condiciones de temperatura de 45 °C y 250 W de potencia en ultrasonido por un tiempo de 30 min. Además de ello, el aceite derivado del proceso presentó un contenido 1.5% más alto de ácidos grasos insaturados en comparación del aceite obtenido con método convencional utilizando solventes orgánicos.

Por otra parte, Sui *et al.* (2011) realizaron una optimización para el método de extracción acuoso enzimático con asistencia en ultrasonido donde determinaron que la cantidad de aditivo enzimático 2.63%, condiciones de temperatura de hidrólisis de 47.1 °C, con un tiempo de hidrólisis de 4.29 h, una velocidad de los materiales al agua 1: 4,35 y un pH de 7.89 fueron las condiciones óptimas para obtener un rendimiento del 97.92% de aceite de semilla de sandía. Las condiciones óptimas de extracción de aceite de semilla de sandía fueron utilizadas por Liu *et al.* (2011) para medir la tasa de extracción de factores de orden primario y secundario (potencia ultrasónica > tiempo ultrasónico > temperatura ultrasónica) al utilizar la asistencia de ultrasonido en el proceso de extracción enzimática, la aplicación ultrasónica de 547 W y 48 °C durante 23 s se realizó al grano de semilla de sandía como pretratamiento para mejorar el proceso de descascarado del grano y así poder optimizar la tasa de extracción; la eficiencia obtenida fue de 98.64%, siendo 21.39% más alta que el método sin tecnología asistida de ultrasonido.

3. HIPÓTESIS

La extracción de aceite de coco virgen asistida con maceración enzimática, ultrasonidos de potencia y microondas, mejora el rendimiento, calidad del aceite y el contenido de compuestos bioactivos.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo General

Mejorar la eficiencia de la extracción y calidad de aceite de coco virgen empleando maceración enzimática, ultrasonidos de potencia y microondas.

4.2. Objetivos Específicos

- Evaluar la calidad inicial de la materia prima a emplear, con base a su rendimiento y perfil de compuestos bioactivos.
- Aplicar maceración enzimática, ultrasonidos de potencia y microondas como tratamientos para aumentar el rendimiento de extracción del ACV y contenido de compuestos bioactivos, con un aceite de calidad de acuerdo a estándares internacionales.
- Aplicar maceración enzimática con asistencia de ultrasonidos de potencia y asistencia de microondas como tratamientos para aumentar el rendimiento de extracción del ACV y contenido de compuestos bioactivos, con un aceite de calidad de acuerdo a estándares internacionales.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materia Prima

Los cocos frescos en estado de maduración de 12 meses de la variedad Alto Pacífico 2 provenientes del estado de Yucatán (AP2-Y), se recibieron en las instalaciones del CIAD, se revisaron y seleccionaron para ser almacenados en cámara de refrigeración a temperatura de 5 °C hasta su posterior procesamiento.

5.1.1. Caracterización de la Materia Prima

El coco entero se caracterizó con base a las medidas de peso de la semilla (g), peso del endospermo (g), y peso del agua contenida (g) utilizando una balanza analítica Voyager OHAUS (Parsippany, NJ, USA), también se midió el grosor del endospermo sólido (mm) con un vernier (Electronic digital caliper). Además, se determinaron los parámetros fisicoquímicos descritos a continuación.

5.1.2. Parámetros Físico-químicos de Calidad del Endospermo Sólido

5.1.2.1. Contenido de humedad. El contenido de humedad se determinó de acuerdo al método 925.40 de la AOAC (2002), donde se deshidrató una muestra de 5g en una estufa para secado con aire de convección (VWR International, Radnor, PA, USA) a 100 ± 5 °C por un tiempo de 24 h, el análisis se realizó por triplicado y la pérdida de peso de la muestra se utilizó para calcular el contenido de humedad expresado en porcentaje utilizando la siguiente fórmula:

$$\text{Contenido de humedad y volátiles (\%)} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100 \quad (1)$$

5.1.2.2. pH y acidez titulable. Se utilizó la técnica de la AOAC (1990), donde se homogeneizaron 10 g de la muestra en 50 mL de agua bidestilada ajustada a un pH de 7. Mediante un titulador automático modelo DL20 (Mettler-Toledo, Columbus, OH, USA) se midió el pH de forma directa y la acidez se midió mediante una titulación con NaOH en concentración 0.1N, los resultados fueron obtenidos de forma directa del titulador automático. Los análisis se realizaron por triplicado y la acidez fue reportada como porcentaje de ácido láurico.

5.1.2.3. Sólidos solubles totales (SST). Para la determinación de SST se utilizó el método 932.12 de la AOAC (2012), de la muestra homogeneizada para la determinación de pH y acidez se tomaron de 3-5 gotas del extracto acuoso con una alícuota y se colocaron en un refractómetro digital ATAGO-Palette PR-201 α (ATAGO CO., LTD, Tokio, Japón), calibrado previamente con agua bidestilada, se realizaron tres lecturas por muestra obteniéndose los SST de manera directa y los resultados se expresaron en °Brix.

5.1.2.4. Color aparente. Se determinó el color aparente medido por reflectancia con un colorímetro Minolta modelo CR-300 (Konica-Minolta, Osaka, Japón), utilizando el sistema CIELab para medir L*, a* y b*, el instrumento se calibró con un mosaico blanco como estándar de color, donde L*, representa los valores desde 0 a 100 significando tonalidades desde el negro (0) hasta blanco (100). El parámetro a* en tonalidades desde negativas (verde) hasta rojo (+) cercanas a 50 y el b* desde azules (-) a amarillos (+). A partir de estos parámetros de color se determinó el ángulo de matiz Hue* y cromaticidad dada por C*, siendo estos dos últimos parámetros utilizados para ubicar el rango de color obtenido en el diagrama de cromaticidad, los cuales se obtienen mediante las siguientes ecuaciones:

$$C^* = [(a^*)^2 + (b^*)^2]^{1/2} \quad (2)$$

$$h^\circ = \arctan -(b/a) \quad (3)$$

dónde: L^* , a^* , b^* = Coordenadas de cromaticidad en el espacio de color $L^* a^* b^*$.

5.1.3. Preparación de la Materia Prima

El coco se descascaró de manera manual, eliminando totalmente el mesocarpio, se procedió a extraer el agua mediante la realización de un orificio en el coco, después se cortó y se separó el endospermo del endocarpio y testa para proceder con la molienda del endospermo, la cual se llevó a cabo en un molino Comitrol, Urschel, 3600 (Urschel Laboratories Inc., Chesterton, IN, USA) equipado con una cabeza cortadora de tamaño nominal de 3 mm.

5.2. Proceso Convencional para la Extracción de Aceite de Coco Virgen

5.2.1. Obtención de Aceite de Coco Virgen, Método en Seco.

El endospermo molido se deshidrató en un secador convectivo a una temperatura de 40 ± 5 °C por 5h, tiempo requerido para alcanzar una A_w de aproximadamente 0.3 y para la extracción de aceite se empleó una prensa Carver manual Mod. 3851-0 (Carver Inc., Wabash, IN, USA) en rango de presión de 10,000-12,000 lb, durante 10 min.

5.2.2. Obtención de Aceite de Coco Virgen, Método en Húmedo

En el proceso de extracción de aceite por método húmedo la leche de coco se obtuvo de acuerdo a las técnicas reportadas por Oseni *et al.* (2017) y por Abdurahman *et al.* (2009) con modificaciones. Se utilizó una licuadora Oster de 350W de potencia para mezclar el coco molido con agua bidestilada en proporción (1:2, p/p) durante un minuto; posterior a ello, se filtró a través de una gasa para obtener el extracto acuoso. Para la separación del aceite se utilizó una centrifuga Legend XTR (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA) con parámetros de velocidad de 12,000 x g durante 105 min a una temperatura de 30 °C.

5.2.3. Proceso de Extracción de Aceite con Maceración Enzimática

Para la extracción de aceite con maceración enzimática, el coco molido fresco se mezcló con una solución buffer-fosfato en proporción (1:2, p/p), se realizó el ajuste de pH 5 ± 0.5 utilizando HCl 0.1N. Se empleó el complejo enzimático Viscozyme L (Sigma Aldrich, Merck KGaA, Darmstadt, Germany) en concentración 1.5% (p/v) y tiempos de incubación de 1h a temperatura de 45 ± 2 °C. La solución acuosa se filtró para separar el exceso de humedad y proceder con el proceso de secado en horno convectivo a 40 ± 5 °C por 5h, hasta obtener una A_w de aproximadamente 0.3 y para la extracción de aceite se empleó una prensa Carver manual Mod. 3851-0 (Carver Inc., Wabash, IN, USA) en rango de presión de 10,000-12,000 lb, durante 10 min.

5.2.4. Proceso de Extracción de Aceite con Maceración Enzimática Asistida por US y MO

Primeramente, se determinaron las mejores condiciones de aplicación de US y MO, empleando un baño ultrasónico Branson 3510 (Branson, Danbury, CT, USA) a frecuencia 26 kHz por 60 min con temperaturas de 30-35 °C, con y sin la adición de agua bidestilada; en el caso de la aplicación

de microondas se empleó un horno de microondas Ultrasonic Microwave Reaction System XO-SM50 (Nanjing Xianou Instruments Manufacture Co., Ltd, China) a una potencia inicial de 300W por 30 min, 450 y 550 W por 15 y 30 min. La solución acuosa se filtró para separar el exceso de humedad y proceder con el proceso de secado en horno convectivo a 40 ± 5 °C por 5h, hasta obtener una Aw de aproximadamente 0.3 y para la extracción de aceite se empleó una prensa Carver manual Mod. 3851-0 (Carver Inc., Wabash, IN, USA) en rango de presión de 10,000-12,000 lb, durante 10 min. Una vez determinadas las condiciones adecuadas se procedió con la aplicación de un proceso de extracción con maceración enzimática con Viscozyme L. asistida con US y con asistencia de MO, bajo las mejores condiciones.

5.3. Determinación de Parámetros de Calidad del Aceite de Coco Virgen

5.3.1. Rendimiento de Extracción

En todos los procesos se determinó el rendimiento de extracción en porcentaje mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Rendimiento de extracción (\%)} = \frac{\text{Peso del aceite extraído (g)}}{\text{Contenido de aceite total (g)}} \times 100 \quad (4)$$

5.3.2. Contenido de Humedad y Volátiles

La determinación se llevó a cabo mediante el método 2b-38 AOCS (2009). Se tomaron 5 g de muestra de aceite de coco virgen extraído en cada tratamiento, la cual se calentó en una estufa para secado con aire de convección (VWR International, Radnor, PA, USA) a 100 ± 5 °C por un tiempo de 24 h, el análisis se realizó por triplicado y la diferencia de peso de la muestra se utilizó para

calcular el contenido de humedad y se expresó en porcentaje utilizando la siguiente formula:

$$\text{Contenido de humedad y volátiles (\%)} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100 \quad (5)$$

5.3.3. Ácidos Grasos Libres (AGL)

La determinación de los ácidos grasos libres del aceite de coco virgen extraído se llevó a cabo mediante el método 5a-40 de la AOCS (2009), donde una muestra de 5g de aceite de coco se disolvieron en 50 mL de etanol:éter etílico (1:1, v/v) y se titularon con KOH en concentración 0.1N utilizando fenolftaleína como indicador. El análisis se realizó por triplicado y el resultado fue expresado en porcentaje de ácido láurico.

$$\text{AGL (\%)} = \frac{(V - B) \times N \times 20.0}{W} \quad (6)$$

dónde: V es el volumen gastado en la titulación de la muestra (mL)

B es el volumen gastado en la titulación el blanco (mL)

N es la normalidad de KOH

W es el peso de la muestra utilizada (g)

5.3.4. Índice de Peróxido

El índice de peróxido fue determinado por el método 965.33 de la AOAC (2002). Se pesaron 5 g de aceite de coco virgen de cada tratamiento a los se le adicionaron 30 mL de la solución de ácido acético:cloroformo (3:2, v/v) y 0.5 mL de la solución saturada de yoduro de potasio y se dejó reposar la muestra por un minuto. Posteriormente se agregaron 30 mL de agua bidestilada, y la

muestra fue titulada con tiosulfato de sodio al 0.1N, se agregaron 0.5 mL de almidón y se continuó titulando con la solución de tiosulfato en concentración 0.1N hasta la desaparición del color azul. Los resultados fueron expresados en miliequivalentes de peróxido/kg de aceite (meq/kg). Las determinaciones se realizaron por triplicado.

$$IP = \frac{100VN}{m} \quad (7)$$

dónde: IP = Índice de peróxido,
V = Volumen en mL de la solución de tiosulfato de sodio empleada en la valoración,
N = normalidad de la solución de tiosulfato de sodio,
m = peso en gramos de la muestra

5.3.4. Índice de Saponificación

El índice de saponificación se determinó mediante el método 3-25 de la AOCS (2009). Se tomaron 2 g del aceite de coco virgen extraído de cada tratamiento, los cuales se filtraron y mezclaron con hidróxido de potasio etanólico en concentración 0.5 N y hervido bajo reflujo durante 60 min. La mezcla se dejó enfriar ligeramente a temperatura ambiente y posteriormente se tituló con ácido clorhídrico en concentración 0.5 N hasta el vire de color de rosa a incoloro. El porcentaje del índice de saponificación se calculó con la siguiente formula:

$$\text{Índice de Saponificación} = 56.1(V_B - V_M) \frac{N}{G} \quad (8)$$

dónde: 56.1 = equivalente del KOH
VB = Volumen gastado de HCl 0.5 N en la muestra en blanco
VM = volumen gastado en la solución problema
N = normalidad del HCl
G = peso de muestra usada en la operación

5.3.5. Índice de Yodo

El índice de yodo se determinó según el método 1d-92 AOCS (2004) donde la muestra de 3 g del aceite de coco virgen extraído en cada tratamiento se mezcló con 20 mL de ciclohexano para disolver el contenido de grasa. Se agregaron 25 mL de solución Wijs y se mantuvo en agitación por 30 min, después se mezcló con 20 mL de solución de yoduro de potasio al 15% (v/v) y 100 mL de agua bidestilada. La mezcla se tituló con tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) en concentración 0.1 N, utilizando almidón como indicador. El índice de yodo se calculó con la siguiente ecuación:

$$\text{Índice de yodo} = \frac{(B - S) \times N \times 12.69}{W} \quad (9)$$

dónde: B es el volumen de titulación del blanco (mL)
S es el volumen de titulación de la muestra (mL)
N es la normalidad de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$
W es el peso de la muestra (g).

5.3.6. Compuestos Bioactivos

5.3.6.1. Fenoles totales. Para la determinación de fenoles totales se realizó una curva de calibración utilizando una solución madre de ácido gálico 0.1 mg/mL, la cual fue diluida a diferentes concentraciones (0.00031, 0.0062, 0.01, 0.02, 0.05 y 0.1 mg/mL). A partir de las concentraciones ya establecidas, se tomaron 100 μL de cada una y 600 μL de agua, posteriormente se agregó 50 μL de Folin Ciocalteu (Singleton & Rossi, 1965); seguido a ello, se dejó reposar por 5 min para después añadir 150 μL de Na_2CO_3 al 20% y aforar a 1 mL. Después de 2 h a temperatura ambiente, se midió la absorbancia a 760 nm en el espectrofotómetro Cary 50 Bio UV-Visible Spectrophotometer (Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA), obteniéndose de esta forma la línea base de calibración.

Para obtener cuantitativamente los fenoles totales en cada una de las muestras de aceite de coco, se tomaron 5 g del aceite, se adicionó 1 mL de metanol al 80 %. La mezcla se homogeneizó durante 2 min; se dejó reposar durante 1 min y se homogeneizó de nuevo por 2 min. Posteriormente, fue centrifugada a 1100 x g durante 15 min a temperatura ambiente. El sobrenadante obtenido fue recolectado. Al residuo, se le añadió 1 mL de metanol al 80% y fue centrifugado nuevamente a las condiciones mencionadas con anterioridad; este procedimiento se realizó 4 veces en total. Una vez recolectado el sobrenadante se realizó una dilución en proporción 1:10 (v/v) con agua bidestilada y se homogeneizó durante 2 min. Se utilizaron 100 μ L del sobrenadante obtenido para las mediciones espectrofotométricas; cada muestra se midió por triplicado. Los resultados se expresaron en base a los mg EAG/100 g de aceite de coco.

5.3.6.2. Perfil de ácidos grasos. La determinación se llevó a cabo mediante el procedimiento de Bligh & Dyer (1959), utilizando cloroformo:metanol (2:1 v/v). Después de evaporar el disolvente en un baño de agua a 35 °C bajo una atmósfera de nitrógeno, los extractos lipídicos fueron transmetilados en presencia de tricloruro de boro de acuerdo al método de Park & Goins (1994). La composición de los ésteres metílicos de ácidos grasos (FAMES) se determinó en un cromatógrafo de gases Agilent (Modelo 7890 B, Santa Clara, CA, USA) equipado con un automuestreador (Modelo 7693) y un detector de ionización de llama (FID). Los ácidos grasos se separaron en una columna capilar de sílice fundida de 100 m y 0.25 mm de diámetro interno (SP-2560, Supelco, Bellefonte, PA, USA). La temperatura del horno se programó desde una temperatura inicial de 150 °C (20 min) hasta una temperatura final de 220 °C a una velocidad de 5 °C/min. La temperatura del inyector se fijó a 250 °C y la temperatura del detector a 300 °C. Las muestras se separaron utilizando hidrógeno a 17 psi de presión como gas acarreador. Los cromatogramas resultantes fueron analizados con el programa Chemstation (ChemStation chromatography manager, Agilent Santa Clara, CA, USA). Los ácidos grasos se identificaron comparando los tiempos de retención con los de los estándares (Supelco 37 Component FAME Mix, Bellefonte, PA, USA). Los ácidos grasos se expresaron como porcentaje del total de ácidos grasos. A partir de éstos datos, se calcularon los porcentajes totales de ácidos grasos saturados, monoinsaturados y poliinsaturados.

5.3.6.3. α -tocoferol. Las mediciones se realizaron en el aceite con base en la metodología descrita por Onibi *et al.* (1998). La obtención α -tocoferol se realizó mediante la saponificación de la muestra, etanol (1 mL) y KOH 10 M (1 mL) fueron añadidos a la muestra, seguidos de una agitación vigorosa y colocados en un baño de agua a 70 °C por 10 min, después de 10 min de saponificación fueron agitados por 10 s y se colocaron de nuevo en el baño para continuar la saponificación por 20 min. Al final de la saponificación, las muestras fueron colocadas en hielo. Posteriormente se agregó 5 mL de hexano a las muestras, se agitaron por 15 s y se centrifugaron a 1500 rpm a 10 °C por 7 min. Se separó la capa de hexano y se colocó en un tubo de ensayo de 18 x 150 mm. Las muestras se evaporaron a sequedad con un flujo de nitrógeno utilizando un sistema N-EVAP 112 (OA-SYS Heating System) (Berlin, MA USA). Las muestras se reconstituyeron en 200 μ L de etanol grado HPLC y se analizaron en un sistema HPLC (1260 Infinity, Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA) equipado con un detector de arreglo de diodos a una longitud de onda de 290 nm. La separación se realizó utilizando una columna analítica C18 Agilent Microsorb (100-3 C18, 100 \times 4.6 mm) protegida con una guarda columna zorbax SB-C18 4.6 x 12.5 mm 5 Micron, se utilizó una fase móvil isocrática [metanol: agua (98:2, v/v)] a un flujo de 1.0 mL/min. Para el cálculo de las concentraciones se usó estándar de α -tocoferol (SIGMA-ALDRICH, St. Louis, MO, USA).

5.4. Diseño Experimental y Análisis Estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar y se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de los datos; en caso de diferencias significativas, se realizó la comparación de medias por Tukey-Kramer, todo a un nivel de significancia del 5% y usando el paquete estadístico NCSS v 9.0 (Kaysville, Utah, USA). Los tratamientos que se evaluaron se definen a continuación:

1. Proceso original (convencional)
2. Proceso de maceración enzimática (ME)
3. Proceso de ultrasonido (US)
4. Proceso de microondas (MO)
5. Proceso de maceración enzimática más ultrasonido (ME+US)

6. Proceso de maceración enzimática más microondas (ME+MO)

Las variables respuestas fueron: Rendimiento de extracción, calidad del aceite, contenido de compuestos fenólicos y contenido de ácidos grasos.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Caracterización de la Materia Prima

6.1.1. Peso y Grosor del Endospermo

Un factor decisivo en la evaluación de la calidad de coco como materia prima de sus diferentes productos son sus propiedades fisicoquímicas; para ello se llevó a cabo la caracterización del cultivar AP-2 del estado de Yucatán, el cual presentó un peso promedio del endospermo sólido de 335.61 ± 61.67 g y de endospermo líquido 249.05 ± 117.75 g, representando aproximadamente el 39 y 29% del peso del coco sin mesocarpio, respectivamente (ver Cuadro 3). Datos similares fueron publicados por Alejo (2015), al evaluar a un grupo seleccionado de cocotero criollo Alto del Pacifico-Saladita del estado de Guerrero, reportó que el peso del endospermo se encuentra entre 595 a 293 g, presentando también un grosor del endospermo sólido que van de los 11.7 a 15.2 mm, semejantes a lo determinado en los cocos del presente estudio (11.51 ± 1.32 mm).

Después de 6 a 8 meses de maduración del fruto del cocotero empieza el desarrollo del endospermo, líquido en sus primeras etapas y sólido una vez transcurridos los 11 meses. Debido a ello, se presentan variaciones en el peso tanto en el endospermo sólido como en el líquido, oscilando entre los 98 a 553 g y 21 a 449 g, respectivamente (de Taffin, 1998). El desarrollo de la fruta desde la antesis hasta la madurez toma aproximadamente 12 meses, dependiendo del tipo de coco y la variedad (Siriphanich *et al.*, 2011). La SAGARPA (2014) estima que un coco maduro entre 12 y 14 meses de maduración tiene entre 10 y 14 mm de grosor del endospermo, valor que depende de la variedad del cultivar, catalogando a los cocos evaluados en el presente trabajo en un nivel medio en la escala de grosor. El estado de maduración y grosor del endospermo tiene una correlación con el contenido de aceite, por lo que se requiere de cocos maduros para la extracción de ACV (Pandiselvam *et al.*, 2019).

Cuadro 3. Resultados de la caracterización del endospermo de coco AP2-Y

Características morfológicas	Coco sin MSC¹ (g)		857.93±185.84
	Coco sin agua (g)		604.53±108.70
	END² con testa(g)		383.70±66.78
	END² (g)		335.61±61.67
	Testa (g)		36.46±5.03
	Espesor del END² (mm)		11.51±1.32
	Agua (g)		249.05±117.75
Características fisicoquímicas	Color endospermo sólido	L*	71.52±4.60
		a*	-1.12±0.21
		b*	1.45±0.86
	Sólidos solubles totales (°Brix)		6.63±0.48
	pH		6.72±0.23
	Acidez titulable		0.12±0.02
	Humedad (%)		43.21±1.08

1 MSC: Mesocarpio, 2 END: Endospermo. Resultados expresados como Media ± Desviación estándar. L* indica la diferencia en luminosidad (+ = luminoso, - = oscuro); a* indica la diferencia entre rojo y verde (+ = rojo, - = verde); b* indica la diferencia entre amarillo y azul (+ = amarillo, - = azul).

6.1.2. Contenido de Humedad, pH, Acidez y Sólidos Solubles Totales

Dentro de las propiedades fisicoquímicas para evaluar la calidad de la materia prima se encuentra el contenido de humedad, pH, acidez y sólidos solubles totales, resultados que se presentan en el Cuadro 3. Se ha reportado que el contenido de humedad disminuye durante la maduración de los cocos. Appaiah *et al.* (2015) reportaron un contenido de humedad de 85.3-78.2% en el endospermo de cocos tiernos de alrededor de los 6-8 meses, y en el endospermo de cocos maduros un 51% de humedad. Por otra parte, el contenido de cenizas disminuye reportando un contenido de 9.3-6.6% en cocos tiernos y 4.3% en cocos maduros. De igual manera, Solangi & Iqbal (2011) concuerda en que durante la maduración disminuye el contenido de humedad y de cenizas, el pH 6.9-6.5 se mantiene similar y aumenta el contenido de fibra, principalmente celulosa, indicando que los cambios en estos parámetros pueden deberse a factores como el cultivar, el estado de desarrollo, el clima, el lugar y las prácticas de cultivo.

Otro de los parámetros que se ven afectados por dichos factores es el contenido de sólidos solubles totales, determinándose en el presente trabajo un contenido de 6.63 ± 0.48 °Brix. En las primeras etapas de la maduración del endospermo sólido, los azúcares se encuentran en forma de glucosa y fructosa, la sucrosa aparece después en pequeñas cantidades y a partir de los 6 meses de desarrollo, se incrementa en 1-2%, hasta su total maduración (Chuntarat *et al.*, 2015).

6.1.3. Color Aparente

El endospermo sólido comienza a formarse como un material gelatinoso alrededor de los 6 meses de maduración, durante su desarrollo aumenta su grosor y adquiere una coloración blanca (Appaiah *et al.*, 2015; Gray, 2013). Los cocos analizados presentaron el color característico del endospermo sólido fresco, color blanco, distinguiéndose en alta luminosidad con valor promedio de $L^* = 71.52 \pm 4.60$ y tonalidades en coordenadas verde con valor promedio de $a^* = -1.12 \pm 0.21$ y amarillo con valor promedio de $b^* = 1.45 \pm 0.86$. Estos valores están relacionados con la variedad del coco y es uno de los parámetros de calidad que junto con el método de extracción tendrán impacto en el producto final. Una de las características que distinguen al ACV es el color, el cual debe ser de apariencia clara como el agua en estado líquido en temperaturas de 27 °C o mayores y color blanco en estado sólido a temperaturas menores a los 25 °C. Algunos factores como la contaminación, crecimiento microbiano y las altas temperaturas en el procesamiento del endospermo de coco previo a la extracción del aceite afectan el color del producto y pueden aparecer tonalidades amarillas, rosas o rojo-naranja (Bawalan & Chapman, 2006).

6.1.4. Composición Proximal

Se realizó un análisis proximal en el endospermo sólido del coco, obteniendo como resultado un contenido promedio de proteína del 3.78% y de lípidos el 35.02% (ver Cuadro 4), siendo similar a los datos reportados por otros estudios, como Dendy & Timmins de 1973, Grimwood (1975) y

Kwon *et al.* (1996). El contenido de aceite incrementa durante los primeros 3 meses hasta alcanzar entre el 35-40% en su etapa final de maduración (Ohler, 1984). Después del proceso de secado del endospermo de coco (copra), el porcentaje de grasa incrementa; por ello, se calculó el porcentaje de grasa de la copra, siendo este en promedio del 61.69%, similar a lo reportado por Rachel *et al.* (2010). Estos datos son de utilidad en referencia al cálculo de los rendimientos de extracción del aceite. En general, el contenido de grasa y aceite de la copra varía de 63.7 a 69% de su peso y depende de muchos factores, entre ellos destacan: variedad de los cocos, locación geográfica, madurez en que se hayan cosechado, tipo de cosecha (recogido o tumbado) y tipo de secado (Chuntarat *et al.*, 2015; Patil *et al.*, 2017).

Cuadro 4. Resultados del análisis proximal en endospermo de coco AP2-Y en comparación con lo reportado por otros autores.

Humedad (%)	Proteína (%)	Aceite (%)	Fibra cruda (%)	Cenizas (%)	Carbohidratos (%)	Referencias
44	3.6	38.1	3.1	1.3	9.9	Dendy & Timmins (1973)
42-48	4	36	2	-	7.2	Grimwood (1975)
35.37	5.5	44.01	3.05	0.77	6.57	Balachandran <i>et al.</i> (1985)
36	4.5	41.5	-	1.1	16.9	Chakraborty (1985)
40.9	3.8	35.2	-	-	-	Kwon <i>et al.</i> (1996)
61.07	3.95	20.86	-	1.14	13.05	Patil <i>et al.</i> (2017)
43.21±1.08	3.78±0.12	35.02±0.97	-	1.22±0.03	-	Presente estudio (2020-2021)

6.2. Rendimiento de Extracción

El rendimiento obtenido en el proceso de extracción de ACV con el método en seco fue en promedio de 39.9±2.29% en relación con el peso de la muestra de coco seco (copra). En el método húmedo el rendimiento obtenido fue de 9.71±1.51%, en base al peso de muestra de leche de coco

utilizada (ver Cuadro 5). Al ser comparados entre sí se observa que el método húmedo tuvo un porcentaje de extracción mucho menor al obtenido en método seco, siendo también menor al rendimiento de 29.5% publicado por Abdurahman *et al.* (2009) al utilizar los mismos parámetros de centrifugación en método húmedo. Además, en el Cuadro 4 se muestra que la copra contiene en promedio el 61% de aceite y la leche de coco contiene un promedio del 35% de aceite, y al ser cotejados, se observa claramente que en ambos métodos se tienen bajos rendimiento de extracción, principalmente en el método húmedo, presentando diferencias significativas entre métodos de extracción ($p < 0.05$).

Cuadro 5. Rendimiento de extracción en método de extracción en seco y en húmedo

Muestra	Método de extracción	Condiciones	Rendimiento (%)
Alto Pacífico-2, Yucatán	Seco	Temperatura: 50 °C	39.90±2.29
		Tiempo secado: 4h	
		Presión: 10,000-12,000 lb	
		Tiempo prensado: 10 min	
	Húmedo	Proporción coco-agua: 1:2 (p/p)	9.71±1.51
		Centrifugación: 12,000 x g	
		Tiempo: 105 min	
		Temperatura: 30 °C	

Resultados expresados como Media ± Desviación estándar

Las proteínas de la leche de coco y el estado de maduración del fruto son dos factores importantes que tienen impacto en el rendimiento de extracción. El proceso en húmedo utiliza coco fresco en lugar de la copra y su bajo rendimiento está relacionado con la fuerte estabilidad de la emulsión de aceite y agua proporcionada por la proteína del coco, principalmente globulinas y albuminas, así como fosfolípidos; las globulinas pueden estabilizar los cuerpos lipídicos en la emulsión de manera muy efectiva al rodear su superficie; es por ello, que la liberación del aceite fue menor y por lo que se requiere de energía para desestabilizar la emulsión y separarla en fases de sus componentes, para de esta manera eficientar el proceso de extracción (Peamprasart & Chiewchan, 2006; Tangsuphoom & Coupland, 2008; Patil & Benjakul, 2017).

En respuesta a lo anterior, en el presente trabajo se realizó la aplicación de tratamientos al método de extracción de ACV convencional, datos que se presentan en la Figura 8 donde el mayor rendimiento de extracción se obtuvo con el tratamiento de ME con un $94.48 \pm 2.28\%$, siendo significativamente mayor al procedimiento control con rendimiento del $84 \pm 0.59\%$, mostrando que la adición de carbohidrasas (celulasa, hemicelulasa, arabanasa, xilasa y β -glucanasa) en concentración del 1.5% (v/v), por tiempo de incubación de 1h a 45 °C y pH 5 ± 0.5 , como pretratamiento al proceso de extracción permite aumentar los rendimientos de extracción, al hidrolizar los polisacáridos de la pared celular para la liberación de los lípidos presentes. El tratamiento con enzimas del tipo celulasa en endospermo de coco fresco y en la copra reduce el contenido fibroso en un 17 y 62%, respectivamente e incrementa significativamente la extracción de aceite y proteína. Esto se encuentra aunado a que las enzimas tienen mayormente especificidad hacia un tipo de enlace, por lo que el uso de una mezcla de enzimas con diferentes actividades es requerida para la degradación completa de la pared celular (Del Rosario 1973; Ricochon & Muniglia, 2012).

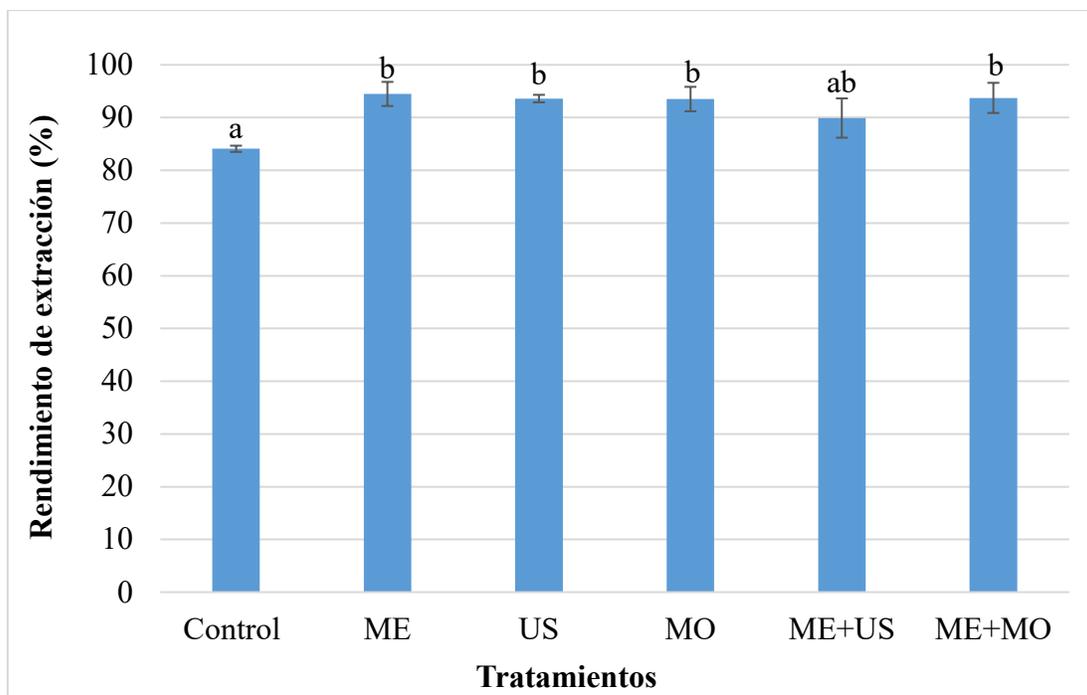


Figura 8. Rendimiento de extracción (%) de ACV por diferentes métodos de extracción. Resultados expresados como las medias \pm desviación estándar; ab indican diferencias significativas ($p < 0.05$). ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas.

En estudio realizado por Mansor *et al.* (2012) se evaluaron diferentes procesos de extracción de ACV, encontrando que la adición de la enzima papaína (peptidasa) al 0.1% (p/p), en el proceso de extracción enzimático, obtuvo un rendimiento de extracción del 60.09%, siendo menor a los rendimientos del proceso húmedo, congelación-descongelación y fermentación empleados en el estudio, indicando que el posible motivo del bajo rendimiento se deba al uso de un solo tipo de enzima, la cual solo actúa en la hidrólisis de proteínas y no en carbohidratos e hipotetizando que la adición de enzimas como celulasa y carbohidrasas podría aumentar los rendimientos de extracción, lo cual concuerda con la publicación de Agarwal & Bosco (2014), donde al emplear el complejo multienzimático comercial Viscozyme L., compuesto por las carbohidrasas: celulasa, hemicelulasa, arabanasa, xilasa y β -glucanasa, comprobaron lo hipotetizado por Mansor *et al.* (2012), obteniendo que el uso de este complejo de enzimas aumenta los rendimientos de extracción hasta en un 86.14% al utilizar 120 UFBG (~1%) por 4.5h de incubación a 45 °C y pH 5 \pm 0.5.

De igual manera, el método control fue significativamente menor ($p < 0.05$) a los tratamientos de extracción de US (93.59 \pm 0.71%), MO (93.51 \pm 2.31%) y el método de ME+MO (93.72 \pm 2.86%), indicando que la aplicación de tecnologías emergentes a los métodos de extracción convencionales permite el aumento en los rendimientos de extracción de ACV. En estudio realizado por Soo *et al.* (2020) donde se evaluó el efecto de diferentes procesos de extracción, entre ellos la asistencia de microondas y la asistencia de ultrasonido, obteniendo resultados similares a los encontrados en el presente estudio en la comparación entre tratamientos, siendo el tratamiento con asistencia de microondas el que obtuvo mayores rendimientos en comparación al control (24.1 \pm 0.19%) con un promedio de 58.6 \pm 0.07%, al utilizar una potencia de 450 W por 10 min y el tratamiento asistido con ultrasonido tuvo un rendimiento similar al control, 24.1 \pm 0.12%, al utilizar una potencia de 185 W con una frecuencia de 40 kHz por un tiempo de 2h.

La aplicación de energía electromagnética por medio de MO provoca una oscilación entre los dipolos presentes en los compuestos del endospermo de coco, en respuesta a los cambios en los campos electromagnéticos, generando un aumento en la temperatura y siendo transferida al interior por conducción, resultando en la formación de vapor de agua y provocando un efecto de electroporación que altera la estructura de la pared celular, por consecuente los aumentos en la potencia de MO pueden mejorar la eficiencia en el calentamiento provocado por dichas

interacciones a mayor profundidad de penetración de la energía electromagnética, conduciendo así a una mayor tasa de demulsificación. Este efecto, sumado al proceso enzimático, provoca una aceleración en la actividad enzimática inducido por el efecto sinérgico de la aplicación de energía electromagnética, aumentando la velocidad a la que tienen lugar las reacciones enzimáticas y retrasando la desnaturalización de las enzimas (Zhang *et al.*, 2018).

Por otra parte, las ondas ultrasónicas producen una presión negativa en el fluido provocando la formación y colapso de burbujas de cavitación; el colapso de las burbujas de cavitación produce la ruptura de la pared celular y en consecuencia la liberación del contenido celular (Carcel *et al.*, 2012; Pico, 2013). De igual manera, provoca un efecto en el tamaño de los glóbulos de grasa, reduciendo su tamaño y restringiendo su coalescencia; sin embargo, una prolongada exposición a ondas ultrasónicas eventualmente puede llevar a estabilizar los glóbulos de grasa del coco en la emulsión y dificultar su separación (Iswarin & Permadi, 2012; Patil, & Benjakul, 2019); este puede ser el motivo por el cual no se encontraron diferencias significativas del tratamiento de ME+US con el control ($p>0.05$).

6.3. Parámetros Fisicoquímicos del Aceite de Coco Virgen Extraído por Diferentes Métodos

6.3.1. Color Aparente

La medición de color aparente en los aceites vegetales es un parámetro de calidad importante ya que se encuentra relacionado con la aceptabilidad de los consumidores de dichos productos. Entre los parámetros de color que se midieron en el ACV se encuentra la luminosidad (L^*), tonalidad roja (a^*) y tonalidad amarilla (b^*), los cuales se presentan en el Cuadro 6. Dentro de los tratamientos aplicados en el presente estudio, se encontró que el parámetro de luminosidad fue menor en el tratamiento de ME (39.49 ± 0.98), presentando diferencias significativas con los demás tratamientos ($p<0.05$) a excepción de ME+US (40.23 ± 0.76); por otra parte, el tratamiento que presentó mayor luminosidad fue el de US (41.36 ± 0.50) mostrando similitudes con el control

(40.86±0.65) y los tratamientos de MO (40.54±0.15) y ME+MO (41.22±0.55) ($p>0.05$). En estudio realizado por Soo *et al.* (2020), se presentaron valores cercanos a los del presente estudio en la extracción de ACV se observaron valores de L^* similares entre el control y los tratamientos de US (49.42±0.04) y MO (48.77±0.23).

Cuadro 6. Color del ACV extraído por diferentes métodos.

Tratamientos	Color		
	L^*	a^*	b^*
Control	40.86±0.65 ^{bc}	-0.72±0.06 ^b	2.83±0.23 ^b
ME	39.49±0.98 ^a	-0.39±0.05 ^c	3.17±0.29 ^c
US	41.36±0.50 ^c	0.05±0.02 ^c	1.33±0.07 ^a
MO	40.54±0.15 ^{bc}	-0.50±0.05 ^d	3.79±0.07 ^d
ME + US	40.23±0.76 ^{ab}	-0.41±0.05 ^{dc}	3.43±0.16 ^c
ME + MO	41.22±0.55 ^{bc}	-1.27±0.09 ^a	4.41±0.19 ^c

Los resultados se expresan con media ± desviación estándar; abcde indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre tratamientos de la columna. ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas. L^* indica la diferencia en luminosidad (+ = luminoso, - = oscuro); a^* indica la diferencia entre rojo y verde (+ = rojo, - = verde); b^* indica la diferencia entre amarillo y azul (+ = amarillo, - = azul);

De acuerdo a las especificaciones de la APCC (2009), el ACV debe de presentar una alta luminosidad y una baja tonalidad amarilla, la coloración puede verse afectada por diferentes factores debido a las características físicas y químicas de la materia prima, como es el caso de la variedad, coloración, tratamientos previos y durante el proceso de extracción, entre ellos la aplicación de temperaturas muy altas, donde se somete a una hidrogenación dando lugar a la aparición de ácidos grasos trans (Mansor *et al.*, 2012)

En las mediciones de tonalidad en coordenadas a^* y b^* , todos los tratamientos aplicados guardaron diferencias con el control ($a^*=-0.72\pm0.06$; $b^*=2.83\pm0.23$), el tratamiento de US presentó tonalidades en rojo y amarillo, con el valor más alto de a^* (0.05 ± 0.02) y el más bajo de b^* (1.33 ± 0.07), siendo significativamente diferente a todos los demás tratamientos ($p<0.05$). Por otra parte, todos los tratamientos aplicados reflejaron tonalidades amarillas siendo el tratamiento de ME+MO el que presentó el menor valor de a^* (-1.27 ± 0.09) y el mayor de b^* (4.41 ± 0.19) siendo significativamente diferente a todos los demás tratamientos ($p<0.05$). La aplicación MO de 550W

por 30 min es uno de los factores a considerar que pueden desencadenar en la aparición de la coloración amarilla en el ACV extraído.



Figura 9. Efecto de los tratamientos en el color de la copra. Previo a la extracción de ACV: a) copra tratamiento US, b) copra tratamiento ME+MO, c) copra tratamiento MO. Después del prensado de la copra: d) torta de coco tratamiento ME, e) torta de coco tratamiento ME+MO.

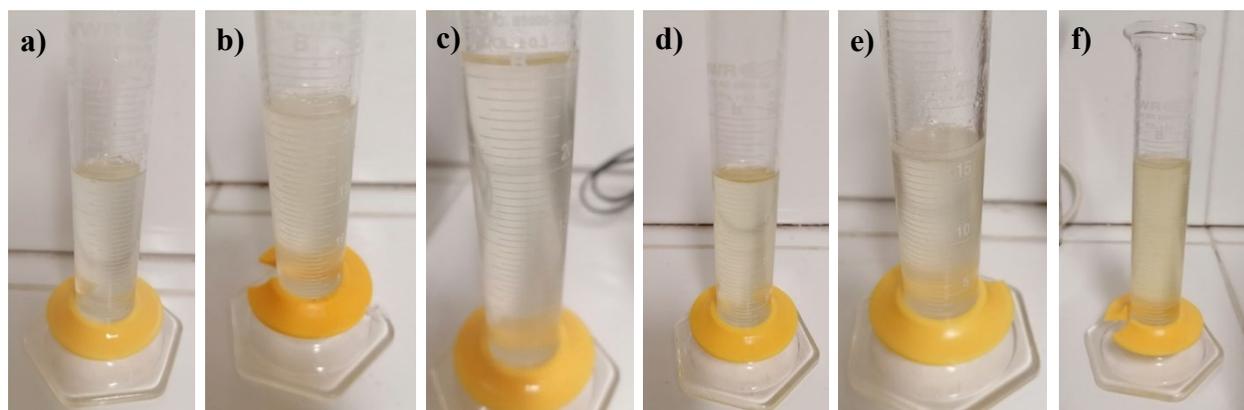


Figura 10. Efecto de los tratamientos en el color del ACV: a) Control, b) Maceración enzimática (ME), c) Ultrasonido (US), d) Microondas (MO), e) Maceración enzimática asistida con Ultrasonido (ME+US), f) Maceración enzimática asistida con Microondas (ME+MO)

La aparición de una ligera coloración amarilla en todas las muestras de ACV pudo deberse a contaminantes residuales y uso excesivo de calor durante el procesamiento. Además, la remoción de la testa del endospermo de coco fresco se realizó de manera manual y no se aplicó ningún proceso de limpieza o lavado para remover las impurezas. Pudo influir también que el endospermo se almacenó en refrigeración por 5 a 6 meses antes de su procesamiento para extraer el ACV. Otro factor a considerar en el efecto de la coloración del aceite de coco es la liberación de compuestos celulares por la acción de las enzimas adicionadas en el tratamiento de ME, el cual fue potenciado por la aplicación de MO a una potencia de 550W por 30 min; la alta potencia aplicada y la aplicación de calor en el proceso de secado del endospermo de coco tuvo un efecto en el color de la copra y en el ACV extraído, como puede observarse en las Figuras 9 y 10. Sin embargo la coloración amarilla en base al parámetro b^* , es estadísticamente igual en ME, ME+US y ME+MO.

La aparición de coloración amarilla en ACV también se ha observado en otras investigaciones de procesos enzimáticos. En la publicación de Soo *et al.* (2020), se encontraron valores de a^* significativamente menores (-2.59) a los tratamientos aplicados de US y MO; además, se encontraron valores de b^* significativamente mayores (18.15) a los demás tratamientos, siendo valores altos en tonalidad verde y amarilla debido a que se adicionó una enzima proveniente de la fruta de piña de color verde, migrando compuestos polifenólicos liposolubles hacia el aceite (Ferreira *et al.*, 2016; Xu *et al.*, 2017).

6.3.2. Contenido de Humedad y Volátiles

El contenido de humedad es uno de los factores principales que pueden afectar a la calidad del ACV. La APCC (2009) establece que el contenido de humedad deberá ser menor al 0.1%. Los resultados presentados en la Figura 11 muestran que el contenido de humedad del ACV extraído con diferentes tratamientos se encuentra dentro de los establecido por la APCC, con porcentaje menor al 0.1%. Los tratamientos que presentaron mayor contenido de humedad fueron el de ME ($0.058 \pm 0.003\%$) y el de ME+MO ($0.073 \pm 0.003\%$) teniendo diferencias significativas con los demás tratamientos ($p < 0.05$). Por otra parte, el tratamiento control ($0.042 \pm 0.003\%$) y de ME+US

(0.040 ± 0.005) son semejantes ($p > 0.05$) en contenido de humedad, siendo los tratamientos que mantuvieron el menor porcentaje de humedad entre los aplicados.

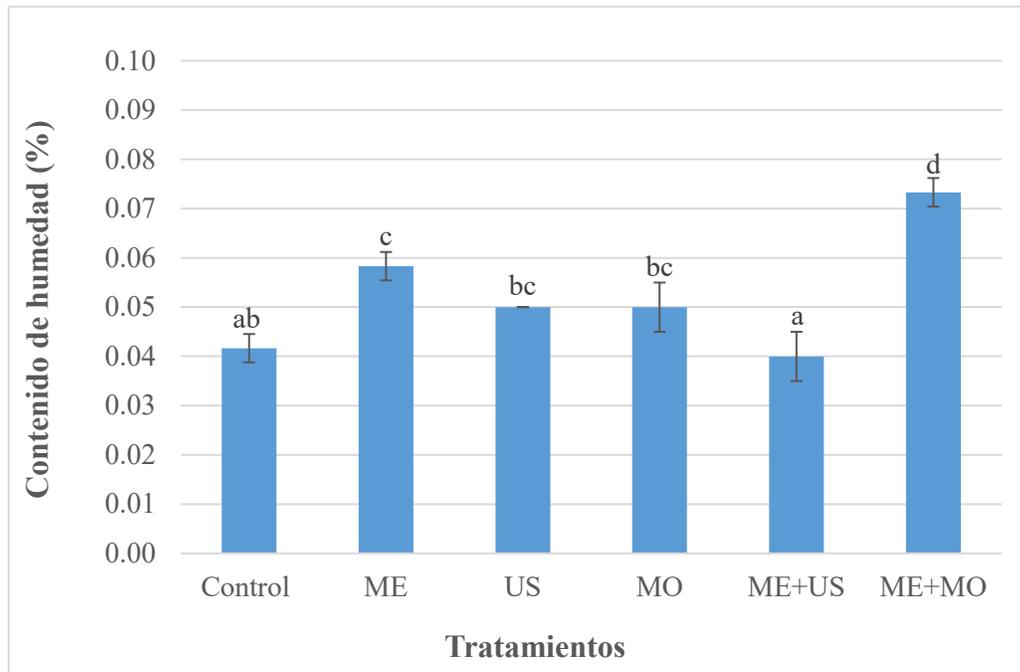


Figura 11. Porcentaje de humedad del ACV extraído con diferentes tratamientos. Los resultados se expresan con media \pm desviación estándar; abcd indican diferencias significativas ($p < 0.05$). ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas

El bajo contenido de humedad en el aceite obtenido en los distintos tratamientos se debe a que se empleó un tratamiento de secado previo al proceso de prensado para la extracción del aceite, lo cual produjo una reducción en el contenido de humedad de la muestra y por consiguiente en el aceite obtenido. En estudio realizado por Mohammed *et al.* (2021), el contenido de humedad obtenido en el ACV extraído por proceso en seco ($0.12 \pm 1.02\%$) fue menor en comparación con otros métodos de extracción empleados de fermentación ($0.15 \pm 2.00\%$) y enzimático ($0.15 \pm 0.50\%$), esto presenta un problema para la vida de anaquel del ACV, ya que un alto contenido de humedad puede reducirla, conllevando a un incremento en los niveles de hidrólisis y oxidación, así como un aumento de ácidos grasos libres y rancidez hidrolítica en el aceite (Patil & Benjakul, 2019).

6.3.3. Ácidos Grasos Libres (AGL)

El contenido de ácidos grasos libres es un indicador de rancidez hidrolítica del ACV, esta se produce por la acción de lipasas o humedad y se desarrolla principalmente cuando se tiene un mal almacenamiento de la copra, provocando un sabor y aroma indeseable en el ACV. En el Cuadro 7 se puede observar que el porcentaje de AGL del tratamiento de US (0.117±0.00%), MO (0.119±0.00%) y ME+MO (0.119±0.00%) fueron similares al tratamiento control (0.123±0.00%) ($p>0.05$); sin embargo, fueron significativamente diferentes a los tratamientos de ME (0.153±0.01%) y ME+US (0.163±0.00%) ($p<0.05$). El incremento en la acidez en los tratamientos de ME y ME+US puede deberse a un efecto de las enzimas adicionadas en el proceso, causando la hidrólisis de los triglicéridos, liberando los ácidos grasos y glicerol, aumentando así el porcentaje de AGL; sin embargo, todos los tratamientos se encuentran dentro de lo estipulado por la APCC (2009) manteniendo un porcentaje de AGL menor al 0.2%.

Cuadro 7. Características fisicoquímicas del ACV extraído por diferentes métodos.

Tratamientos	Características fisicoquímicas			
	AGL (%)	IP (meq O ₂ kg ⁻¹)	IS (mg de KOH g ⁻¹)	IY (g I ₂ /100g)
Control	0.123±0.00 ^a	0.49±0.00 ^a	252.24±0.4 ^d	6.37±0.28 ^a
ME	0.153±0.01 ^b	0.49±0.00 ^a	250.24±0.25 ^{bc}	6.27±0.10 ^a
US	0.117±0.000 ^a	0.49±0.00 ^a	250.91±0.2 ^{cd}	6.14±0.43 ^a
MO	0.119±0.00 ^a	0.49±0.00 ^a	248.98±0.45 ^{ab}	6.33±0.16 ^a
ME+US	0.163±0.00 ^b	0.49±0.00 ^a	253.85±0.4 ^e	6.24±0.17 ^a
ME+MO	0.119±0.00 ^a	0.49±0.00 ^a	248.49±0.25 ^a	6.36±0.01 ^a

Los resultados se expresan con media ± desviación estándar; abcde indican diferencias significativas ($p<0.05$). ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas. AGL: Ácidos grasos libres, IP: Índice de peróxido, IS: Índice de saponificación, IY: Índice de yodo.

Se han encontrado que en los procesos de extracción en método húmedo de fermentación y enzimático, los valores de porcentaje de humedad y de AGL son mayores a los valores presentados en métodos de extracción en seco. Oseni *et al.* (2017), publicaron que la extracción por medio

enzimático y el proceso de extracción por centrifugación mostraron un contenido de humedad de 0.39 y 0.34%, respectivamente, indicando que los altos contenidos de humedad conllevan a desarrollar un alto contenido de AGL, como sucedió en el proceso enzimático empleado en su investigación, siendo de $3.28 \pm 0.2\%$, datos mayores al estándar $<0.2\%$, estipulado por la APCC (2009). De igual manera, en la publicación de Mohammed *et al.* (2021) los procesos de fermentación ($0.2 \pm 2.00\%$) y enzimático ($0.2 \pm 1.01\%$) obtuvieron los mayores valores de AGL, esto fue debido a que las fosfolipasas y lipasas en la leche de coco aún se encontraban activas, lo cual provocó un aumento en la hidrólisis lipídica; así mismo, los aceites con un alto contenido de humedad muestran un mayor contenido de AGL y durante el proceso de extracción o almacenamiento, los AGL pueden aumentar debido a las reacciones entre el aceite y el agua residual produciendo una rancidez hidrolítica.

6.3.4 Índice de Peróxido (IP)

El índice de peróxido es el parámetro mayormente utilizado para caracterizar la calidad de las grasas y aceites; esta prueba determina la concentración de peróxidos e hidroperóxidos producidos durante el estado inicial de la oxidación lipídica. Los peróxidos en el aceite reflejan el nivel de oxidación y su probabilidad de producir una rancidez oxidativa en el aceite. Los resultados obtenidos en la aplicación de los tratamientos no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en el IP ($<0.49 \pm 0.00$ meq O_2 kg^{-1}); los valores se encuentran dentro de lo estipulado por APCC (2009) con un IP menor a 3 meq O_2 kg^{-1} , indicando que los aceites obtenidos en los diferentes tratamientos son frescos. El ACV se encuentra compuesto por triglicéridos de cadena media. Además, contiene un porcentaje muy bajo de ácidos grasos insaturados en su composición, lo que lo hace altamente resistente a la oxidación, debido a que los ácidos grasos insaturados reaccionan con el oxígeno molecular para formar peróxidos; las grasas y aceites que contienen alto grado de ácidos grasos insaturados son más vulnerables a la oxidación y rancidez (Senphan & Benjakul, 2015).

Los resultados presentados son semejantes a los publicados por Soo *et al.* (2020), donde el IP se encontró bajo lo estipulado por la APCC (2009), obteniendo en el tratamiento de ME (0.50 ± 0.14

meq O₂ kg⁻¹), US (1.15±0.49 meq O₂ kg⁻¹), MO (0.60±0.28 meq O₂ kg⁻¹) y control (0.90±0.71 meq O₂ kg⁻¹). Sin embargo, en otros estudios donde se evaluaron otros métodos de extracción como el de fermentación 2.59 meq O₂ kg⁻¹, el IP fue mayor en comparación con el método de extracción en seco 1.59 meq O₂ kg⁻¹, aunque aún se encuentran dentro de lo estipulado por la normativa, esto indica que se encuentra en una etapa temprana de oxidación o rancidez.

6.3.5. Índice de Saponificación (IS)

El índice de saponificación es un indicador del grado de saturación del aceite, donde los altos valores corresponden a los ácidos grasos de cadena corta en el enlace glicerol; esta prueba mide la media de los pesos moleculares de los ácidos grasos presentes en el aceite mediante un proceso de titulación con una base fuerte (KOH) para la separación de las grasas en glicerol y ácidos grasos. El índice de saponificación es inversamente proporcional al peso molecular de los triglicéridos (Opoku-Boahen *et al.*, 2012). Las cadenas largas de ácidos grasos unidas al glicerol resultan en un IS bajo; sin embargo, la contraparte produce un IS alto (Marina *et al.*, 2009b).

El ACV tiene un IS relativamente alto debido a su alta concentración de triglicéridos de cadena corta y media (Gopala-Krishna *et al.*, 2010). Los resultados obtenidos en el presente estudio muestran que todos los tratamientos presentaron un IS dentro de lo estipulado por la APCC (2009) y el CODEX-STAN (1999) de 248 a 265 mg KOH/g de aceite. El tratamiento de ME+MO fue el que obtuvo un menor IS (248.49±0.25 mg KOH/g de aceite), siendo significativamente diferente a los demás tratamientos (p<0.05), a excepción del tratamiento de MO (248.98±0.45 mg KOH/g de aceite) con el que presento semejanzas significativas (p>0.05). Por otra parte, el tratamiento de ME+US obtuvo el mayor contenido de IS (253.85±0.4 mg KOH/g de aceite) presentando diferencias significativas con todos los tratamientos (p<0.05). Las diferencias encontradas en el IS pueden deberse a la composición de ácidos grasos encontrados en cada muestra después de la aplicación de los tratamientos, a mayor valor de IS el aceite contiene cadenas más cortas de ácidos grasos unidos al glicerol, es decir se tiene una mayor cantidad de ácidos grasos de cadena corta en la composición del ACV extraído.

Estos resultados en comparación con lo publicado por Soo *et al.* (2020), son menores en los tratamientos ME (254.6±0.07 mg KOH/g de aceite mg KOH/g de aceite), US (257.4±0.21 mg KOH/g de aceite), MO (252.1±0.04 mg KOH/g de aceite), inclusive en el control (258.1±0.28 mg KOH/g de aceite), de los cuales no se encontraron diferencias significativas; sin embargo, si se observó que al igual que el presente estudio, el tratamiento con aplicación de MO obtuvo el menor valor en comparación con los demás tratamientos. En estudio realizado por Mohammed *et al.* (2021), se presentó un comportamiento similar al del presente trabajo, donde el tratamiento enzimático (259.55±0.12 mg KOH/g de aceite) obtuvo un IS menor en comparación al tratamiento donde solo se aplicó un proceso de secado (264.04±0.02 mg KOH/g de aceite).

6.3.6. Índice de Yodo (IY)

El índice de yodo se utiliza para medir el grado de insaturación presente en las grasas y aceites, y se expresa como los gramos de yodo que se absorben por cada 100 g de grasa bajo las condiciones de análisis. Las especificaciones de la APCC (2009) recomiendan un IY de 4.1 a 11 g I₂/100g de aceite. De acuerdo a los datos presentados en el Cuadro 7 se muestra que el IY en cada uno de los tratamientos no presenta diferencias significativas (p>0.05), indicando que los tratamientos aplicados no tienen un efecto significativo en el contenido de ácidos grasos insaturados y que tiene un alto nivel de saturación, el cual incrementa su resistencia a la rancidez oxidativa. De igual manera, en la publicación de Soo *et al.* (2020), los tratamientos de US (4.35±0.01 g I₂/100g) y MO (4.31±0.03 g I₂/100g) no presentaron diferencias significativas; sin embargo, fueron diferentes significativamente con el tratamiento de ME (4.43±0.03 g I₂/100g) y el control (4.21±0.01 g I₂/100g) (p<0.05), debido a que se tiene un contenido mayor de ácidos grasos monoinsaturados, como el ácido oleico (C18:1).

6.3.7. Fenoles Totales (FT)

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios distribuidos ampliamente en las plantas,

son uno de los antioxidantes más importantes que se producen de forma natural y se derivan principalmente del ácido benzoico y ácido cinámico. Los compuestos fenólicos que se han encontrado en el ACV son: ácido protocatequina, ácido vanílico, ácido sirínico, ácido cafeico, ácido ferúlico y ácido p-cumárico; su presencia depende de la variedad, estado de maduración, las prácticas de cultivo y los métodos de extracción utilizados (Marina *et al.*, 2008; Seneviratne *et al.*, 2009; Gopala-Krishna *et al.*, 2010).

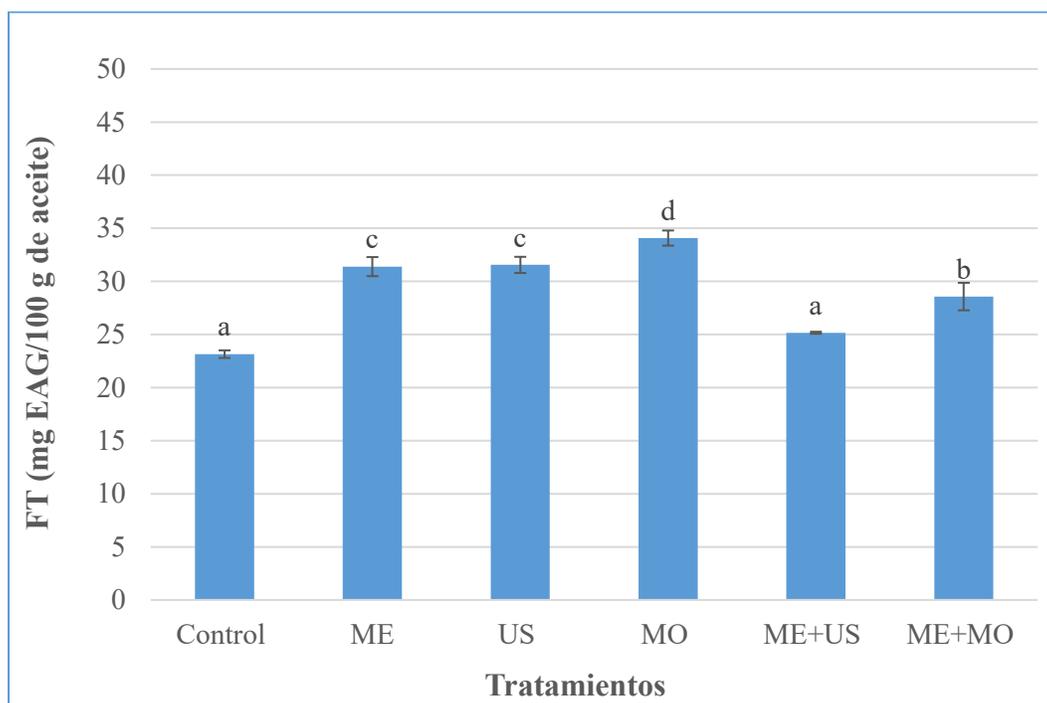


Figura 12. Fenoles Totales del ACV extraído con diferentes tratamientos. Los resultados se expresan con media \pm desviación estándar; abcd indican diferencias significativas ($p < 0.05$). ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas.

En el presente estudio se evaluaron diferentes procesos de extracción con respecto al contenido de fenoles totales en el ACV (ver Figura 12). Se encontró que el contenido de FT en el control (23.15 ± 0.36 mg EAG 100 g⁻¹) y ME+US (25.16 ± 0.09 mg EAG 100 g⁻¹) fueron significativamente menores a los demás tratamientos ($p < 0.05$). Los tratamientos ME (31.39 ± 0.90), US (31.55 ± 0.76) y MO (34.08 ± 0.71 mg EAG 100 g⁻¹), fueron significativamente mayores ($p < 0.05$) a todos los demás, siendo el MO el que retuvo mayor cantidad de compuestos fenólicos en el ACV. Lo anterior

puede ser debido al efecto de radiación aplicada por medio de MO, que al interactuar con los compuestos polares dentro de la célula generando calor que traspasó el tejido celular de forma rápida y uniforme, permitiendo la liberación de los ácidos fenólicos (Mwaurah *et al.*, 2019). Aunado a esto, la temperatura en el proceso de secado favoreció la incorporación de los compuestos fenólicos térmicamente estables al ACV, por efecto de la evaporación del agua del medio, permitiendo incrementar la concentración de los ácidos fenólicos.

Por su parte, el proceso de extracción enzimático de ACV tiene un efecto positivo en la liberación de contenido celular, ya que al ser hidrolizados los compuestos de la pared celular pueden liberarse los compuestos bioactivos (Ricochon & Muniglia, 2010; Senphan & Benjakul, 2015; Mwaurah *et al.*, 2019), entre ellos los ácidos fenólicos, que al ser compuestos polares son fácilmente disueltos en la fase acuosa. Durante el proceso de secado, la evaporación del agua permite que los compuestos fenólicos sean lentamente incorporados en el ACV; es por ello que el tratamiento de ME obtuvo resultados positivos en el contenido de fenoles (31.39 ± 0.90 mg EAG 100 g^{-1}), presentando diferencias significativas con los procesos de extracción empleados.

En otros estudios se investigó el efecto del proceso enzimático en los compuestos fenólicos del ACV, en la publicación de Soo *et al.* (2020), se registró un contenido de FT de 41.40 mg EAG 100 g^{-1} al aplicar un tratamiento enzimático, siendo mayor a los valores obtenidos en los tratamientos de MO (39.74 mg EAG 100 g^{-1}) y US (38.98 mg EAG 100 g^{-1}), presentando diferencias significativas con el control (7.47 mg EAG 100 g^{-1}) ($p < 0.05$), señalando que los tratamientos enzimáticos y asistidos con US y MO pudieron mantener mayor cantidad de compuestos fenólicos en el ACV. Por otro lado, al realizar la asistencia de ME+US y ME+MO, el contenido disminuye ligeramente, alrededor de un 18% y es diferente al proceso de extracción solos ($p < 0.05$). Esta disminución podría ser debido a que los compuestos fenólicos que quedaron expuestos en primer término con ME podrían ser degradados por temperatura (Marina *et al.*, 2008; Seneviratne *et al.*, 2009; Ghani *et al.*, 2018; Sungpud *et al.*, 2020), rompimiento de estructuras (Stojanovic & Silva, 2007; Neetoo & Chen, 2014) o generación de radicales libres por efecto de la cavitación de ondas ultrasónicas (Ulloa *et al.*, 2013; Mwaurah *et al.*, 2019) al aplicar los tratamientos por MO o US.

6.3.8. Perfil de Ácidos Grasos

Los ácidos grasos saturados presentes en el ACV extraído representan el 93.43%, siendo principalmente de cadena media entre 6 y 12 carbonos; los monoinsaturados representan el 5.59% y los poliinsaturados el 0.98%. Dentro de los ácidos grasos saturados, el ácido láurico (C12:0) es el que se encuentra en mayor proporción representado el 46.26±0.08% en el tratamiento de MO, 46.38±0.07% en ME+MO, 45.85±0.20% en US y 46.09±0.36% en el control, siendo significativamente mayores ($p<0.05$) al tratamiento de ME (44.81±0.05%); por otra parte, el tratamiento de ME+US presentó un 45.24±0.36% de ácido láurico, semejante al tratamiento de ME ($p>0.05$). El contenido de ácido mirístico (C14:0) y ácido palmítico (C16:0) fue significativamente mayor ($p<0.05$) en el tratamiento de ME+US (20.55±0.04%, 10.15±0.01%) en referencia al control (19.51±0.29%, 9.07±0.32%). En cuanto a los ácidos grasos insaturados, el ácido oleico se presentó en menor cantidad en el tratamiento de ME+US, guardando diferencias significativas con los tratamientos de US (5.81±0.12%) y MO (5.79±0.25%) ($p<0.05$). El ácido caproico (C6:0), ácido caprílico (C8:0), ácido cáprico (C10:0) y ácido linoleico (C18:2CIS) no presentaron diferencias entre los tratamientos aplicados ($p>0.05$).

Los valores obtenidos se encuentran dentro de los rangos estipulado por la APCC (2009) y el CODEX-STAN (1999), solo el ácido caproico (C6:0) se encontró fuera del rango (3.92±1.24%-5.59±0.19%). Las diferencias encontradas son debido al efecto de los diferentes procesos de extracción utilizados y a otros factores como la composición del endospermo de coco utilizado en el proceso. El alto contenido de ácidos grasos saturados y la baja proporción de ácidos grasos insaturados en el ACV, le confieren propiedades antivirales, anti-bacteriales, anti-inflamatorias; además, contribuyen a su resistencia contra la rancidez oxidativa. En otros estudios no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos aplicados en procesos de extracción en húmedo (Senphan & Bejankil, 2016; Oseni *et al.*, 2017). Sin embargo, en los procesos de extracción en seco, se han reportado diferencias entre tratamientos (Srivastava *et al.*, 2016; Ghani *et al.*, 2018; Mohammed *et al.*, 2021); la variación en la composición de ácidos grasos puede ocurrir durante la extracción de ACV con diferentes métodos de extracción.

Cuadro 8. Composición porcentual de ácidos grasos en el ACV extraído por diferentes tratamientos.

Ácidos grasos	Tratamiento						APCC	CODEX-STAN
	Control	ME	US	MO	ME+US	ME+MO		
Ac. Caproico (C6:0)	5.59±0.19 ^a	5.16±0.25 ^a	4.64±0.12 ^a	3.92±1.24 ^a	4.50±0.56 ^a	5.01±0.14 ^a	0.10-0.95	ND-0.7
Ac. Caprílico (C8:0)	5.13±0.30 ^a	4.63±0.22 ^a	5.03±0.2 ^a	4.99±0.01 ^a	4.95±0.11 ^a	4.96±0.01 ^a	4-10	4.6-10
Ac. Cáprico (C10:0)	4.89±0.17 ^a	4.56±0.09 ^a	4.80±0.12 ^a	4.82±0.04 ^a	4.74±0.07 ^a	4.85±0.01 ^a	4-8	5-8
Ac. Láurico (C12:0)	46.09±0.36 ^{bc}	44.81±0.05 ^a	45.85±0.20 ^{bc}	46.26±0.08 ^c	45.24±0.36 ^{ab}	46.38±0.07 ^c	45-56	45.1-53.2
Ac. Mirístico (C14:0)	19.51±0.29 ^a	20.31±0.27 ^{ab}	19.93±0.21 ^{ab}	20.17±0.40 ^{ab}	20.55±0.04 ^b	19.79±0.03 ^{ab}	16-21	16.8-21
Ac. Palmítico (C16:0)	9.07±0.32 ^a	10.06±0.14 ^{bc}	9.53±0.20 ^{ac}	9.58±0.43 ^{ac}	10.15±0.01 ^c	9.18±0.00 ^{ab}	7.5-10.2	7.5-10.2
Ac. Estearico (C18:0)	3.19±0.17 ^a	3.79±0.04 ^{bc}	3.44±0.13 ^{ac}	3.47±0.26 ^{ac}	3.78±0.04 ^{bc}	3.28±0.01 ^{ab}	2-4	2-4
Ac. Oleico (C18:1CIS)	5.56±0.22 ^{ab}	5.67±0.04 ^{ab}	5.81±0.12 ^b	5.79±0.25 ^b	5.13±0.00 ^a	5.58±0.01 ^{ab}	4.5-10	5-10
Ac. Linoleico (C18:2CIS)	0.97±0.02 ^a	1.00±0.01 ^a	0.99±0.02 ^a	0.99±0.03 ^a	0.96±0.01 ^a	0.98±0.00 ^a	0.7-2.5	1-2.5

Los resultados se expresan con media ± desviación estándar; abc indican diferencias significativas ($p < 0.05$). ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas.

6.3.9. α -Tocoferol

Los tocoferoles se presentan de forma natural en la mayoría de los aceites vegetales, su presencia se ve afectada por factores como el cultivar, estado de maduración y prácticas de cultivo; además, durante el proceso de extracción son parcialmente removidos por efectos de lixiviación, empleo de altas temperaturas, entre otros. El α -tocoferol es la forma más abundante y biológicamente activa de vitamina E; en el coco, el mayor contenido se encuentra en la testa, la cual es removida del endospermo previo al proceso de extracción (Marina *et al.* 2009a; Yin *et al.*, 2020). En los

tratamientos de extracción de ACV aplicados el contenido de α -tocoferol se encuentra dentro de las especificaciones de la APCC (2009), el cual indica que en el se encuentra entre 0 y 1,700 μg α -tocoferol 100 g^{-1} . Todos los tratamientos presentaron diferencias significativas con el control ($p < 0.05$), debido que el α -tocoferol no se detectó en la muestra analizada de este proceso (ver Figura 13).

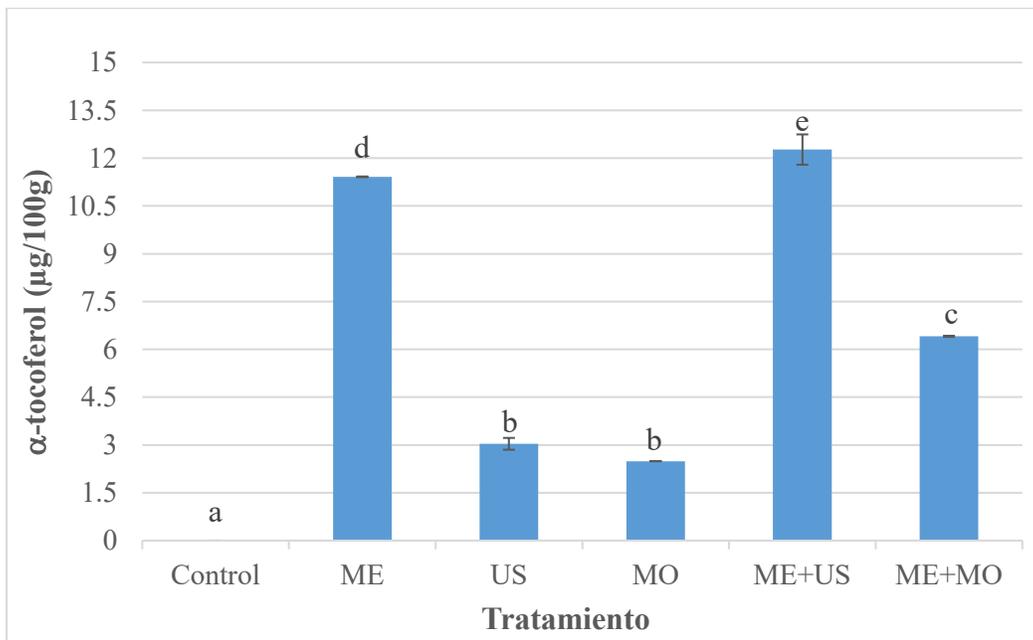


Figura 13. Contenido de α -tocoferol en el aceite extraído por diferentes tratamientos. Los resultados se expresan con media \pm desviación estándar; abcde indican diferencias significativas ($p < 0.05$). ME: Maceración enzimática, US: Ultrasonido, MO: Microondas, ME+US: Maceración enzimática asistida con ultrasonido, ME+MO: Maceración enzimática asistida con microondas.

En todos los tratamientos del estudio se encuentra un mayor contenido de α -tocoferol por arriba del control. El mayor efecto se logra al aplicar ME, efecto del tratamiento enzimático en la liberación de compuestos intracelulares, permite un aumento en la extracción de α -tocoferol. Los tratamientos de MO y US por si solos fueron similares, presentando 2.49 ± 0.00 y 3.04 ± 0.19 μg α -tocoferol 100 g^{-1} , respectivamente. Sin embargo, al ser asistidos con ME, la extracción se incrementa principalmente al utilizar ME+US. En los procesos con menor contenido pudo deberse a la termosensibilidad de α -tocoferol el que probablemente fue desestabilizado por los aumentos de temperatura. Este efecto se observa en el proceso aplicando MO, en donde la exposición a los

aumentos de temperatura generados por conducción y rotación iónica sumado al tiempo de exposición en el proceso de secado presentó un bajo contenido de α -tocoferol. En otros estudios sugieren que el empleo de técnicas que utilicen bajas temperatura en la extracción de ACV permiten la retención α -tocoferol en cantidades mayores (Ndife *et al.*, 2019; Satheeshan *et al.*, 2019).

7. CONCLUSIONES

Se concluye que los tratamientos aplicados en el estudio incrementan los rendimientos de extracción de ACV, respecto al control. Así mismo, se obtuvo un ACV de calidad en base a lo establecido por la APCC (2009) y CODEX-STAN 210 (1999), pues todos los parámetros como el contenido de humedad, AGL, IS, IP e IY, se encuentran dentro de las especificaciones publicadas para aceite virgen de calidad. Todos los aceites obtenidos a partir de los tratamientos del estudio, reflejaron tonalidades amarillas, siendo el ACV del tratamiento ME+MO el de mayor tonalidad en base al parámetro b^* .

Los tratamientos de extracción empleados tuvieron un efecto en la extracción en los compuestos bioactivos analizados en el ACV. Los tratamientos individuales como ME, US y MO, logran obtener mayor contenido de FT. Sin embargo, al realizar la combinación entre ellos el contenido se reduce ligeramente, siendo la combinación ME+MO, con el que se logra menor reducción.

Los ácidos grasos saturados presentes en el ACV extraído representan el 93.43%, los monoinsaturados representan el 5.59% y los poliinsaturados el 0.98%. Dentro de los ácidos grasos saturados, el ácido láurico (C12:0) con $44.81 \pm 0.05\%$ - $46.38 \pm 0.07\%$ es el que se encuentra en mayor proporción, seguido por el ácido mirístico (C14:0) con $19.51 \pm 0.29\%$ - $20.55 \pm 0.04\%$ y el ácido palmítico (C16:0) con $9.07 \pm 0.32\%$ - $10.15 \pm 0.01\%$ presentando valores dentro de lo especificado por la APCC (2009) y el CODEX-STAN 210 (1999) para un ACV de calidad. Las variaciones en las proporciones de los ácidos grasos presentes en el ACV se atribuyen a la oxidación de las muestras debido al proceso hidráulico, tipo de proceso de extracción y la naturaleza o estructura de los ácidos grasos presentes en el endospermo de coco. El ACV obtenido con los tratamientos estudiados contiene mayores valores de α -tocoferol respecto al control. La ME tiene un efecto significativo en el incremento de este compuesto bioactivo y al combinarlo con US las proporciones se incrementan significativamente.

8. REFERENCIAS

- Abdurahman H.N., Mohammed F.S., Rosli M.Y. & Arman A. 2009. Demulsification of Virgin Coconut Oil by Centrifugation Method: A Feasibility Study. *International Journal of Chemical Technology*. 1:59-64.
- Agarwal R.K. & Bosco S.J.D. 2014. Optimization of Viscozyme L assisted extraction of coconut milk and virgin coconut oil. *Asian Journal of Dairy and Food Research*. 33(4):276-284.
- Agarwal R.K. & Bosco S.J.D. 2017. Extraction Processes of Virgin Coconut Oil. *MOJ Food process Technol*. 4(2):54-56.
- Aguilar-Reynosa A., Romani A., Rodríguez-Jasso R.M., Aguilar C.N., Garrote G. & Ruiz H.A. 2017. Microwave heating processing as alternative of pretreatment in second-generation biorefinery: An overview. *Energy Conversion and Management*. 136:50-65.
- Alejo A. 2015. Evaluación y respuesta a la selección en el rendimiento de copra, de un grupo élite de cocotero criollo “alto del pacífico” (*Cocos nucifera* L.). *Revista de Energía Química y Física*. 2(3):350-360
- Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria (ASERCA). 2001. La copra, su importancia y comercialización en México. *Revista Claridades Agropecuarias*. México. 3-23 pp.
- AOAC. 1990. Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists. Association of Official Analytical Chemist. 15th ed. Washington, D.C., USA.
- AOAC. 2002. Association of Official Methods of Analysis of AOAC Intl. Association of Official Analytical Chemist. 17th ed. Washington, D.C., USA.
- AOAC. 2012. Association of Official Methods of Analysis of AOAC Intl. Association of Official Analytical Chemist. 19th ed. Washington, D.C., USA.
- AOCS. 2004. Method Cd 3–25. Estimation of saponification value. *Official Methods and Recommended Practices of the American Oil Chemist’s Society*. Champaign, IL.
- AOCS. 2009. Official methods and recommended practices of the AOCS. AOCS Press. 6th ed. Urbana, IL.
- APCC. 2009. Quality standard for virgin coconut oil. Asian and pacific coconut community.
- Appaiah P., Sunil L., Prasanth-Kumar P.K. & Gopala-Krishna A.G. 2014. Composition of coconut testa, coconut kernel and its oil. *Journal of the American Oil Chemists' Society*. 91(6):917–924.
- Appaiah P., Sunil L., Prasanth-Kumar P.K. & Gopala-Krishna A.G. 2015. Physico-chemical characteristics and stability aspects of coconut water and kernel at different stages of maturity. *J Food Sci Technol*. 52(8):5196–5203
- Araujo G.S., Matos L.J.B.L., Fernandes J.O., Cartaxo S.J.M., Gonçalves L.R.B. Fernandes F.A.N. & Farias W.R.L. 2013. Extraction of lipids from microalgae by ultrasound application: Prospection of the optimal extraction method. *Ultrason Sonochemistry*. 20(1):95-98.

- Balachandran C., Arumughan C. & Mathew A. 1985. Distribution of major chemical constituents and fatty acids in different regions of coconut endosperm. *Journal of the American Oil Chemists' Society*. 62(11):1583–1586.
- Bawalan D.D. & Chapman K.R. 2006. *Virgin coconut oil production manual for micro and village scale processing*. FAO. Thailand. 80 pp.
- Bligh E.G. & Dyer W.J. 1959. A rapid method of total lipids extraction and purification. *Can J Biochem Physiol*. 37:911–917.
- Canapi E., Agustin Y., Moro E., Pedrosa E. & Bedaño, M. 2005. Coconut oil. En: Shahidi, F., ed. *Bailey's Industrial Oils and Fats*. 6 ed. Wiley-Interscience, Hoboken, NJ. 147 pp.
- Carcel J.A., Garcia-Perez J.V., Benedito J. & Mulet A. 2012. Food process innovation through new technologies: Use of ultrasound. *Journal of Food Engineering*. 110(2):200–207.
- Chakraborty P. 1985. Functional properties of coconut protein isolate obtained by ultrafiltration. *Journal of Food Science and Technology*. 22(4):248–54.
- Chan C.H., Yusoff R., Ngoh G.C. & Kung F.W.L. 2011. Microwave-assisted extractions of active ingredients from plants. *Journal of Chromatography A*. 1218(37):6213–6225.
- Che-Man, Y.B., Suhardiyono, Asbi A.B., Azudin M.N. & Wei L.S. 1996. Aqueous enzymatic extraction of coconut oil. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 73(6):683-686.
- Chemat F., Zill-e-Huma & Khan M.K. 2011. Applications of ultrasound in food technology. Processing, preservation and extraction. *Ultrasonics Sonochemistry*. 18(4):813-835.
- Chen B.K., & Diosady L.L. 2003. Enzymatic aqueous processing of coconuts. *International Journal of Applied Science and Engineering*. 1(1):55–61.
- Chen T., Zhang M., Bhandari B. & Yang Z. 2018. Micronization and nanosizing of particles for an enhanced quality of food: A review. *Crit Rev Food Sci Nutr*. 58(6):993-1001.
- Child R. 1974. *Coconuts*. Longman Group Ltd. 2nd ed. London, UK. 335 pp.
- Christensen F.M. 1991. Extraction by aqueous enzymatic process. *Inform*. 11:984-987.
- Chuntarat S., Na-Jom K. & Tongchitpakdee S. 2015. Effect of maturity on quality and chemical composition of coconut kernel (*Cocos nucifera*). *Acta Horticulturae*. 1088:227-230.
- CODEX-STAN. 1999. 210-1999: Norma para aceites vegetales especificados. Enig, M. 2001. Coconut: In Support of Good Health in the 21st Century *P. Am. J. Clin. Nutr.* 1–27.
- Cortázar R. 2011. Paquete tecnológico palma de coco Alto Pacífico. Establecimiento y mantenimiento. Campo Experimental Chetumal, INIFAP. Chetumal, Quintana Roo, México. 12 pp.
- Cortese M., Ricciutelli M., Censi R. & Di Martino P. 2015. Qualitative characterization of a transesterification product of coconut oil by FIA-APCI-MS. *International Journal of Cosmetic Science*. 37:379–385.
- da Silva-Lima R. & Mara-Block J. 2019. Coconut oil: what do we really know about it so far? *Food Quality and Safety*. 3(2):61–72.
- de Lima A.C.S., da Rocha-Viana J.D., de Sousa-Sabino L.B., da Silva L.M.R., da Silva N.K.V. & de Sousa P.H.M. 2017. Processing of three different cooking methods of cassava: Effects on

in vitro bioaccessibility of phenolic compounds and antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*. 76:253-258.

- De Taffin G. 1998. Coconut. MacMillan Education Ltd. London. 101 pp.
- DebMandal M. & Mandal S. 2011. Coconut (*Cocos nucifera* L.: Arecaceae): In health promotion and disease prevention. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*. 4(3):241–247.
- Del Rosario E.J. 1973. Use of cellulase in the extraction of coconut oil and proteins. *National Research Council Philippines Research Bulletin*. 28(1):57-63.
- Dendy D. & Timmins W. 1973. Development of a process to extract protein and oil from fresh coconut. *Oleagineux*. 28:589–94.
- Derewiaka D., Sosinska E., Obiedzinski M., Krogulec A. & Czaplicki S. 2011. Determination of the adulteration of butter. *European Journal of Lipid Science and Technology*. 113(8):1005–1011.
- Dolinsky M., Agostinho C., Ribeiro D., Rocha G.D.S., Barroso S.G., Ferreira D., Polinati R., Ciarelli G. & Fialho E. 2015. Effect of different cooking methods on the polyphenol concentration and antioxidant capacity of selected vegetables. *Journal of Culinary Science & Technology*. 14(1):1-12.
- Earnshaw R.G., Appleyard J. & Hurst R.M. 1995. Understanding physical inactivation processes: combined preservation opportunities using heat, ultrasound and pressure. *Int. J. Food Microbiol.* 28:197-209.
- Earnshaw R.G. 1998. Ultrasound: a new opportunity for food preservation. En: Povey M.J.W. & Mason T. (eds). *Ultrasound in Food Processing*. Blackie Academic and Professional, London, 192 pp.
- Elodio-Policarpo F., Peñaloza-Herrera B., Maldonado-Astudillo Y., Jimenez-Hernandez J., Flores-Casamayor V., Arámbula-Villa G. & Salazar R. 2019. Estabilidad térmica de aceite virgen de coco obtenido de dos cultivares crecidos en Guerrero, México. *Rev. Fitotec. Mex.* 42(2):101-109.
- Eyres L., Eyres M., Chisholm A. & Brown R. 2016. Coconut oil consumption and cardiovascular risk factors in humans. *Nutrition Reviews*. 74:267-280
- FAOSTAT. 2015. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Roma, Italia. Recuperado de: <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>
- Ferreira E.A., Siqueira H.E., Boas E.V V., Hermes V.S. & Rios A.D.O. 2016. Bioactive compounds and antioxidant activity of pineapple fruit of different cultivars. *Rev. Bras. Frutic.* 38:146.
- Firestone D. 2013. *Physical and Chemical Characteristics of Oils, Fats, and Waxes*. AOCS Press. 3 ed. Urbana, IL.
- Franco A., Yamamoto L., Tadani C. & Gut J. 2015. Dielectric properties of green coconut water relevant to microwave processing: Effect of temperature and field frequency. *Journal of Food Engineering*. 155:69-78.
- Gai Q.Y., Jiao J., Mu P.S., Wang W., Luo M., Li C.Y., Zu Y.G., Wei F.Y. & Fu Y.J. 2013. Microwave-assisted aqueous enzymatic extraction of oil from *Isatis indigotica* seeds and its

evaluation of physicochemical properties, fatty acid compositions and antioxidant activities. *Industrial Crops and Products*. 45:303-311.

- Ghani N.A.A., Channip A.A., Chok-Hwee-Hwa P., Ja'afar F., Yasin H.M. & Usman A. 2018. Physicochemical properties, antioxidant capacities, and metal contents of virgin coconut oil produced by wet and dry processes. *Food Science & Nutrition*. 6(5):1298-1306.
- Ghasemzadeh A., Jaafar H., Karimi E. & Rahmat A. 2014. Optimization of ultrasound-assisted extraction of flavonoid compounds and their pharmaceutical activity from curry leaf (*Murraya koenigii* L.) using response surface methodology. *BMC Complement Altern Med*. 14:318-328.
- Gopala-Krishna A.G., Gaurav R., Bhatnagar A.S., Prasanth-Kumar P.K. & Preeti Chandrashekar. 2010. Coconut oil: chemistry, production and its applications - A Review. *Indian Coconut J*. 53(3):15-23.
- Gray J. 2013. Nuts and seeds. *Encyclopedia of Human Nutrition*. Elsevier Ltd. 3rd ed. Oxford, UK. 329-335 pp.
- Grimwood B. 1975. Coconut palm products: Their processing in developing countries. FAO Agricultural Development Paper No. 99. Primera impresión. Rome, Italy. 261 pp.
- Guo Q., Sun D.W., Cheng J.H. & Han Z. 2017. Microwave processing techniques and their recent applications in the food industry. *Trends in Food Science & Technology*. 67:236-247.
- Hamid M.A., Sarmidi M.R., Mokhtar T.H., Sulaiman W.R.W. & Aziz R.A. 2011. Innovative Integrated Wet Process for Virgin Coconut Oil Production. *Journal of Applied Sciences*, 11(13): 2467-2469.
- Handayani R., Sulistyono J. & Rahayu R.D. 2009. Extraction of coconut oil (*Cocos nucifera* L.) through fermentation system. *Biodiversitas*. 10(3):151-157.
- Hoover D.G. 2000. Ultrasound. *Journal of Food Science* 1(suppl): 93-95.
- Iswarin S.J. & Permadi B. 2012. Coconut Milk's Fat Breaking by Means of Ultrasound. *Int. J. Basic Appl. Sci*. 12(1):1-5.
- Jayasooriya S.D., Bhandari B.R., Torley P. & D'Arcy B.R. 2004. Effect of high power ultrasound waves on properties of meat: a review. *Int. J. Food Prop*. 7(2):301-319.
- Kalam M.A., Rashed M.M., Imdadul H.K. & Masjuki H.H. 2016. Property development of fatty acid methyl ester from waste coconut oil as engine fuel. *Industrial Crops and Products*. 87:333-339.
- Kaufmann B. & Christen P. 2002. Recent extraction techniques for natural products: microwave assisted extraction and pressurized solvent extraction. *Phytochem Analysis*. 13:105-113.
- Kubo M.T.K., Siguemoto E.S., Funcia E.S., Augusto P.E.D., Curet S., Boillereaux L., Sastry S.K. & Gut J.A.W. 2020. Non-thermal effects of microwave and ohmic processing on microbial and enzyme inactivation: a critical review. *Current Opinion in Food Science*. 35:36-48.
- Kumar C., Saha S., Sauret E., Karim A. & Gu Y. 2016. Mathematical modelling of heat and mass transfer during intermittent microwave-convective drying (IMCD) of foods. En Saha S., Sauret E., & Steinberg T. eds. *Proceedings of the 10th Australasian heat and mass transfer Conference: Selected, peer reviewed papers*. School of Chemistry, Physics and Mechanical

Engineering, Queensland University of Technology, Australia, 171-176 pp.

- Kwon K.S., Park K.H. & Rhee K.C. 1996. Fractionation and characterization of proteins from coconut (*Cocos nucifera* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 44(7):1741–1745.
- Leonelli C. & Mason T.J. 2010. Microwave and ultrasonic processing: Now a realistic option for industry. *Chemical Engineering and Processing: Process Intensification*. 49(9):885-900.
- Li J., Zu Y.G., Luo M., Gu C.B., Zhao C.J., Efferth T. & Fu Y.J. 2013. Aqueous enzymatic process assisted by microwave extraction of oil from yellow horn (*Xanthoceras sorbifolia* Bunge.) seed kernels and its quality evaluation. *Food Chemistry*. 138(4):2152–2158.
- Li Y., Fabiano-Tixier A.S., Vian M.A. & Chemat F. 2013a. Solvent-free microwave extraction of bioactive compounds provides a tool for green analytical chemistry. *Trends Anal Chem*. 47:1–11.
- Li Y., Fabiano-Tixier A.S., Tomao V., Cravotto G. & Chemat F. 2013b. Green ultrasound-assisted extraction of carotenoids based on the bio-refinery concept using sunflower oil as an alternative solvent. *Ultrason Sonochemistry*. 20(1):12–18.
- Liu S., Jianga L. & Li Y. 2011. Research of aqueous enzymatic extraction of watermelon seed Oil of ultrasonic pretreatment assisted. *Procedia Engineering*. 15:4949-4955.
- Long J.J., Fu Y.J., Zu Y.G., Li J., Wang W., Gu C.B. & Luo M. 2011. Ultrasound-assisted extraction of flaxseed oil using immobilized enzymes. *Bioresource Technology*. 102(21):9991–9996.
- Mansor T.S., Che-Man Y.B., Shuhaimi M., Abdul-Afiq M.J. & Ku-Nurul F.M. 2012. Physicochemical properties of virgin coconut oil extracted from different processing methods. *International Food Research Journal*. 19(3):837–845.
- Marina A.M., Che-Man Y.B., Nazimah S.A.H. & Amin I. 2008. Antioxidant capacity and phenolic acids of virgin coconut oil. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*. 60(1):114-123.
- Marina A.M., Che-Man Y.B. & Amin I. 2009a. Virgin coconut oil: emerging functional food oil. *Trends in Food Science and Technology*. 20(10):481–487.
- Marina A.M., Che-Man Y.B., Nazimah S.A.H. & Amin I. 2009b. Chemical properties of virgin coconut oil. *Journal of the American Oil Chemists' Society*. 86:301–307.
- Market Research Future. 2020. Virgin Coconut Oil Market Research Report - Global Forecast till 2024. Pune, India. Recuperado de: <https://www.marketresearchfuture.com/reports/virgin-coconut-oil-market-4130>.
- Martínez-Gil L. 2009. Estudio estructural y funcional de proteínas de movimiento viral de virus de plantas. Scientific Figure on ResearchGate. Recuperado de: https://www.researchgate.net/figure/Figura-i2-Estructura-de-la-pared-celular-Componentes-fundamentales-de-una-pared_fig1_50819468
- Mason T.J. 1990. A survey of commercially available sources of ultrasound suitable for sonochemistry. En: Mason T.J. (ed.) *Sonochemistry: The Uses of Ultrasound in Chemistry*. Cambridge: Royal Society of Chemistry, 60–68 pp.
- Mason T.J. & Joyce A.M. 2008. Sonication used as a biocide. A review: Ultrasound alternative to

chemical biocides? Chemistry Today. 26(6):22-26.

- McGlone O.C., López Munguía A.L.M. & Vernon-Carter J.E. 1986. Coconut oil extraction by a new enzymatic process. *Journal of Food Science*. 51(3):695-697.
- Menendez J.A., Arenillas A., Fidalgo B., Fernandez Y. Zubizarreta L., Calvo E.G. & Bermudez J.M. 2010. Microwave heating processes involving carbon materials. *Fuel Process Technol.* 91:1-8.
- Mohammed N.K., Samir Z.T., Jassim M.A. & Saeed S. 2021. Effect of different extraction methods on physicochemical properties, antioxidant activity, of virgin coconut oil. *Materials Today: Proceedings*. 42:2000-2005.
- Mwaurah P.W., Kumar S., Kumar N., Attkan A.K., Panghal A., Singh V.K. & Garg M.K. 2019. Novel oil extraction technologies: Process conditions, quality parameters, and optimization. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*. 19(1):3-20.
- Narayanankutty A., Illam S.P. & Raghavamenon A.C. 2018. Health impacts of different edible oils prepared from coconut (*Cocos nucifera*): A comprehensive review. *Trends in Food Science and Technology*. 80:1-7.
- Ndife J. Obot D. & Abasiokong K.S. 2019. Quality Evaluation of Coconut (*Cocos nucifera* L) Oils Produced by Different Extraction Methods. *Asian Food Science Journal*. 8(4):1-10
- Neetoo H. & Chen H. 2014. 7 Alternative Food Processing Technologies. En: Clark S., Jung S. & Lamsal B. (eds). *Food Processing: Principles and Applications*. John Wiley & Sons, Ltd. 2nd ed. Nueva Jersey, 137-169 pp.
- Ohler J.G. 1984. Coconut, tree of life. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy, 453 pp.
- Onibi G.E., Scaife J.R., Murray I. & Fowler V.R. 1998. Use of α -tocopherol acetate to improve fresh pig meat quality of full-fat rapeseed-fed pigs. *J. Am. Oil Chem. Soc.* 75(2):189-198
- Onsaard E., Vittayanont M., Srigam S. & McClements D.J. 2005. Properties and stability of oil-in-water emulsions stabilized by coconut skim milk proteins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 53(14):5747-53.
- Opoku-Boahen.Y., Azumah, S., Apanyin, S., Novick, B.D. & Wubah D. 2012. The quality and infrared determination of trans-fatty acid contents in some edible vegetable oils. *African Journal of Food Science*. 3(6):142-148.
- Oseni N.T., Fernando W.M., Coorey R., Gold I. & Jayasena V. 2017. Effect of extraction techniques on the quality of coconut oil. *African Journal of Food Science*. 11(3):58-66.
- Pandiselvam R., Manikantan M.R., Subhashree N., Mathew A.C., Balasubramanian D., Shameena Beegum P.P., Ramesh S.V., Niral V., Ranjini T.N. & Hebbar K.B. 2019. Correlation and principal component analysis of physical properties of tender coconut (*Cocos nucifera* L.) in relation to the development of trimming machine. *J Food Process Eng.* 42:13217-13226.
- Park P.W. & Goins R.E. 1994. In situ preparation of fatty acid methyl esters for analysis of fatty composition. *J Food Science*. 59(6):1262-1266.
- Patil U. & Benjakul S. 2017. Characteristics of albumin and globulin from coconut meat and their role in emulsion stability without and with proteolysis. *Food Hydrocolloids*. 69:220-8.

- Patil U. & Benjakul S. 2018. Coconut Milk and Coconut Oil: Their Manufacture Associated with Protein Functionality. *Journal of Food Science*. 83(8):2019-2027.
- Patil U. & Benjakul S. 2019. Comparative study on extraction of virgin coconut oil with the aid of partially purified protease from seabass pyloric caeca and commercial trypsin. *J Food Biochem*. 43:13024.
- Patil U., Benjakul S., Prodpran T., Senphan T. & Cheetangdee N. 2016. Characteristics and quality of virgin coconut oil as influenced by maturity stages. *Carpathian Journal of Food Science and Technology*. 8(4):103–15.
- Patil U., Benjakul S., Prodpran T., Senphan T. & Cheetangdee N. 2017. A comparative study of the physicochemical properties and emulsion stability of coconut milk at different maturity stages. *Italian Journal of Food Science*. 29(1):145–57.
- Peamprasart T. & Chiewchan N. 2006. Effect of fat content and preheat treatment on the apparent viscosity of coconut milk after homogenization. *Journal of Food Engineering*. 77(3):653–658.
- Pérez-Grijalva B., Herrera-Sotero M., Mora-Escobedo R., Zebadúa-García J., Silva-Hernández E., Oliart-Ros R., Pérez-Cruz C. & Guzmán-Gerónimo R. 2018. Effect of microwaves and ultrasound on bioactive compounds and microbiological quality of blackberry juice. *LWT - Food Sci. Technol*. 87:47–53.
- Pham L.J. 2016. Chapter 9: Coconut (*Cocos nucifera*). AOCS Press. 231-242 pp.
- Pico Y. 2013. Ultrasound-assisted extraction for food and environmental samples. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*. 43:84–99.
- Rachel A.R., Jean-Louis K.K., Alexia P., Jean N. & Ernest K. 2010. Physicochemical characteristics of kernel during fruit maturation of four coconut cultivars (*Cocos nucifera* L.). *Journal of Biotechnology*. 9:2136-2144.
- Raghavendra S. & Raghavarao K. 2010. Effect of different treatments for the destabilization of coconut milk emulsion. *Journal of Food Engineering*. 97(3):341–7.
- Rajamohan T. & Archana U. 2019. Nutrition and health aspects of coconut. the coconut palm (*Cocos nucifera* L.). En: Nampoothiri K., Krishnakumar V., Thampan P. & Nair M (eds). *The Coconut Palm (Cocos nucifera L.). Research and Development Perspectives*. Springer, Singapore, 757–777 pp.
- Rajaei A., Barzegar M. & Yamini Y. 2005. Supercritical fluid extraction of tea seed oil and its comparison with solvent extraction. *European Food Research and Technology*. 220:401-405.
- Research and Markets. 2019. World Coconut (Copra) Oil Market Analysis - The Philippines Continues to Dominate Production and Trade. Globe Newswire, Inc. Los Angeles, CA, US. Recuperado de: <https://www.globenewswire.com/news-release/2019/09/10/1913651/0/en/World-Coconut-Copra-Oil-Market-Analysis-The-Philippines-Continues-to-Dominate-Production-and-Trade.html>.
- Research Nester. 2020. Virgin Coconut Oil Market: Global Demand Analysis & Opportunity Outlook 2023. Noida, India. Recuperado de: <https://www.researchnester.com/reports/virgin-coconut-oil-market-global-demand-analysis-opportunity-outlook-2023/253>

- Research Reports. 2019. Global coconut oil market 2019 by manufacturers, regions, type and application, forecast to 2024. Pune, India. Recuperado de: <https://www.360researchreports.com/global-coconut-oil-market-13901968>
- Ricochon G. & Muniglia L. 2010. Influence of enzymes on the oil extraction processes in aqueous media. *Oléagineux, Corps gras, Lipides*. 17:356-359.
- Riera E., Golás Y., Blanco A., Gallego J.A., Blasco M. & Mulet A. 2004. Mass transfer enhancement in supercritical fluids extraction by means of power ultrasound. *Ultrason.Sonochemistry*. 11:241-244
- Rincón-Reyna J.F., Rincón-Reyna P.G., Torres-Maravilla E., Mondragón-Rojas A.G., Sánchez-Pardo M.E., Arana-Cuenca A., Ortiz-Moreno A. & Jiménez-García E. 2016. Caracterización fisicoquímica y funcional de la fibra de mesocarpio de coco (*Cocos nucifera* L.). *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*. 1(2):279-284.
- Rodríguez-Riera Z., Robaina-Mesa M., Jáuregui-Haza U., Blanco-González A. & Rodríguez-Chanfrau J. 2014. Empleo de la radiación ultrasónica para la extracción de compuestos bioactivos provenientes de fuentes naturales. Estado actual y perspectivas. *CENIC Ciencias Químicas*. 45:139-147.
- Rohman A., Irnawati, Erwanto Y., Lukitaningsih E., Rafi M., Fadzilah N.A., Windarsih A., Sulaiman A. & Zakaria Z. 2019. Virgin Coconut Oil: Extraction, Physicochemical Properties, Biological Activities and Its Authentication Analysis. *Food Reviews International*. 37:46-66.
- SAGARPA. 2014. Guía Técnica para la descripción varietal de cocotero (*Cocos nucifera* L.). 1-37 pp. <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/120824/Cocotero.pdf>
- SAGARPA. 2015. Estudio multidimensional para el aprovechamiento del producto de la Palma de Coco a través del proceso de deshidratado como soporte tecnológico para los cultivos ubicados en la Costa del Pacífico. 7 pp.
- SAGARPA. 2017. Planeación agrícola nacional 2017-2030. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. Recuperado de: <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257082/Potencial-Palma de Coco.pdf>
- Sankararaman S. & Sferra, T. 2018. Are we going nuts on coconut oil? *Current Nutrition Reports*. 7(3):107–115.
- Sant'Anna B.P.M., Freitas S.P. & Coelho M.A.Z. 2003. Enzymatic aqueous technology for simultaneous coconut protein and oil extraction. *Grasas Aceites*. 54(1):77-80.
- Satheeshan K.N., Seema B.R. & Meera-Manjusha A.V. 2019. Quality analysis of virgin coconut oil processed through different methods. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*. 8(3):2119-2123.
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER). 2017. Oleaginosas naturalmente sanas. Recuperado de: <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/oleaginosas-naturalmente-sanas>
- Seneviratne K.N., Hapuarachchi C.D. & Ekanayake S. 2009. Comparison of the phenolic-dependent antioxidant properties of coconut oil extracted under cold and hot conditions. *Food Chemistry*. 114:1444-1449.
- Senphan T. & Benjakul S. 2015. Chemical compositions and properties of virgin coconut oil

extracted using protease from hepatopancreas of Pacific white shrimp. *European Journal of Lipid Science and Technology*. 118(5):761–769.

- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2018. Recuperado de: <https://www.gob.mx/siap/articulos/copra-pulpa-y-aceite-de-coco-altamente-valorados-por-su-aportacion-nutritional>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2019. Coco fruta. Recuperado de: https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/501226/Coco_Fruta_compressed.pdf
- Shahbandeh M. 2021. Production volume of coconut oil worldwide from 2012/13 to 2020/21. Hamburg, Alemania. Recuperado de: <https://www.statista.com/statistics/613147/coconut-oil-production-volume-worldwide/>
- Singleton V. & Rossi J. 1965. Colorimetry of Total Phenolic Compounds with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*. 16:144-158.
- Siriphanich J., Saradhulhat P., Romphopak T., Krisanapook K., Pathaveerat S. & Tongchitpakdee S. 2011. Coconut (*Cocos nucifera* L.). En: *Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits*. Woodhead Publishing Series in Food Science, Technology and Nutrition. Sawston, Reino Unido, 8-35 pp.
- Soeka Y.S., Sulisty J. & Naiola E. 2008. Analisis biokimia minyak kelapa hasil ekstraksi secara fermentasi. *Biodiversitas*. 9(2):91-95.
- Solangi A.H. & Iqbal M.Z. 2011. Chemical composition of kernel and water of major coconut (*Cocos nucifera*) cultivars at coastal area of Pakistan. *J. Bot.* 43:357-363.
- Soo P.P., Ali Y., Lai O.M., Kuan C.H., Tang T.K., Lee Y.Y. & Phuah E.T. 2020. Enzymatic and Mechanical Extraction of Virgin Coconut Oil. *European Journal of Lipid Science and Technology*. 122:1900220.
- Srivastava Y. & Semwal A. 2015. A study on monitoring of frying performance and oxidative stability of virgin coconut oil (VCO) during continuous/prolonged deep fat frying process using chemical and FTIR spectroscopy. *Journal of Food Science and Technology*. 52:984-991.
- Srivastava Y., Semwal, A.D. & Majumdar A. 2016. Quantitative and qualitative analysis of bioactive components present in virgin coconut oil. *Cogent Food & Agriculture*. 2(1):1164929.
- Srivastava Y., Semwal A.D. & Sharma G.K. 2018. Virgin Coconut Oil as Functional Oil. En: *Therapeutic, Probiotic, and Unconventional Foods*. Academic Press, Amsterdam, Nederland, 291-301 pp.
- Stojanovic J. & Silva J.L. 2007. Influence of osmotic concentration, continuous high frequency ultrasound and dehydration on antioxidants, colour and chemical properties of rabbiteye blueberries. *Food Chemistry*. 101(3):898-906.
- Sui X., Jianga L., Li Y. & Liu S. 2011. The research on extracting oil from watermelon seeds by aqueous enzymatic extraction method. *Procedia Engineering*. 15:4673 – 4680.
- Sun C., Wu T., Liu R., Liang B., Tian Z., Zhang E. & Zhang M. 2015. Effects of superfine grinding and microparticulation on the surface hydrophobicity of whey protein concentrate and its relation to emulsions stability. *Food Hydrocolloids*. 51:512–518.

- Sungpud C., Panpipat W., Sae-Yoon A. & Chaijan M. 2020. Ultrasonic-assisted virgin coconut oil based extraction for maximizing polyphenol recovery and bioactivities of mangosteen peels. *J Food Sci Technol.* 57(11):4032–4043.
- Tangsuphoom N. & Coupland J.N. 2008. Effect of surface-active stabilizers on the microstructure and stability of coconut milk emulsions. *Food Hydrocolloids.* 22(7):1233–1242.
- The International Genetically Engineered Machine Competition (IGEM). 2019. Imagen recuperada de: https://2019.igem.org/Team:USP_SaoCarlos-Brazil/Hardware
- Ulloa J.A., Rosas-Ulloa P., Ramírez-Ramírez J.C. & Ulloa-Rangel B.E. 2013. Ultrasonido: aplicaciones en el campo de los alimentos. *Revista Fuente Nueva Época.* 4(14):1-13.
- Villarino B., Dy L. & Lizada M. 2007. Descriptive sensory evaluation of virgin coconut oil and refined, bleached and deodorized coconut oil. *LWT-Food Science and Technology.* 40(2):193–199.
- Vinatoru T. 2001. An overview of the ultrasonically assisted extraction of bioactive principles from herbs. *Ultrason Sonochemistry.* 8:303-313.
- Wang W. & Weller C.L. 2006. Recent advances in extraction of nutraceuticals from plants. *T Food Sci Technol.* 17:300-312.
- Wang W., Ma X., Xu Y., Cao Y., Jiang Z., Ding T., Ye X. & Liu D. 2015. Ultrasound-assisted heating extraction of pectin from grape fruit peel: Optimization and comparison with the conventional method. *Food Chemistry.* 178:106–114.
- Xu D.P., Meng X., Zhou T., Zhou Y., Zheng J., Zhang J.J. & Li H.B. 2017. Natural Antioxidants in Foods and Medicinal Plants: Extraction, Assessment and Resources. *Int. J. Mol. Sci.* 18(1):96.
- Yiengveerachon C., Yoshikawa S., Matsumoto H. & Ookawara S. 2020. Characteristics of coconut protein separation process by means of membrane ultrafiltration. *J Food Process Eng.* 43:13363.
- Yin X., Fu X., Cheng H., Wusigale & Liang L. 2020. α -Tocopherol and naringenin in whey protein isolate particles: Partition, antioxidant activity, stability and bioaccessibility. *Food Hydrocolloids.* 106:105895.
- Zhang Z., Su T. & Zhang S. 2018. Shape effect on the temperature field during microwave heating process. *Journal of Food Quality.* 2018:1–24.
- Zilversmit D.B. 1979. Dietary Fiber. En: *Nutrition, Lipids and Coronary heart diseases.* Levy R., Dennis B. & Ernest N (eds). Raven Press, New York, 159-174 pp.