

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE FRONTERA – SULLANA**



**FACULTAD DE INGENIERÍA DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA DE INDUSTRIAS  
ALIMENTARIAS**

Trabajo de investigación para obtener el Grado Académico de  
Bachiller en:

**INGENIERÍA DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

**“UNA REVISIÓN DE LA OBTENCIÓN DE COMPUESTOS  
FENÓLICOS A PARTIR DE CÁSCARA Y SEMILLA DE PALTA  
(*Persea americana Mill.*), EMPLEANDO TECNOLOGÍAS  
EMERGENTES”**

**Autor:**

**Jaime Valdiviezo Marcelo**

**Asesor:**

**Dr. Heber Peleg Cornelio Santiago**

**Resolución: N° 030-2020-UNF-VPAC/FIIA**

**SULLANA - PERÚ**

**2021**

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo al Rey de reyes y Señor de señores por la fortaleza brindada en el transcurso de este arduo camino, al Dr. Heber Peleg Cornelio Santiago por el apoyo y la confianza que tuvo hacia mi persona y por despertar en mí, el deseo de recorrer el mundo de la investigación científica. Finalmente dedico este trabajo a mis padres por ser los pilares fundamentales en mi vida, por haberme inculcado valores y principios que me han servido a lo largo esta formación académica.

## **AGRADECIMIENTO**

Deseo expresar mi agradecimiento a nuestro Padre Celestial por la salud y la bendición que me brindó día a día para así poder llegar hasta esta preciada etapa de formación profesional, asimismo agradezco a mis padres por el apoyo, sabiduría y enseñanzas que fueron formándome para mi mejora continua; al Dr. Heber Peleg por la dedicación y apoyo que me ha brindado tanto en lo académico como en la vida personal, y finalmente agradezco a mi alma mater la Universidad Nacional de Frontera por ser el orgullo de la provincia de Sullana.

## **AUTORIDADES DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE FRONTERA**

### **Presidente de la Comisión Organizadora:**

Dr. Raúl Edgardo Natividad Ferrer

### **Vicepresidente Académico (e):**

Dr. Freddy Rogger Mejía Coico

### **Vicepresidente de Investigación:**

Dr. Freddy Rogger Mejía Coico

### **Coordinador de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias:**

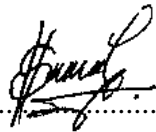
Dr. Wilson Manuel Castro Silupu

## VISTO BUENO DEL ASESOR DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

El docente de la Universidad Nacional de Frontera, Dr. HEBER PELEG CORNELIO SANTIAGO, asesor designado según resolución N° 030-2020-UNF-VPAC/FIIA, hace constar que ha asesorado el trabajo de investigación titulado **“Una revisión de la obtención de compuestos fenólicos a partir de cáscara y semilla de palta (*Persea americana Mill.*), empleando tecnologías emergentes”**, del estudiante **Sr. Jaime Valdiviezo Marcelo** de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias, Escuela profesional de Ingeniería de Industrias Alimentarias.

El suscrito da el visto bueno del mencionado trabajo de investigación dándole pase para que el informe del trabajo de investigación perfectamente redactado sea sometido a las siguientes etapas correspondientes para la obtención de la constancia de aprobación del trabajo de investigación por parte de las autoridades correspondientes de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentaria.

Piura, 11 de mayo de 2021.



.....  
Dr. Heber Peleg Cornelio Santiago

Asesor

## DECLARACIÓN JURADA DE NO PLAGIO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN PARA LA OBTENCIÓN DE GRADO ACADÉMICO DE BACHILLER

Yo, JAIME VALDIVIEZO MARCELO identificado con D.N.I N° 74915215 estudiante de la Escuela Profesional de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Frontera (UNF).

### Declaro Bajo Juramento

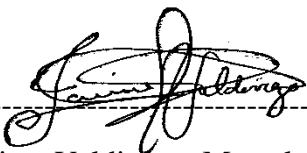
Que:

1. Soy autor del Trabajo de investigación titulado:  
**Una revisión de la obtención de compuestos fenólicos a partir de cáscara y semilla de palta (*Persea americana Mill.*), empleando tecnologías emergentes.**  
Que presento para obtener el grado académico de bachiller en: Ingeniería de Industrias Alimentarias.
2. El trabajo de investigación no ha sido plagiado ni total ni parcialmente y para su realización se ha respetado las normas internacionales de citas y referencias para las fuentes consultadas.
3. El trabajo presentado no atenta contra los trabajos de terceros.
4. El trabajo de Investigación presentado no ha sido publicado ni presentado anteriormente para obtener algún grado previo o título profesional.
5. La información presentada es real y no ha sido falsificada, ni duplicada, ni copiada.

Por lo expuesto mediante la presente asumo toda la responsabilidad que pudiera derivarse por la autoría y originalidad y veracidad del contenido del Trabajo de Investigación, así como por los derechos sobre la obra y/o invención presentada. Asimismo, por la presente me comprometo a asumir además todas las cargas pecuniarias que pudieran derivarse para la UNF en favor de terceros por motivo de acciones reclamaciones o conflictos derivados del incumplimiento de lo declarado o las que encontrarán causa el contenido del Trabajo de Investigación.

De identificarse fraude, piratería, plagio, falsificación en el trabajo de investigación haya sido publicado anteriormente, asumo las consecuencias y acciones civiles y penales que mi acción se deriven.

Sullana, 11 de mayo del 2021



Jaime Valdiviezo Marcelo

DNI:74915215

## ÍNDICE

DEDICATORIA.....	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
AUTORIDADES DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE FRONTERA.....	iv
VISTO BUENO DEL ASESOR DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN.....	v
DECLARACIÓN JURADA DE NO PLAGIO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN PARA LA OBTENCIÓN DE GRADO ACADÉMICO DE BACHILLER.....	vi
ÍNDICE.....	vii
ÍNDICE DE TABLAS.....	viii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	ix
RESUMEN.....	x
ABSTRACT.....	xi
I. INTRODUCCIÓN.....	12
II. SUBPRODUCTOS DE PALTA ( <i>Persea americana Mill.</i> ).....	13
2.1. Composición proximal.....	13
2.2. Compuestos fenólicos.....	15
III. TECNOLOGÍAS CONVECCIONALES EN LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE CÁSCARA Y SEMILLA DE PALTA ( <i>Persea americana Mill.</i> ).....	15
3.1. Extracción por Soxhlet.....	21
3.2. Extracción por maceración.....	22
IV. TECNOLOGÍAS EMERGENTES EN LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE CÁSCARA Y SEMILLA DE PALTA ( <i>Persea americana Mill.</i> ).....	33
4.1. Extracción asistida por ultrasonidos (EAU).....	33
4.2. Extracción asistida por microondas (EAM).....	36
4.3. Extracción por líquidos presurizados (ELP).....	38
V. CONCLUSIONES.....	46
VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	48

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Composición proximal de la cáscara de palta variedades Hass y Fuerte.....	14
<b>Tabla 2.</b> Composición proximal de la semilla de palta variedades Hass y Fuerte.....	14
<b>Tabla 3.</b> Principales compuestos hallados en extractos de cáscara y semilla de palta.....	17
<b>Tabla 4.</b> Tecnologías convencionales de extracción para la obtención de compuestos fenólicos de subproductos de palta. ....	27
<b>Tabla 5.</b> Tecnologías emergentes de extracción para la obtención de compuestos fenólicos de subproductos de palta.....	41



## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Estructuras químicas de los compuestos más representativos hallados en cáscaras y semillas de palta.....	16
---	----

## RESUMEN

La industrialización de la palta genera grandes cantidades de desecho de cáscara y semilla que representan el 18 y 13 % del peso total del fruto respectivamente, que generalmente son eliminados. Estudios han demostrado que estos subproductos poseen altos contenidos de compuestos fenólicos que son beneficiosos para la salud humana, es por ello que ha generado mayor interés para la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica; las cuales han desarrollado y empleado numerosos métodos de extracción con la finalidad de recuperar la mayor cantidad de dichos compuestos. En esta revisión se describe la composición proximal y fenólica de la cáscara y semilla de palta. Además, se hace énfasis en las variables de proceso de las tecnologías convencionales (soxhlet y maceración) y emergentes (extracción asistida por ultrasonidos o microondas y extracción por líquidos presurizados) empleadas en la extracción de compuestos fenólicos, para así tener una visión más clara de las tecnologías más eficientes y que estas sean estudiadas a fondo en el aprovechamiento de estos subproductos agroindustriales. La composición proximal y fenólica de la cáscara y semilla de palta, está sujeta a la variedad del cultivo y a al estado de madurez de los mismos, asimismo mediante las tecnologías emergentes se evidencian mejores resultados en el contenido total de compuestos fenólicos, no obstante, aún se requieren estudios de la correlación de factores como: tipo de secado en los subproductos, tipos de solventes y parámetros de extracción.; ya que podrían mejorar la eficiencia y rendimiento en la recuperación de estos compuestos.

**Palabras clave:** Subproductos, composición proximal, ácidos fenólicos, flavonoides, métodos de extracción.

## ABSTRACT

The industrialization of avocado generates large amounts of peel and seed waste, representing 18 and 13% of the total weight of the fruit respectively, which are generally disposed of. Studies have shown that these by-products have high contents of phenolic compounds that are beneficial to human health, which is why it has generated greater interest for the food, cosmetic and pharmaceutical industries, which have developed and employed numerous extraction methods in order to recover the greatest amount of these compounds. In this review, the proximal and phenolic composition of avocado peel and seed is described. In addition, emphasis is placed on the process variables of conventional (soxhlet and maceration) and emerging technologies (ultrasound- or microwave-assisted extraction and pressurized liquid extraction) used in the extraction of phenolic compounds, in order to have a clearer view of the most efficient technologies and for these to be studied in depth in the utilization of these agroindustrial by-products. The proximal and phenolic composition of the avocado peel and seed is subject to the variety of the crop and the state of maturity of the same, and emerging technologies show better results in the total content of phenolic compounds; however, studies are still required on the correlation of factors such as: type of drying in the by-products, types of solvents and extraction parameters, since they could improve the efficiency and yield in the recovery of these compounds.

**Keywords:** By-products, proximate composition, phenolic acids, flavonoids, extraction methods.

## I. INTRODUCCIÓN

La palta (*Persea americana Mill.*) es una fruta originaria de países Centro Americanos y aledaños, siendo el país Azteca el mayor productor a nivel mundial (Rodríguez et al., 2019). Actualmente, esta fruta es cultivada en todo el mundo y debido a su elevada aceptabilidad sensorial y valor nutricional, ha originado considerable atracción en la industria alimentaria (Figuroa et al., 2018a; Rodríguez-Carpena et al., 2011a).

En Perú en el año 2019, el crecimiento anual de las exportaciones de palta fue del 4% con 310.8 millones de kilos, alcanzando 745.7 millones de dólares a un precio medio de 2.40 dólares por kilo, y en 2020, el crecimiento fue del 3%, alcanzando 771.7 millones de dólares a un precio medio de 1,88 dólares por kilo (AgrodataPeru, 2021).

Así como en Perú y en muchos países del mundo, la palta se consume como fruta fresca o en sus diversas presentaciones como pasta, pulpa y aceite (Kosińska et al., 2012). El procesamiento de la palta para la obtención de estos productos, genera prominentes cantidades de subproductos como cáscara y semilla que representan el 18 y 13 % del peso total de la fruta, respectivamente (Rodríguez-Carpena et al., 2011a; Wang et al., 2010).

Algunas investigaciones indican que la cáscara y semilla de palta son ricas en compuestos fenólicos e incluso señalan que este grupo de fitoquímicos se encuentran en mayor cantidad que en arándanos crudos, siendo este último muy conocido por su capacidad antioxidante (Ayala-Zavala et al., 2011; Kosińska et al., 2012; López-Cobo et al., 2016). El alto contenido de compuestos fenólicos entre otros metabolitos secundarios en cáscara y semilla de palta, así como en muchos tejidos vegetales se debe a reacciones secundarias en dichos tejidos que son producidos mediante las vías de ácido shikimico, mevalónico y malónico con el fin de tener variadas funciones protectoras contra patógenos, entre otros (De la Rosa et al., 2018). Estos compuestos en el organismo, tienen propiedades anticancerígenas, antiproliferativas, antimicrobianas, antiinflamatorias, entre otras (Bulut et al., 2019; Zhang et al., 2020), por tal razón los últimos periodos de pesquisa en compuestos fenólicos, ha cobrado mayor interés (Wu et al., 2019).

Los compuestos fenólicos de la cáscara y semilla de palta pueden ser extraídos mediante tecnologías tradicionales (maceración y soxhlet) y emergentes (ultrasonidos, microondas, líquidos presurizados, etc.), utilizando solventes como el agua, etanol, metanol, acetona,

ácido acético, entre otros, e incluso empleando mezclas entre solventes a distintas relaciones; de tal forma que se pueda recuperar la mayor cantidad de estos compuestos y así sean de provecho a la salud humana (Araújo et al., 2020; Figueroa, 2018b; Kosińska et al., 2012; Pahua-Ramos et al., 2012; Vinha et al., 2013; Wang et al., 2010).

Bajo este contexto, el objetivo de esta revisión fue describir sobre composición proximal y compuestos fenólicos de la cascara y semilla de palta. Además, las variables de proceso de las tecnologías convencionales y emergentes empleadas en la extracción de compuestos fenólicos de semilla y cáscara de palta fueron descritas y discutidas.

## **II. SUBPRODUCTOS DE PALTA (*Persea americana* Mill.)**

La palta en Perú y en muchos países del mundo se consume como fruta fresca o productos industrializados como pasta, pulpa y aceite (Kosińska et al., 2012). La producción de estos tres últimos productos genera una cantidad considerable de subproductos como cáscara y semilla siendo el 18% y 13% del peso total de la fruta, respectivamente. Diversos estudios han demostrado que la cáscara y semilla de la palta contienen altos contenidos de compuestos beneficiosos para la salud humana, pero apenas algunas industrias utilizan estos subproductos para producir dietas de animales y muchas veces son eliminados (Calderón-Oliver et al., 2016; Figueroa et al., 2018b; López-Cobo et al., 2016; Wang et al., 2010).

### **2.1. Composición proximal**

La composición proximal de la cáscara y semilla de palta dependen en gran manera de la variedad y condiciones agronómicas del cultivo (Rosero et al., 2019; Wang et al., 2010). La Tabla 1 muestra la composición proximal de la cáscara de palta de la variedad Hass y fuerte, estos valores encontrados por diferentes autores varían para la humedad (37.79-76.76%), proteínas (0.25-2.58%), lípidos (1.01-35.22%) y cenizas (0.32-2.94%), y Dias et al. (2020) determinaron la composición proximal, pero no especifica la variedad usada para este estudio también obtuvieron carbohidratos (7.98%) y fibra (53.14%).

**Tabla 1.** Composición proximal de la cáscara de palta variedades Hass y Fuerte

<b>Composición</b>	Rodríguez-Carpena et al. (2011b)		Saavedra et al. (2017)	Vinha et al. (2013)	Dias et al. (2020)
	<b>Hass</b>	<b>Fuerte</b>	<b>Hass</b>	<b>Hass</b>	<b>No especificada</b>
<b>Humedad (%)</b>	75.96	76.76	72.15	69.13	37.79
<b>Carbohidratos (%)</b>	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	7.98
<b>Proteínas (%)</b>	1.77	1.33	2.58	1.91	0.25
<b>Lípidos (%)</b>	1.01	1.91	2.89	2.2	35.22
<b>Fibra (%)</b>	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	53.14
<b>Cenizas (%)</b>	0.85	0.32	1.62	1.5	2.94

N.D.: No determinado

Fuente: Elaboración Propia

Asimismo, la Tabla 2 muestra los diferentes valores de humedad (7.7-55.76%), proteínas (2.19-3.4%), lípidos (1.11-14.7%) y cenizas (0.7-4.2%), determinados por diferentes autores en la semilla de palta de la variedad Hass y fuerte. Por otra parte, Domínguez et al. (2016) obtuvo valores de carbohidratos (79.5%) y fibra (4%).

**Tabla 2.** Composición proximal de la semilla de palta variedades Hass y Fuerte

<b>Composición</b>	Rodríguez-Carpena et al. (2011b)		Saavedra et al. (2017)	Vinha et al., (2013)	Domínguez et al. (2016)
	<b>Hass</b>	<b>Fuerte</b>	<b>Hass</b>	<b>Hass</b>	<b>Hass</b>
<b>Humedad (%)</b>	55.76	52.69	52.68	54.45	7.7
<b>Carbohidratos (%)</b>	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	79.5
<b>Proteínas (%)</b>	2.19	2.22	2.51	2.19	3.4
<b>Lípidos (%)</b>	1.39	1.52	1.11	14.7	5.5
<b>Fibra (%)</b>	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	4
<b>Cenizas (%)</b>	0.7	0.83	1.15	1.29	4.2

N.D.: No determinado

Fuente: Elaboración Propia

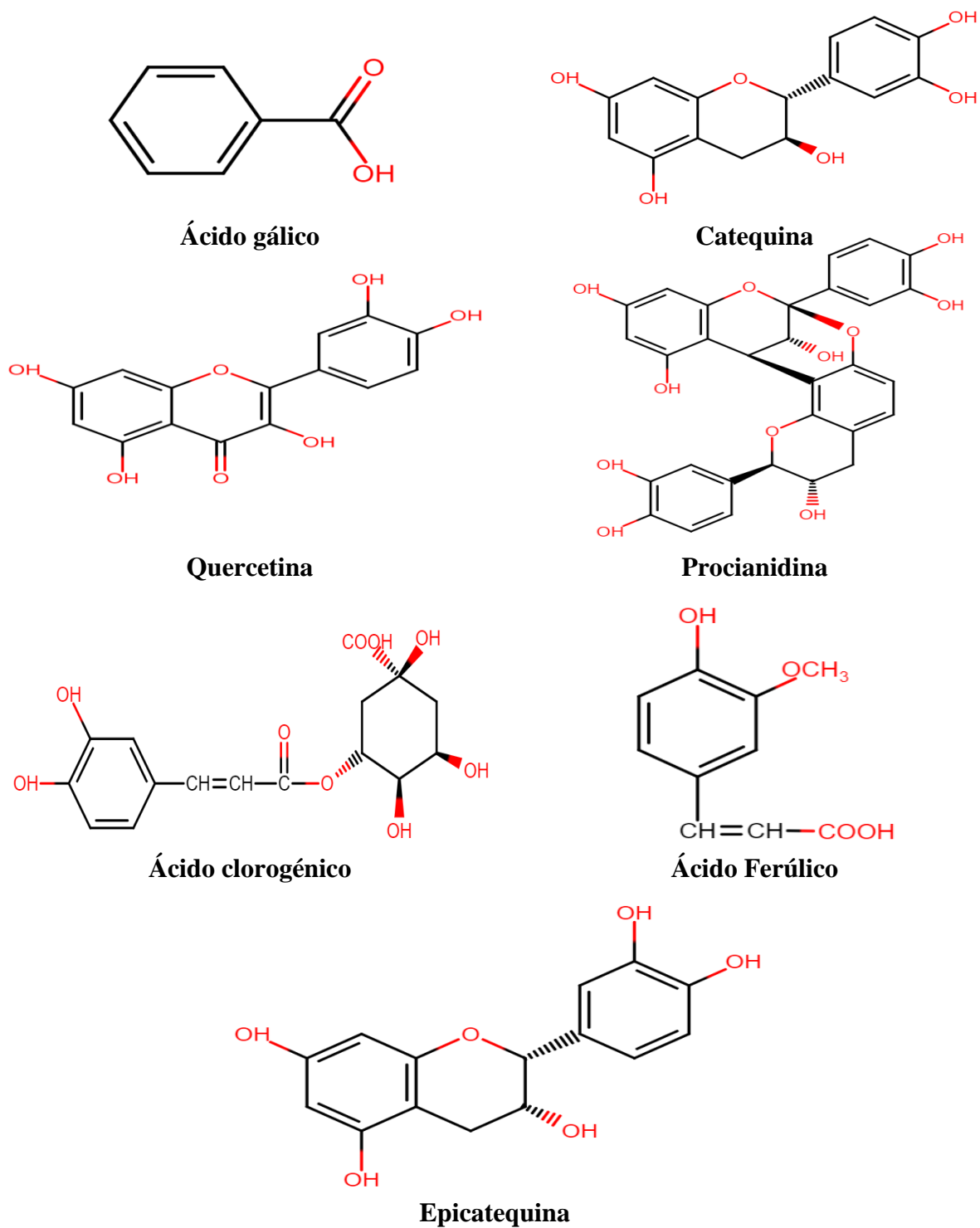
## **2.2. Compuestos fenólicos**

Los compuestos fenólicos no son esenciales ni sintetizados por el organismo humano, pero su presencia en dietas alimentarias, disminuiría el riesgo de padecer enfermedades graves. Estos compuestos están siendo estudiados exhaustivamente, ya que tienen la capacidad de mitigar las especies reactivas del oxígeno, principal causante del estrés oxidativo (Socrier et al., 2019). A estos compuestos se le atribuyen capacidades antioxidantes, propiedades anticancerígenas, antiproliferativas, antimicrobianas y antiinflamatorias, además de ello se menciona que en los últimos años cerca del 70% de los nuevos fármacos para la prevención de enfermedades infecciosas y mortales, tienen en su composición estos compuestos fenólicos (Abubakar et al., 2017; Alkhalaf et al., 2019; D'Ambrosio et al., 2011; Giacometti et al., 2018; Chia & Dykes, 2010).

Los subproductos de la palta como la cáscara y semilla contienen en su estructura compuestos fenólicos, los cuales son metabolitos secundarios que se distinguen por la existencia de uno o más grupos hidroxilos funcionales unidos a uno o varios anillos aromáticos (Manach et al., 2004; Stalikas, 2007). Estos compuestos presentes en la cáscara y semilla de palta se dividen principalmente en: ácidos fenólicos, flavonoides, y estilbenos, tal como se muestra en la Tabla 3 y las estructuras químicas de los compuestos más representativos hallados en cáscara y semilla de palta se presentan en la Figura 1.

### **III. TECNOLOGÍAS CONVECCIONALES EN LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE CÁSCARA Y SEMILLA DE PALTA (*Persea americana Mill.*)**

Las técnicas convencionales de extracción incluyen la maceración, extracción por soxhlet, remojo, hidro-destilación, percolación, entre otros. Estas técnicas comúnmente hacen referencia a extracciones con tiempos muy prolongados, bajos rendimientos, mayor uso y consumo de solventes y por lo consiguiente la degradación de compuestos bioactivos por sobreexposición térmica (Chan et al., 2011; Xi, 2017). Entre estas técnicas convencionales para la extracción de compuestos fenólicos de cáscara y semilla de palta, destacan la extracción por maceración y la extracción soxhlet (Calderón-Oliver et al., 2016; Pahuar-Ramos et al., 2012; Shi et al., 2021; Bezuneh & Kebede, 2015).



**Figura 1.** Estructuras químicas de los compuestos más representativos hallados en cáscaras y semillas de palta.

Fuente: Elaboración Propia



**Tabla 3.** Principales compuestos hallados en extractos de cáscara y semilla de palta.

<b>Subproducto</b>	<b>Clase</b>	<b>Sub clase</b>	<b>Compuesto</b>	<b>PubChem CID</b>	<b>Referencias</b>
Cáscara y semilla	Ácidos fenólicos	Ácidos hidroxicinámicos	Ácido p-cumárico	637542	Rosero et al. (2019) Saavedra et al. (2017) Weremfo et al. (2020) Figueroa et al. (2018a)
Cáscara y semilla			Ácido cafeico	689043	Rosero et al. (2019) Saavedra et al. (2017) Babiker et al. (2021) Weremfo et al. (2020) Figueroa et al. (2018a)
Cáscara y semilla			Ácido clorogénico	1794427	Calderón-Oliver et al. (2016) Figueroa et al. (2018b) Kosińska et al. (2012) López-Cobo et al. (2016) Saavedra et al. (2017) Deng et al. (2012) Segovia et al. (2018) Gómez et al. (2014) Pahua-Ramos et al. (2012) Araújo et al. (2020) Figueroa et al. (2021) Figueroa et al. (2018a)
Cáscara y semilla			Ácido ferúlico	445858	Rosero et al. (2019) Saavedra et al. (2017) Weremfo et al. (2020) Figueroa et al. (2018a)

**Tabla 3** (Continúa)

Subproducto	Clase	Sub clase	Compuesto	PubChem CID	Referencias
Cáscara y semilla		Ácidos hidroxibenzoicos	Ácido gálico	370	Deng et al. (2012) Babiker et al. (2021) Weremfo et al. (2020)
			Ácido vainílico	8468	Figueroa et al. (2018b) Pahua-Ramos et al. (2012) Weremfo et al. (2020)
			Ácido siríngico	10742	Babiker et al. (2021) Weremfo et al. (2020) Pahua-Ramos et al. (2012) Figueroa et al. (2021)
Cáscara y semilla			Ácido protocatecuico	72	Figueroa et al. (2018b) Gómez et al. (2014) Pahua-Ramos et al. (2012)
Cáscara y semilla	Flavonoides	Flavonoles	Quercetina	5280343	Figueroa et al. (2018b) Kosińska et al. (2012) Weremfo et al. (2020) Babiker et al. (2021) Figueroa et al. (2018a)
Cáscara y semilla			Kaempferol	5280863	Figueroa et al. (2018b) Rosero et al. (2019) Pahua-Ramos et al. (2012) Figueroa et al. (2021)
Cáscara y semilla			Rutina	5280805	Figueroa et al. (2018b) López-Cobo et al. (2016) Pahua-Ramos et al. (2012) Figueroa et al. (2021) Weremfo et al. (2020)
Cáscara y semilla					

**Tabla 3** (Continúa)

Subproducto	Clase	Sub clase	Compuesto	PubChem CID	Referencias
Cáscara y semilla			Isorhamnetina	5281654	Calderón-Oliver et al. (2016) Babiker et al. (2021)
Semilla			Kaempferide	5281666	Calderón-Oliver et al. (2016) Pahua-Ramos et al. (2012)
Cáscara y semilla		Flavonones	Naringenina	932	Figueroa et al. (2018b) Figueroa et al. (2021) Babiker et al. (2021) Figueroa et al. (2018a)
Cáscara y semilla		Flavan-3-ols	Epicatequina	72276	Calderón-Oliver et al. (2016) Figueroa et al. (2018b) Melgar et al. (2018) Morais et al. (2015) Rosero et al. (2019) Tremocoldi et al. (2018) Deng et al. (2012) Segovia et al. (2018) Araújo et al. (2020) Figueroa et al. (2021) Figueroa et al. (2018a)
Cáscara y semilla			Catequina	9064	Figueroa et al. (2018b) Kosińska et al. (2012) Melgar et al. (2018) Morais et al. (2015) Rodríguez-Carpena et al. (2011b)

**Tabla 3** (Continúa)

Subproducto	Clase	Sub clase	Compuesto	PubChem CID	Referencias
					Saavedra et al. (2017) Tremocoldi et al. (2018) Segovia et al. (2018) Araújo et al. (2020) Weremfo et al. (2020) Babiker et al. (2021)
Cáscara y semilla			Epigallocatequina	72277	Figueroa et al. (2018b)
Semilla			Galato de epicatequina	107905	Calderón-Oliver et al. (2016) Kosińska et al. (2012)
Cáscara		Antocianinas	Cianidina 3-O-glucósido	197081	Trujillo-Mayol et al. (2019)
Cáscara y semilla		Proantocianidinas	Procianidina A2	6325839	Figueroa et al. (2018b) Kosińska et al. (2012) Wang et al. (2010) Figueroa et al. (2021)
Cáscara y semilla			Procianidina B2	122738	Calderón-Oliver et al. (2016) Figueroa et al. (2018b) Kosińska et al. (2012) Tremocoldi et al. (2018) Wang et al. (2010) Figueroa et al. (2021)
Cáscara y semilla	Estilbenos	-	Resveratrol	445154	Babiker et al. (2021)

Fuente: Elaboración Propia

### 3.1. Extracción por Soxhlet

En esta técnica una pequeña porción de la muestra seca es colocada en un cartucho poroso, a su vez estos son puestos dentro de un matraz con el disolvente seleccionado para la extracción. Posteriormente se acciona el calentamiento y el vapor del disolvente asciende por el extractor donde se condensa en el refrigerante, a consecuencia de ello el solvente va cayendo de gota en gota sobre el cartucho que contiene la muestra. Cuando se alcanza un nivel de desbordamiento, un sifón aspira la solución del cartucho y la devuelve al matraz de destilación. Finalmente, el proceso se realiza de forma constante hasta que se consiga la extracción (Azmir et al., 2013; Zhang et al., 2018). Sin embargo, las principales desventajas es que no es una técnica específica para la extracción de compuestos fenólicos, pues esta se utiliza como referencia para comparar los rendimientos de extracción frente a otras técnicas emergentes (Garcia-Salas et al., 2010). Otras de las limitantes en el uso de esta técnica es que requiere altas cantidades de solvente y excesivo tiempos de extracción, siendo este último el causante de la disminución del rendimiento de extracción, ya que la sobre exposición al calentamiento genera la degradación de los compuestos fenólicos (Alara et al., 2018; Sagar et al., 2018).

Utilizando este tipo de extracción se han logrado extraer compuestos fenólicos a partir de los subproductos de la palta. Shi et al. (2021) mediante extracción por soxhlet utilizando metanol como solvente, relación sólido:solvente (m/s) de 80 g/1500 mL, temperatura de 64 °C y tiempo 6-8 horas, obtuvieron extractos con contenido de fenólicos totales (TCP) de 47.96 y 61.56 mg equivalente a ácido gálico (GAE)/g en base al peso liofilizado para las cáscaras maduras e inmaduras respectivamente, asimismo obtuvieron 51,48 y 64,55 mg GAE/g en base al peso seco para semillas en ambos estados de madurez respectivamente. El mayor contenido de procianidina B2 encontraron en los extractos de cáscara madura, el cual fue de 28,18 µg/g en base al peso seco.

Por otro lado Pahua-Ramos et al. (2012) emplearon la extracción soxhlet en la extracción de compuestos fenólicos en donde usaron 100 gramos de polvo de semilla de palta, con metanol al 75% y dejando en funcionamiento el proceso de extracción durante toda una noche, como resultado final obtuvieron un TPC de 292 mg GAE/g en base a materia seca. Además, hallaron 7 compuestos fenólicos, siendo estos el ácido protocateúico (128,18 µg/g), ácido clorogénico (0,516 µg/g), ácido sirínico (2,51 µg/g), ácido vanílico (28,67

$\mu\text{g/g}$ ), rutina (9,63  $\mu\text{g/g}$ ), kaempferol (2,19  $\mu\text{g/g}$ ), kaempferida (107,42  $\mu\text{g/g}$ ) en base al peso seco.

### **3.2. Extracción por maceración**

La maceración es una técnica de extracción sólido-líquido en el que una pequeña parte de una muestra, generalmente en polvo con tamaño de partícula específico, es puesta en contacto con un solvente o mezclas de solventes, a determinadas condiciones de tiempo, temperatura, relación sólido-solvente, con o sin agitación; hasta que los compuestos bioactivos de interés se solubilizan plenamente en o los solventes empleados (García-Salas et al., 2010; Safdar et al., 2017). Las principales desventajas de este método, son los largos periodos de extracción que incluso comprenden hasta más de 24 horas. Dichos periodos de extracción no se ven reflejados en los rendimientos, puesto que son relativamente bajos (Zhao et al., 2018).

Empleando la extracción por maceración, Bezuneh & Kebede (2015) utilizaron cáscaras de palta secas al horno (60 °C por 48 h) y molidas (tamaño de partícula de 2 milímetros (mm)), con acetona acidificada al 70%, con relación m/s de 1g/45 mL durante 2 horas en una placa caliente. Finalmente encontraron que el mayor TPC se obtenía con el metanol acidificado al 70% siendo este de 192.10 mg GAE/g en base al peso en seco. También reportaron otros dos valores cercanos de TPC utilizando etanol o acetona al 70%, siendo estos de 188.80 mg GAE/g en base al peso en seco para ambos solventes. Kamaraj et al. (2019) también emplearon la extracción por maceración con polvo de cáscara de palta liofilizada, haciendo uso de agua destilada como solvente a relación m/s de 20g/1000 ml en una placa caliente a 80°C durante 20 min. Obtuvieron como resultados un TPC de 51.58 mg GAE/g de extracto, contenido de flavonoides totales (TFC) de 2.25 mg equivalente de rutina (RE)/g de extracto y contenido de taninos totales (TTC) de 4.33 mg equivalente de ácido tánico (TAE) /g de extracto.

Por otra parte Rotta et al. (2016) aplicaron la extracción por maceración en cáscaras de palta fresca y deshidratada (en horno a 60 °C por 24 h), con metanol como solvente a una relación m/s de 10g/100 mL con agitación en una placa magnética durante 4 horas en un cuarto oscuro. Los resultados que obtuvieron, mostraron que los TCP fueron de 621.36 mg GAE/kg en base al peso fresco y 10848.27 mg GAE/kg en base al peso en seco, para

cáscaras frescas y deshidratadas respectivamente, también obtuvieron los TCF fueron de 536.89 mg QE/kg en base al peso fresco y 1360.34 mg QE/kg en base al peso seco, para cáscaras frescas y deshidratadas respectivamente.

Utilizando el mismo método de extracción, Calderón-Oliver et al. (2016) emplearon cáscaras y semillas de la variedad Hass secas en horno por flujo de aire (40°C por 24h), con agua destilada hirviendo como solvente a relación m/s de 50g/500 mL por 30 min con agitación magnética. Los resultados que hallaron, mostraron los TPC de 19.7 y 5.7 mg GAE/g de extracto en base al peso en seco, un TFC de 10.9 y 2.8 mg QE/g extracto en base al peso en seco y un rendimiento de extracción 8 y 13.2 % para cáscara y semilla respectivamente, asimismo se identificó la presencia de compuestos fenólicos como el ácido clorogénico, epicatequina, procianidina, kaempferida, galato de epicatequina, quercetina-3-O-arabinosa, entre otros. Kosińska et al. (2012) usaron la extracción por maceración en polvo de cáscaras y semillas de palta variedad Hass y Shepard, con metanol al 80% como solvente a relación m/s de 1:8 a 60°C por 15 minutos en un baño de agua con agitación termostática. El TPC que hallaron para cáscaras de palta de la variedad Hass y Shepard fueron de 25.32 y 15.61 mg equivalente a catequina (CE)/g en base al peso en seco respectivamente, asimismo el TPC de las semillas para la variedad Hass y Shepard fueron de 9.51 y 13.04 mg CE/g en base al peso en seco respectivamente. El compuesto predominante en cáscara variedad de Hass fue la catequina con 148.8 µg/g de materia seca, en la cáscara Shepard fue la quercetina 3-O-galactósido con 144.1 µg/g de materia seca, en semilla de la variedad Hass y Shepard fue el galato de epicatequina con 152.8 y 105.4 µg/g de materia seca, respectivamente. Melgar et al. (2018) aplicaron la extracción por maceración en cáscaras y semillas de la variedad Hass, con etanol al 80% como disolvente a relación m/s 1g/25ml a 25 °C por 60 minutos a 150 revoluciones por minuto (rpm) con agitación magnética. Los resultados que indicaron, mostraron que el TPC para cáscaras y semillas fue de 227.9 y 72.5 mg/g de extracto respectivamente. La epicatequina fue el principal compuesto encontrado en la cáscara con 46.5 mg/g de extracto, seguido del ácido neoclorogénico con 22.7 mg/g de extracto y el ácido criptoclorogénico 20.02 mg/g. En la semilla la catequina fue el compuesto fenólico predominante con 20.0 mg/g de extracto, seguida de la epicatequina 15.8 mg/g de extracto y el ácido trans 3-O-cafeilquínico con 13.6 mg/g de extracto. Morais et al. (2015) utilizaron la extracción por

maceración en cáscaras secas por circulación de aire (60°C por 24h) y semillas secadas al ambiente (25°C por 120h), con metanol como solvente a relación m/s de 1:10 por 4 horas con agitación magnética. Los resultados que obtuvieron para el TPC fueron de 1252.31 y 155.30 mg GAE/100g materia seca, los TFC fueron de 139.95 y 30.02 mg QE /100g materia seca para cáscara y semilla respectivamente. También señalaron que los compuestos con mayor presencia en cáscaras de palta fueron los hidratos de catequina y la epicatequina con 171.02 y 129.79  $\mu\text{g}/100\text{ g}$  en base al peso seco respectivamente, por el contrario, en semillas de palta no mostraron ninguno de los compuestos monitoreados. En otro estudio Rodríguez-Carpena et al. (2011b) emplearon la extracción por maceración en cáscaras y semillas de palta variedad Hass y Fuerte, con acetona al 70 % como solvente a relación m/s de 3g/15 mL en un homogeneizador. Los resultados para el TPC que hallaron para cáscaras de palta de la variedad Hass y Fuerte fueron de 8997 y 17218 mg GAE/100 g de materia seca respectivamente, asimismo el TPC de las semillas para la variedad Hass y Fuerte fueron de 6082 y 6912 mg GAE/100 g de materia seca respectivamente. Rosero et al. (2019) usaron la extracción por maceración en cáscaras y semillas de palta frescas, con acetona al 70% como solvente a relación m/s de 200g/250 ml a 15 °C por 24 horas. Los TPC para cáscara y semilla fueron de 1058 y 1303 mg GAE/g de extracto seco, respectivamente. También en los extractos de cáscaras y semillas de palta fueron identificados catequina, en los extractos de cáscaras y semillas de palta detectaron mayor actividad de catequina, epicatequina, seis derivados de la quercetina, tres dímeros de procianidinas tipo B y una de tipo A, y finalmente dos procianidinas triméricas de tipo B y una de tipo A. Saavedra et al. (2017) emplearon la extracción por maceración en cáscaras y semillas secas por convección (72.71°C, flujo de aire 0.8 m/s y densidad de carga 1.77 kg/m<sup>2</sup>) y (65.52°C, 1.39 m/s y 2.89 kg/m<sup>2</sup>) respectivamente, con acetona al 70% como solvente a relación m/s de 3g/15mL por 1 hora con agitación. Los resultados que obtuvieron para el TPC en cáscara y semillas fueron de 5118.77 y 4093.89 mg GAE/100 g de materia seca, respectivamente. Por otro lado, también hallaron el contenido de algunos compuestos fenólicos presentes en las muestras, en cáscara cuantificaron ácido clorogénico (137.60 mg/100g), ácido p-cumárico (1.74 mg/100g) y ácido ferúlico (5.05 mg/100g) de materia seca, en semilla cuantificaron catequina (24.26 mg/100g), ácido clorogénico (16.07 mg/100g), ácido cafeico (13.69 mg/100g) y ácido ferúlico (0.087 mg/100g) de materia seca.



Por otra parte, la concentración de catequina, ácido clorogénico, ácido cafeico, ácido p-cumárico y ácido ferúlico, se redujo significativamente con respecto a las muestras frescas. Deng et al. (2012) utilizaron la extracción por maceración en cáscaras y semillas de palta, metanol:ácido acético:agua en proporción de 50:3:46.3 como solventes a relación m/s de 0.5g/5ml a 37°C durante 30 minutos a 100 rpm de agitación. Los TPC que obtuvieron para la cáscara y semilla fueron de 7.20 y 8.39 mg GAE/g en base al peso en fresco, respectivamente. Asimismo, mostraron que los principales compuestos en cáscaras son la epicatequina (21.92 mg/100g) y el ácido gálico (5.20 mg/100g) en base al peso en fresco, y en semilla son la catequina (52.08 mg/100g), ácido clorogénico (11.68 mg/100g), Cianidina 3-glucósido (3.16 mg/100g) y el ácido homogentísico (11.36 mg/100g) en base al peso en fresco. Vinha et al. (2013) aplicaron la extracción por maceración en cáscara y semilla de palta variedad Hass, con agua como solvente a relación m/s 5g/100ml a 40 °C por 1 hora. Los resultados que hallaron, mostraron los TPC de 679.0 y 704.0 mg GAE/g de extracto en base al peso en fresco, un TCF de 44.3 y 47.9 mg QE/g extracto en base al peso en fresco para cáscara y semilla, respectivamente. Rodríguez-Carpena et al. (2011a) emplearon la extracción por maceración en cáscaras y semillas de palta variedad Hass y Fuerte, con acetona:agua (70:10) como solvente a relación m/s 10g/30ml bajo homogenización. Los resultados para el TPC que hallaron para cáscaras de palta de la variedad Hass y Fuerte fueron de 8997 y 17218 mg GAE/100 g de materia seca respectivamente, asimismo el TPC de las semillas para la variedad Hass y Fuerte fueron de 6082 y 6912 mg GAE/100 g de materia seca respectivamente. Soong y Barlow (2004) utilizaron la extracción por maceración en semillas liofilizadas con etanol al 50% como solvente a relación m/s 200mg/50ml a 70°C por 1 hora en un baño de agua. El TPC que hallaron fue de 88.2 mg GAE/g en base al peso seco. Segovia et al. (2018) aplicaron la extracción por maceración en semillas liofilizadas de la variedad Hass, con metanol al 50% como solvente a relación m/s 0.25g/25ml con agitación en un refrigerador a 4°C durante 24 horas. El TPC que mostraron en la semilla fue de 30.98 mg GAE/g en base a la materia seca. Los principales compuestos identificados fueron el ácido clorogénico (51.59 mg/L de extracto), catequina (20.10 mg/L de extracto) y epicatequina (27.89 mg/L de extracto). Gómez et al. (2014) emplearon la extracción por maceración en semillas liofilizadas de palta con etanol al 56% como solvente a relación m/s 0.25g/15ml a 63 °C por 23 minutos con agitación en un baño

de agua. Como resultado obtuvieron un TPC de 45.01 mg GAE/g en base a la materia seca. Cid-Pérez et al. (2021) utilizaron la extracción por maceración en semillas de palta secas (50 °C por 24h) y molidas (450 mm) con acetona como solvente a relación m/s 1g/25 ml a 22 °C por 24 horas con agitación de 230-240 rpm. Los resultados que obtuvieron, mostraron un TPC de 30.80 mg GAE/100 g en base al peso seco. Sin embargo, también registraron un valor cercano para el TPC utilizando etanol absoluto como solvente, el cual fue de 30.25 mg GAE/100 g en base al peso seco.

**Tabla 4.** Tecnologías convencionales de extracción para la obtención de compuestos fenólicos de subproductos de palta.

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
Maceración	Cáscara	N.E.	<b>Solvente:</b> Metanol acidificado al 70% <b>M/S:</b> 1 g/45 mL <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> 2h <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • 192.10 mg GAE/g en base al peso en seco	Bezuneh & Kebede (2015)
		N.E.	<b>Solvente:</b> Agua destilada <b>M/S:</b> 20 g/1000 mL <b>Temperatura:</b> 80 °C <b>Tiempo:</b> 20 min <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • 51.58 g GAE/g de extracto <b>TFC:</b> • 2.25 mg RE/g de extracto <b>TTC:</b> • 4.33 mg TAE/g de extracto	Kamaraj et al. (2019)
		N.E.	<b>Solvente:</b> Metanol <b>M/S:</b> 10 g/100 mL <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> 4h <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • 621.36 mg GAE/kg en base al peso en fresco (muestra fresca) • 10848.27 mg GAE/kg en base al peso en seco (muestra deshidratada) <b>TFC:</b> • 536.89 mg QE/kg en base al peso en fresco (muestra fresca) • 1360.34 mg QE/kg en base al peso en seco (muestra deshidratada)	Rotta et al. (2016)

**Tabla 4** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
	Cáscara y semilla	Hass	<b>Solvente:</b> Agua destilada hirviendo <b>M/S:</b> 50g /500 mL <b>Temperatura:</b> N.E <b>Tiempo:</b> 30 min <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara: 19.7 mg GAE/g extracto en base al peso en seco • Semilla: 5.7 mg GAE/g extracto en base al peso en seco <b>TFC:</b> • Cáscara: 10.9 mg QE/g extracto en base al peso en seco • Semilla: 2.8 mg QE/g extracto en base al peso en seco <b>Rendimiento</b> • Cáscara: 8 % • Semilla: 13.2 %	Calderón-Oliver et al. (2016)
		Hass Shepard	<b>Solvente:</b> Metanol al 80 % <b>M/S:</b> 1/8 <b>Temperatura:</b> 60 °C <b>Tiempo:</b> 15 min <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara Hass: 25.32 mg CE/g de peso en seco • Cáscara Shepard: 15.61 mg CE/g de peso en seco • Semilla Hass: 9.51 mg CE/g de peso en seco • Semilla Shepard: 13.04 mg CE/g de peso en seco	Kosińska et al. (2012)
		Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 80 % <b>M/S:</b> 1g/25 mL <b>Temperatura:</b> 25 °C <b>Tiempo:</b> 1h <b>Agitación:</b> 150 rpm	<b>TPC:</b> • Cáscara: 227.9 mg/g de extracto • Semilla: 72.5 mg/g de extracto	Melgar et al. (2018)

**Tabla 4** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
		N.E.	<b>Solvente:</b> Metanol <b>M/S:</b> 10g/100 mL <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> 4h <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara: 1252.31 mg GAE/100 g materia seca • Semilla: 155.30 mg GAE/100 g materia seca <b>TFC:</b> • Cáscara: 139.95 mg QE /100 materia seca • Semilla: 30.02 mg QE /100 materia seca	Morais et al. (2015)
	Hass Fuerte		<b>Solvente:</b> Acetona al 70% <b>M/S:</b> 3g/15 mL <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> N.E. <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara Hass: 8997 mg GAE/100 g en base al peso en seco • Cáscara Fuerte: 17218 mg GAE/100 g en base al peso en seco • Semilla Hass: 6082 mg GAE/100 g en base al peso en seco • Semilla Fuerte: 6912 mg GAE/100 g en base al peso en seco	Rodríguez-Carpena et al. (2011b)
		N.E.	<b>Solvente:</b> Acetona al 70% <b>M/S:</b> 200g/250 mL <b>Temperatura:</b> 15 °C <b>Tiempo:</b> 24h <b>Agitación:</b> N.A.	<b>TPC:</b> • Cáscara: 1058 mg GAE/g de extracto seco • Semilla: 1303 mg GAE/g de extracto seco	Rosero et al. (2019)

**Tabla 4** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
		Hass	<b>Solvente:</b> Acetona al 70% <b>M/S:</b> 3g/15mL <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> 1h <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara: 5118.77 mg GAE/100 g de materia seca • Semilla: 4093.89 mg GAE/100 g de materia seca)	Saavedra et al. (2017)
		N.E.	<b>Solvente:</b> Metanol:ácido acético:agua (50:3.7:46.3) <b>M/S:</b> 0.5g/5mL <b>Temperatura:</b> 37 °C <b>Tiempo:</b> 30 min <b>Agitación:</b> 100 rpm	<b>TPC:</b> • Cáscara: 7.20 mg GAE/g en base al peso en fresco • Semilla: 8.39 mg GAE/g en base al peso en fresco	Deng et al. (2012)
		Hass	<b>Solvente:</b> Agua destilada <b>M/S:</b> 5g/100mL <b>Temperatura:</b> 40 °C <b>Tiempo:</b> 1h <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara: 679. mg GAE/100g en base al peso en fresco • Semilla: 704 mg GAE/100g en base al peso en fresco <b>TFC:</b> • Cáscara: 44.3 mg/100g en base al peso en fresco • Semilla: 47.9 mg/100g en base al peso en fresco	Vinha et al. (2013)

**Tabla 4** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
		Hass Fuerte	<b>Solvente:</b> Acetona:Agua destilada (70:10) <b>M/S:</b> 10g/30mL <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> N.E. <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara Hass: 8997 mg GAE/ 100g en base al peso en seco • Cáscara Fuerte: 17218 mg GAE/ 100g en base al peso en seco • Semilla Hass: 6082 mg GAE/ 100g en base al peso en seco • Semilla Fuerte: 6912 mg GAE/ 100g en base al peso en seco	Rodríguez-Carpena et al. (2011a)
	Semilla	N.E.	<b>Solvente:</b> Etanol al 50% <b>M/S:</b> 200mg/50mL <b>Temperatura:</b> 70 °C <b>Tiempo:</b> 1h <b>Agitación:</b> N.A.	<b>TPC:</b> • 88.2 mg GAE/g en base al peso seco	Soong & Barlow (2004)
		Hass	<b>Solvente:</b> Metanol al 50% <b>M/S:</b> 0.25g/25mL <b>Temperatura:</b> 4 °C <b>Tiempo:</b> N.E. <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • 30.98 mg GAE/g en base al peso seco	Segovia et al. (2018)
		N.E.	<b>Solvente:</b> Etanol al 56% <b>M/S:</b> 0.25g/15mL <b>Temperatura:</b> 63 °C <b>Tiempo:</b> 23 min <b>Agitación:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • 45.01 mg GAE/g en base al peso seco	Gómez et al. (2014)

**Tabla 4** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
		Criollo	<b>Solvente:</b> Acetona <b>M/S:</b> 1g/25 mL <b>Temperatura:</b> 22 °C <b>Tiempo:</b> 24h <b>Agitación:</b> 230-240 rpm	<b>TPC:</b> • 30.80 mg GAE/100 g en base al peso seco	Cid-Pérez et al. (2021)
Soxhlet	Cáscara y semilla	Hass	<b>Solvente:</b> Metanol <b>M/S:</b> 80g/1500 mL <b>Temperatura:</b> 64 °C <b>Tiempo:</b> 8h	<b>TPC:</b> • Cáscara madura: 61.56 mg GAE/g sobre la base del peso liofilizado • Cáscara inmadura: 47.96 mg GAE/g, en base al peso liofilizado • Semilla madura: 64.55 mg GAE/g en base al peso seco • Semilla inmadura: 51.48 mg GAE/g en base al peso seco	Shi et al. (2021)
	Semilla	N.E.	<b>Solvente:</b> Metanol al 75% <b>M/S:</b> N.E. <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • 292 mg GAE/g en base a materia seca	Pahua-Ramos et al. (2012)

M/S: relación sólido-solvente; TPC: contenido de fenólicos totales; TFC: contenido de flavonoides totales; TTC: contenido de taninos totales; GAE: equivalente de ácido gálico; CE: equivalente de catequina; QE: equivalentes de quercetina; TAE: equivalente de ácido tánico; N.E.: no específica y N.A.: no aplica.

Fuente: Elaboración Propia



#### **IV. TECNOLOGÍAS EMERGENTES EN LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE CÁSCARA Y SEMILLA DE PALTA (*Persea americana Mill.*)**

Debido a la fácil disponibilidad y menor costo, las tecnologías tradicionales de extracción como la extracción por agitación o la extracción por Soxhlet han sido vastamente utilizadas, no obstante, ciertos solventes orgánicos son relativamente perjudiciales para el ser humano y el medio ambiente, sumado a ello, las desventajas más relevantes de este tipo de extracción es que degradan térmicamente los compuestos bioactivos (polifenoles, antocianinas, flavonoides, carotenoides, etc.), además requieren elevado tiempo de extracción y mayor cantidad de solvente (Azmir et al., 2013; Pérez-Larrán et al., 2019). Por otro lado, las tecnologías emergentes o también llamadas tecnologías verdes debido al menor efecto que tienen en el medio ambiente, son tecnologías que surgieron para hacer frente a las dificultades que se tiene empleando los métodos convencionales. Entre las tecnologías emergentes para la extracción de compuestos fenólicos en cáscara y semilla de palta destacan la extracción por asistida por ultrasonido (EAU), extracción asistida por microondas (EAM), extracción por Líquidos presurizados (ELP), entre otras (Araújo et al., 2020; Figueroa et al., 2017; Maroun et al., 2018; Tremocoldi et al., 2018).

##### **4.1. Extracción asistida por ultrasonidos (EAU)**

El concepto de ultrasonido se ha establecido como la frecuencia sonora superior a 20kHz (Mason & Lorimer, 2002). La emisión ultrasónica generalmente se da mediante un objeto vibrante que transmite dichas vibraciones a su entorno y que posteriormente, emite ondas de energía a partículas a su alrededor (Esclapez et al., 2011). Este mecanismo de acción causa un efecto de cavitación, que mayormente son representados por vacíos, micro fracturas, entre otros cambios generales en medios biológicos y no biológicos. Dentro de estos efectos de cavitación se producen cambios térmicos y mecánicos que aumentan la respuesta a través de la destrucción de los tejidos celulares de materiales biológicos, mejorando la transferencia de masa y facilitando a la extracción exitosa de metabolitos o componentes de interés sin alterar la estructura o composición de los mismos (Ashokkumar, 2015; Cravotto et al., 2008; Toma et al., 2001). De manera directa, se puede decir que el proceso de extracción asistida por ultrasonidos, crea micro burbujas que almacenan energía, aumentando su tamaño en una etapa llamada expansión, para luego

reducir su tamaño al mínimo en la siguiente etapa llamada compresión, como consecuencia a ello se provoca una cadena de producción, aumento e implosión de las micro burbujas en el tejido celular. La implosión o también llamada etapa de colapso, genera un aumento de presión y temperatura a una velocidad de calentamiento y enfriamiento de 1010 K/s, posteriormente estos aumentos dan como resultado la destrucción celular y por ende la liberación de compuestos de interés (Gill et al., 2019).

La extracción asistida por ultrasonidos se ha utilizado para la extracción de compuestos fenólicos de subproductos de palta. López-Cobo et al. (2016) emplearon la extracción asistida por ultrasonidos en cáscaras y semillas de palta de la variedad Hass en estado maduro y sobre maduro liofilizadas y molidas, con metanol al 80% como solvente a relación m/s 2/15 mL a temperatura ambiente durante 15 minutos. Los resultados que mostraron para los TPC para cáscaras maduras y sobre maduras fueron de 296.49 y 515.02 mg/100 g de materia seca, respectivamente, asimismo, los TPC para semillas maduras y sobre maduras fueron de 395.34 y 663.96 mg/100 g de materia seca. Los compuestos fenólicos hallados en cáscaras maduras y sobre maduras fueron el ácido clorogénico (189.89 y 159.24 mg/100 g), quercetina-3,4-diglucósido (270.05 y 29.50 mg/100 g), quercetina-3-O-arabinosil-glucósido (19.76 y 60.78 mg/100 g) y rutina (35.31 y 46.96 mg/100 g) en base a la materia seca, respectivamente. Para las semillas maduras y sobre maduras los compuestos fenólicos hallados fueron el hidroxitirosol glucósido (38.95 y 25.22 mg/100 g), ácido 1-cafeilquínico (112.29 y 243.78 mg/100 g), glucósido de tirosol (223.66 y 339.14 mg/100 g), ácido 3-O-p-cumaroilquínico (7.01 y 37.56 mg/100 g), ácido 4-cafeoilquínico (6.69 y 10.39 mg/100 g) y el glucósido de ácido vanílico (6.74 y 7.86 mg/100 g) en base a la materia seca, respectivamente. Tremocoldi et al. (2018) utilizaron la EAU en cáscaras y semillas de palta variedad Hass y Fuerte liofilizadas y molidas, con etanol al 80% como solvente a relación m/s 1g/10mL a 25 °C por 15 minutos con frecuencia de 40 kilohertz (kHz) y una potencia de 135 W. Los resultados que obtuvieron, mostraron los TPC para cáscara de la variedad Hass y Fuerte fueron de 63.5 y 120.3 mg GAE/ g de materia liofilizada, y para las semillas fueron de 57.3 y 59.2 mg GAE/ g de materia liofilizada, para cáscara y semilla respectivamente. También observaron que los principales compuestos fenólicos para cáscaras de la variedad Hass y Fuerte fueron la procianidina B2 (48.38 y 40.21 µg/mg) y la epicatequina (28.34 y 30.40 µg/mg) en base a

la materia liofilizada, asimismo, los compuestos fenólicos presentes en semillas de las variedades Hass y Fuerte fueron el ácido trans-5-O-cafeoil-D-quínico (1.63 y 5.74  $\mu\text{g}/\text{mg}$ ), procianidina B1 (1.52 y 2.27  $\mu\text{g}/\text{mg}$ ), catequina (3.64 y 8.13  $\mu\text{g}/\text{mg}$ ), epicatequina (10.27 y 11.06  $\mu\text{g}/\text{mg}$ ) en base a la materia liofilizada, respectivamente. Wang et al. (2010) aplicaron la EAU en cáscaras y semillas de ocho variedades de palta (Slimcado, Simmonds, Loretta, Choquette, Booth 7, Booth 8, Tonnage y Hass) liofilizadas y molidas, con acetona:agua:ácido acético como solventes en proporción de (70:29.7:0.3) a relación m/s 0.5 g/10 mL con 30 segundos de agitación y posteriormente con dos periodos de sonicación de 5 minutos cada uno y un periodo de reposo de 20 minutos entre cada sonicación. Los resultados que obtuvieron para la cáscara, mostraron que la mayor concentración en el TPC fue de las variedades Choquette, Booth 7 y Hass con 13.9, 13.2 y 12.6 mg GAE/g en base al peso en fresco, respectivamente, y para las semillas los mayores TPC se mostraron en las variedades Hass, Simmonds y Booth 8 con 51.6, 40.2 y 35.7 mg GAE/g en base al peso en fresco, respectivamente. Los principales compuestos fenólicos en cáscaras y semillas de las diferentes variedades fueron las procianidinas, el mayor contenido lo obtuvieron las variedades Simmonds, Hass, Tonnage y Booth 8 con 55.6, 47.7, 46.4 y 45.3 mg/g en base al peso en fresco, respectivamente, y en las semillas la mayor cantidad la obtuvieron en las variedades Hass, Simmonds y Choquette con 38.9, 16.8 y 16.2 mg/g en base al peso en fresco, respectivamente. Babiker et al. (2021) emplearon la EAU en cáscaras y semillas de palta de la variedad Pinkerton en estado maduro secadas por microondas (540 W por 15 minutos) y en estado no maduro secadas al aire (24°C por 2 semanas), con metanol al 80% como solvente a relación m/s 1g/10ml a temperatura ambiente durante un periodo de 15 minutos. Los resultados que indicaron sobre el TPC para cáscaras y semillas en estado maduro fueron de 713.35 y 675.58 mg GAE/100 g en base al peso fresco, respectivamente, y para cáscaras y semillas en estado no maduro los TPC fueron de 723.02 y 765.92 mg GAE/100 g en base al peso fresco. Por otra parte, también identificaron y cuantificaron en ambos subproductos, 16 compuestos fenólicos (ácido gálico, catequina, quercetina, ácido cafeico, resveratrol, kaempferol, isorhamnetina, naringenina, entre otros) pero las concentraciones de los mismos dependen en gran manera al método de secado empleado en la preparación de las muestras, así como también en el estado de madurez. Trujillo-Mayol et al. (2019) utilizaron la combinación de la extracción asistida por ultrasonidos con la

extracción asistida por microondas en cáscaras de palta de la variedad Hass liofilizadas y molidas, con etanol al 80% a relación m/s 1g/25ml con 15 minutos de sonicación a 60 °C con 40 kHz y 95,1 segundos de irradiación de microondas a 500 W. Los resultados que obtuvieron, mostraron un TPC de 281.4 mg GAE/g de extracto seco, un TFC de 62.0 mg GAE/g de extracto seco, contenido de cianidinas totales (TAC) de 4.8 mg de cianidina-3-O-glucósido/g de extracto y un rendimiento de extracción de 25.3%.

#### **4.2. Extracción asistida por microondas (EAM)**

La extracción asistida por microondas es un procedimiento eficiente, mejorado y acelerado, con alta reproducibilidad que permite elevar la temperatura en la matriz de una muestra, promoviendo la extracción sólido-líquido, así como también las extracciones líquido-líquido (De la Calle & Costas-Rodríguez, 2017). En otras palabras, la EAM permite calentar las moléculas de agua tanto internas como externas de una matriz, sin gradientes de temperatura. Esto puede mejorar el rendimiento de extracción, además de la conservación de los metabolitos de interés, ya que se requiere menores cantidades de energía y solventes (Gil-Chávez et al., 2013).

Las soluciones iónicas y los compuestos fenólicos se componen por moléculas con un momento dipolar permanente, lo que les permite la absorción de la energía del microondas con frecuencias entre 300 megahercios (MHz) y 300 gigahercios (GHz), lo que se traduce a una elevación de temperatura y mayor rapidez para el término de la reacción (Ajila et al., 2011). La EAM mantiene tres etapas consecutivas: En primer lugar, los solutos se disocian de las partes activas de las matrices de las muestras biológicas, lo que da pie al aumento de presión y temperatura. En segundo lugar, el disolvente se dispersa mediante la matriz de la muestra. Finalmente, los solutos se desplazan desde la matriz hasta el disolvente (Alupului et al., 2012). Los parámetros y/o variables a tomar en cuenta para la EAM de compuestos bioactivos son: el tipo de solvente (constante dieléctrica), la temperatura, la potencia y el tiempo de extracción. Es clave que el aumento de la eficiencia de extracción se debe al incremento de la potencia del microondas, ya que favorece a la ruptura y fracturación de la matriz. No obstante, el rango de uso de la potencia de microondas para la extracción de compuestos fenólicos debe ser de 400 a 500 watts (W); potencias superiores a 500 W darán como resultado la degradación y la disminución del rendimiento de extracción, a consecuencia de la sobre exposición a la radiación de estos compuestos (Alara et al., 2018).

La extracción asistida por microondas también ha sido utilizada para la obtención de compuestos fenólicos de cáscaras y semillas de palta. Figueroa et al. (2021) utilizaron la extracción asistida por microondas en cáscaras de palta variedad Hass secas al horno (85 °C por 12h) y molidas (0.5 mm) con etanol al 36% como solvente a relación m/s 1g/44 ml a 130°C durante 39 minutos. Los resultados que obtuvieron, mostraron un TPC 73.0 mg GAE/g de materia seca, además la cuantificaron 28 compuestos fenólicos clasificados en: 6 ácidos fenólicos con (147 mg/100 g), 16 flavonoides (126 mg/100 g), 2 flavan-3-ols (296 mg/100 g) y 4 taninos condensados (793 mg/100 g) de materia seca. Araujo et al. (2021) emplearon la EAM en cáscaras de palta variedad Hass liofilizadas y molidas (entre 0.3 a 1 mm) con acetona al 70% como solvente a relación m/s 1g/20mL a 74.48 °C durante 14.32 minutos a 2.45 GHz de frecuencia y 600 W de potencia. El resultado que obtuvieron para el TPC fue de 379.28 mg GAE/g de extracto seco. Por otra parte, mostraron un valor cercano al TPC utilizando etanol al 42.58% a 66.37 °C durante 0.97 minutos a las mismas condiciones de extracción, el cual fue de 354,43 mg GAE/g de extracto seco. Los principales compuestos fenólicos que identificaron fueron los derivados de las procianidinas, catequina, ácido clorogénico y un derivado de la quercetina. Araujo et al. (2020) aplicaron la EAM en semillas de palta variedad Hass liofilizadas y molidas (entre 0.3 a 1 mm) con acetona (99.5% de pureza) al 70% como solvente a relación m/s 1g/20ml a 72.18 °C durante 19.01 minutos a 2.45 GHz de frecuencia y 600 W de potencia. El resultado que obtuvieron para el TPC fue de 307.09 mg GAE/g de extracto. Por otro lado, también hallaron un valor cercano al TPC utilizando etanol al 58.51% a 71.64 °C durante 14.69 minutos a las mismas condiciones de extracción, el cual fue de 254.40 mg GAE/g de extracto. Los compuestos fenólicos que identificaron fueron los derivados de las procianidinas, flavan-3-ols, ácido clorogénico, entre otros. Weremfo et al. (2020) utilizaron la EAM en semillas de palta de la variedad Hass secadas al sol (12 días) y molidas (250 micras) con etanol al 58.3% como solvente a relación m/s 1g/20 ml durante 4.8 minutos con 400 W de potencia. Los resultados que hallaron, mostraron un TPC de 82.36 mg GAE/g en base al peso en seco y un TFC de 19.93 mg QE/g en base al peso seco. Además de ello cuantificaron 10 compuestos fenólicos cuyas concentraciones fueron para el ácido gálico (6.89 mg/100 g), catequina (52.46 mg/100 g), ácido 4-hidroxibenzoico (12.47 mg/100 g), ácido vanílico (6.71 mg/100 g), ácido cafeico (4.18 mg/100 g), ácido siríngico

(45.87 mg/100 g), ácido p-cumárico (7.13 mg/100 g), rutina (71.67 mg/100 g), ácido ferúlico (4.76 mg/100 g), quercetina (6.72 mg/100 g) en base al peso seco.

#### **4.3. Extracción por líquidos presurizados (ELP)**

La extracción por líquidos presurizados (ELP) fue calificada por la corporación Dionex en 1995, como una técnica de extracción acelerada por disolventes, lo que se refiere a que, en esta extracción con solventes líquidos, se emplea altas temperaturas y altas presiones (Mustafa & Turner, 2011). En la ELP, la temperatura más alta que el punto de ebullición del solvente y más baja se su punto crítico, origina un incremento en la cinética de extracción, pero como el solvente en este tipo de extracción tiene fase líquida, se emplea una presión más elevada, es decir en rangos de 1450 a 2175 libras por pulgada cuadrada (psi) para que preserve su estado de origen (Gil-Chávez et al., 2013; Panja, 2018). A medida que la temperatura se eleva, se reduce la polaridad del solvente y su constante dieléctrica, teniendo como efecto, la reducción de la eficiencia en la recuperación de compuestos bioactivos. Es por eso que utilizando temperaturas en el rango de 50 °C a 200 °C y conociendo la constante dieléctrica del solvente, se puede conseguir mejores resultados, debiéndose a que la interrelación solvente-soluto, involucra a las fuerzas de dispersión de London, y en muchos casos interrelaciones dipolares como multipolares, o ambas.

Por lo consiguiente, para maximizar la eficiencia de extracción de compuestos bioactivos de matrices complicadas, se debe optar por el solvente y temperaturas apropiadas (Dunford et al., 2010; Gil-Chávez et al., 2013; Panja, 2018). Un ejemplo de lo antes mencionado, es el caso de la extracción de compuestos fenólicos, en los cuales se deberá incrementar la solubilidad y diseminación de estos en el solvente a elevadas temperaturas, provocando también la reducción de la viscosidad, tensión superficial y la ruptura de los enlaces intermoleculares de Van der Waals (hidrógeno y dipolares), que hacen de la ELP una técnica con alto rendimiento de extracción (Pereira et al., 2019).

La extracción por líquidos presurizados también ha sido utilizada para la obtención de compuestos fenólicos de cáscaras y semillas de palta. Figueroa et al. (2018b) utilizaron la extracción por líquidos presurizados en cáscaras de palta de la variedad Hass secadas en horno (85°C por 12 h) y molidas (0.5 mm). Donde mezclaron 1g de cáscaras con 5 gr de

arena, asimismo, utilizaron etanol al 50% como solvente con una constante dieléctrica de 26 y las condiciones de extracción fueron de 200 °C de temperatura durante 20 minutos y presión de 11 megapascales (MPa). El resultado que obtuvieron para el TPC fue de  $58 \pm 4$  mg GAE/g de materia seca. Por otra parte, los autores resaltan que los principales compuestos hallados en la cáscara fueron los ácidos fenólicos con (330 mg/100 g), seguidos de las procianidinas (269 mg / 100 g), flavonoides (221 mg / 100 g) y las catequinas (208 mg / 100 g) de materia seca. Además de ello también indicaron que los flavonoles fueron la principal subclase presentada en la familia de los flavonoides que se hallaron en la cáscara, con una concentración de 212 mg / 100 g de materia seca. Figueroa et al. (2017) emplearon la ELP en cáscaras de palta de la variedad Hass secadas en horno (85°C) y molidas (0.5 mm). Donde mezclaron 1.5 g de cáscaras con 5 gr de arena, asimismo, utilizaron etanol 1:1 como solvente y las condiciones de extracción fueron de 200 °C de temperatura durante 20 minutos y presión de 11 megapascales (MPa). Como resultado, los autores obtuvieron la identificación de catequinas, flavanonas, flavonas, flavonoles, ácidos orgánicos, ácidos hidroxicinámicos, ácidos hidroxibenzoicos, derivados de ácidos glucosilados, proantocianidinas y derivados de alcoholes fenólicos. Sin embargo, las procianidinas, los flavonoles, los ácidos hidroxibenzoicos y los ácidos hidroxicinámicos fueron los grupos más representativos. Rodríguez-Carpena et al. (2011b) aplicaron la ELP en cáscaras y semillas de palta variedad Hass y Fuerte. Donde mezclaron 1g de polvo liofilizado con 0.25 gr de tierra de diatomeas, asimismo, utilizaron acetona al 70% como solvente y las condiciones de extracción fueron de 100 °C de temperatura durante 10 minutos y presión de 1500 libras por pulgada cuadrada (psi). Los resultados que mostraron indicaron los principales compuestos en cáscaras de la variedad Hass y Fuerte estos fueron las catequinas (228.5 y 751.9 mg/100 g), ácidos hidroxibenzoicos (1.3 y 22.5 mg/100 g), ácidos hidroxicinámicos (328.1 y 599.4 mg/100 g), flavonoles (129.0 y 361.1 mg/100 g), procianidinas (4183.5 y 13484.3 mg/100 g) en base a la materia seca, respectivamente. Los compuestos que hallaron en semillas de palta de la variedad Hass y Fuerte fueron las catequinas (237.8 y 96.7 mg/100 g), ácidos hidroxicinámicos (282.7 y 72.4 mg/100 g), flavonoles (1.7 y 2.1 mg/100 g), procianidinas (4592 y 876.9 mg/100 g) en base a la materia seca, respectivamente. Por otro lado, el ácido hidroxibenzoico solo lo hallaron en cáscaras de la variedad fuerte con 1.0 mg/100 g en base a la materia seca.

Finalmente en el estudio efectuado por Figueroa et al. (2018a) utilizaron la EPL en semillas de palta de la variedad Hass secadas en horno (85°C) y molidas (0.5 mm). Donde utilizaron 1.5 g de cáscara en el proceso de extracción, asimismo, utilizaron etanol 1:1 como solvente y las condiciones de extracción fueron de 200 °C de temperatura y presión de 11 megapascales (MPa). Como resultados obtuvieron que los compuestos más representativos que hallaron en las semillas fueron los ácidos hidroxicinámicos, los derivados de alcoholes fenólicos, las catequinas y los taninos condensados, además también señalan la presencia de procianidinas tipo A.



**Tabla 5.** Tecnologías emergentes de extracción para la obtención de compuestos fenólicos de subproductos de palta.

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
Extracción asistida por ultrasonido	Cáscara y semilla	Hass	<b>Solvente:</b> Metanol al 80% <b>M/S:</b> 2g/15 mL <b>Temperatura:</b> Ambiente <b>Tiempo:</b> 15 min <b>Frecuencia:</b> N.E. <b>Potencia:</b> N.A.	<b>TPC:</b> • Cáscara madura: 296.49 mg/100 g de materia seca • Cáscara sobre madura: 515.02 mg/100 g de materia seca • Semilla madura: 395.34 mg/100 g de materia seca • Semilla sobre madura: 663.96 mg/100 g de materia seca	López-Cobo et al. (2016)
	Cáscara y semilla	Hass Fuerte	<b>Solvente:</b> Etanol al 80% <b>M/S:</b> 1g/10ml <b>Temperatura:</b> 25 °C <b>Tiempo:</b> 15 min <b>Frecuencia:</b> 40 kHz <b>Potencia:</b> 135 W	<b>TPC:</b> • Cáscara Hass: 63.5 mg GAE/g de materia liofilizada • Cáscara Fuerte: 120.3 mg GAE/g de materia liofilizada • Semilla Hass: 57.3 mg GAE/g de materia liofilizada • Semilla Fuerte: 59.2 mg GAE/g de materia liofilizada	Tremocoldi et al. (2018)
	Cáscara y semilla	Slimcado Simmonds Loretta Choquette Booth 7 Booth 8 Tonnage Hass	<b>Solvente:</b> Acetona:agua:ácido acético (70:29.7:0.3) <b>M/S:</b> 0.5g/10 mL <b>Temperatura:</b> Ambiente <b>Tiempo:</b> 10 min <b>Frecuencia:</b> N.E. <b>Potencia:</b> N.E.	<b>TPC expresado en mg GAE/g en base al peso en fresco</b> • <b>Cáscara</b> Slimcado: 4.6 mg GAE/g Simmonds: 7.4 mg GAE/g Loretta: 7.6 mg GAE/g Choquette: 13.9 mg GAE/g Booth 7: 13.2 mg GAE/g	Wang et al. (2010)

Tabla 5 (Continúa)

Métodos de Extracción	Sub producto	Variedad	Condiciones de extracción	Resultados	Referencias
				Booth 8: 8.1 mg GAE/g Tonnage: 4.3 mg GAE/g Hass: 12.6 mg GAE/g • <b>Semilla</b> Slimcado: 19.2 mg GAE/g Simmonds: 40.2 mg GAE/g Loretta: 31.5 mg GAE/g Choquette: 33.4 mg GAE/g Booth 7: 33.4 mg GAE/g Booth 8: 35.7 mg GAE/g Tonnage: 33.1 mg GAE/g Hass: 51.6 mg GAE/g	
	Cáscara y semilla	Pinkerton	<b>Solvente:</b> Metanol al 80 % <b>M/S:</b> 1g/10ml <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> 15 min <b>Frecuencia:</b> N.E. <b>Potencia:</b> N.E.	<b>TPC:</b> • Cáscara madura: 713.35 mg GAE/100 g en base al peso fresco • Cáscara verde: 723.02 mg GAE/100 g en base al peso fresco • Semilla madura: 675.58 mg GAE/100 g en base al peso fresco • Semilla verde: 765.92 mg GAE/100 g en base al peso fresco	Babiker et al. (2021)

**Tabla 5** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
Extracción asistida por microondas y ultrasonido	Cáscara	Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 80 % <b>M/S:</b> 1g/25ml <b>Temperatura:</b> 60°C (ultrasonido) <b>Tiempo:</b> 15 min (ultrasonido) y 95.1s (microondas) <b>Frecuencia:</b> 40 kHz (ultrasonido) <b>Potencia:</b> 500 W (microondas)	<b>TPC</b> • 281.4 mg GAE/g de extracto seco <b>TFC</b> • 62.0 mg QE/g extracto seco <b>TAC</b> • 4.8 mg de cianidina-3-O-glucósido/g extracto seco <b>Rendimiento</b> • 25.3%	Trujillo-Mayol et al. (2019)
Extracción asistida por microondas	Cáscara	Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 36% <b>M/S:</b> 1g/44 ml <b>Temperatura:</b> 130 °C <b>Tiempo:</b> 39 min <b>Frecuencia:</b> N.E. <b>Potencia:</b> N.E.	<b>TPC</b> • 73.0 mg GAE/g de materia seca	Figuerola et al. (2021)
	Cáscara	Hass	<b>Solvente:</b> Acetona al 70% o Etanol al 42.58% <b>M/S:</b> 1g/20mL <b>Temperatura:</b> 74.48 o 66.37 °C <b>Tiempo:</b> 14.32 o 0.97 min <b>Frecuencia:</b> 2.45 GHz <b>Potencia:</b> 600 W	<b>TPC</b> • Acetona: 379.28 mg GAE/g de extracto seco • Etanol: 354.43 mg GAE/g de extracto seco	Araujo et al. (2021)

**Tabla 5** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
	Semilla	Hass	<b>Solvente:</b> Acetona (99.5% de pureza) al 70% <b>M/S:</b> 1g/20ml <b>Temperatura:</b> 72.18 °C <b>Tiempo:</b> 19.01 min <b>Frecuencia:</b> 2,45 GHz <b>Potencia:</b> 600 W	<b>TPC</b> • 307.09 mg GAE/g extracto	Araújo et al. (2020)
	Semilla	Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 58.3% <b>M/S:</b> 1g/20ml <b>Temperatura:</b> N.E. <b>Tiempo:</b> 4.8 min <b>Frecuencia:</b> N.E. <b>Potencia:</b> 400 W	<b>TPC</b> • 82.36 mg GAE/g en base al peso seco <b>TFC</b> • 19.93 mg QE/g en base al peso seco	Weremfo et al. (2020)
Extracción por líquidos presurizados	Cáscara	Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 50% <b>Constante dieléctrica:</b> 26 <b>Muestra:</b> 1g/5g de arena <b>Temperatura:</b> 200 °C <b>Tiempo:</b> 20 min <b>Presión:</b> 11 MPa	<b>TPC</b> • 58.0 mg GAE/g en base la materia seca	Figuroa et al. (2018b)

**Tabla 5** (Continúa)

<b>Métodos de Extracción</b>	<b>Sub producto</b>	<b>Variedad</b>	<b>Condiciones de extracción</b>	<b>Resultados</b>	<b>Referencias</b>
	Cáscara	Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 50% <b>Constante dieléctrica:</b> N.E. <b>Muestra:</b> 1g/5g de arena <b>Temperatura:</b> 200 °C <b>Tiempo:</b> 20 min <b>Presión:</b> 11 MPa	No determina contenido fenólico	Figuroa et al. (2017)
	Cáscara Semilla	Hass Fuerte	<b>Solvente:</b> Acetona al 70 % <b>Constante dieléctrica:</b> N.E. <b>Muestra:</b> 1g/0.25g de arena <b>Temperatura:</b> 100 °C <b>Tiempo:</b> 10 min <b>Presión:</b> 1500 psi	No determina contenido fenólico	Rodríguez-Carpena et al. (2011b)
	Semilla	Hass	<b>Solvente:</b> Etanol al 50% <b>Constante dieléctrica:</b> N.E. <b>Muestra:</b> 1.5 g <b>Temperatura:</b> 200 °C <b>Tiempo:</b> N.E. <b>Presión:</b> 11 MPa	No determina contenido fenólico	Figuroa (2018a)

M/S: relación sólido-solvente; TPC: contenido de fenólicos totales; TFC: contenido de flavonoides totales; TAC: contenido de cianidinas totales GAE: equivalente de ácido gálico; CE: equivalente de catequina; QE: equivalentes de Quercetina; N.E.: no especifica y N.A.: no aplica.

Fuente: Elaboración Propia

## V. CONCLUSIONES

Como se ha puesto en evidencia por la presente revisión, la composición proximal de la cáscara y semilla de palta está sujeta a la variedad del cultivo. Teniendo como base la literatura revisada; la composición en humedad, proteínas, lípidos y ceniza, no poseen una ligera diferencia entre los valores propuestos por cada autor, sino que además de ello, algunos de estos atributos tales como la composición de carbohidratos y fibra no han sido evaluados.

Por otra parte, en la literatura científica no se encuentran aún establecidos los parámetros para la obtención de compuestos fenólicos de la cáscara y semilla de palta utilizando tecnologías emergentes, pero en diversos estudios se puede evidenciar que la extracción por maceración es la más utilizada por los investigadores. Las tecnologías emergentes para la extracción de compuestos fenólicos de la cáscara y semilla de palta mencionadas en la presente revisión, superaron las deficiencias que tienen las tecnologías convencionales. En este sentido, los largos periodos de extracción y exposición térmica, que dan como resultado la degradación de dichos compuestos y por ende los bajos rendimientos, además de utilizar elevadas cantidades de solventes y no ser amigables con el medio ambiente, no representan un mayor problema con el uso de la extracción asistida por ultrasonidos (EAU), extracción asistida por microondas (EAM) y la extracción por líquidos presurizados (ELP).

También se pudo ver que el contenido total de compuestos fenólicos, así como las concentraciones de las sub clases de los mismos, dependen en gran manera del tratamiento primario aplicado a los subproductos, como lo es la liofilización o secado (convección, al aire libre, por microondas, entre otros). Asimismo, también depende de la concentración y tipo de solvente (agua, acetona, etanol, metanol, ácido acético, etc.), a la variedad de la materia prima (Hass, Fuerte, Shepard, Pinkerton, etc.), al estado de madurez (verde, maduro o sobre maduro) y al tipo de tecnología de extracción (EAU, EAM y ELP).

Debido a los grandes beneficios para la salud humana que poseen los compuestos fenólicos presentes en los subproductos de la palta, se recomienda el aprovechamiento y el estudio de la extracción de compuestos fenólicos por tecnologías emergentes teniendo en cuenta variables como: tipo de secado de las muestras, los distintos solventes de extracción, el estado de madurez y la variedad de la materia prima. Adicionalmente la presente revisión

hace de conocimiento que se necesitan estudios en la determinación de la composición proximal para cada variedad de palta y en sus distintos estados de madurez

## VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abubakar, A. N. F., Achmadi, S. S., & Suparto, I. H. (2017). Triterpenoid of avocado (*Persea americana*) seed and its cytotoxic activity toward breast MCF-7 and liver HepG2 cancer cells. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 7(5), 397–400. <https://doi.org/10.1016/j.apjtb.2017.01.010>
- AgrodataPeru. (2021). *Aguacate Paltas Perú Exportación 2021 Enero*. AGRODATAPERU. <https://www.agrodataperu.com/2021/02/aguacate-paltas-peru-exportacion-2021-enero.html>
- Ajila, C. M., Brar, S. K., Verma, M., Tyagi, R. D., Godbout, S., & Valéro, J. R. (2011). Extraction and Analysis of Polyphenols: Recent trends. *Critical Reviews in Biotechnology*, 31(3), 227–249. <https://doi.org/10.3109/07388551.2010.513677>
- Alara, Oluwaseun R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2018). Soxhlet extraction of phenolic compounds from *Vernonia cinerea* leaves and its antioxidant activity. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 11(September), 12–17. <https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2018.07.003>
- Alara, Oluwaseun Ruth, Abdurahman, N. H., & Olalere, O. A. (2018). Optimization of microwave-assisted extraction of flavonoids and antioxidants from *Vernonia amygdalina* leaf using response surface methodology. *Food and Bioproducts Processing*, 107, 36–48. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2017.10.007>
- Alkhalaf, M. I., Alansari, W. S., Ibrahim, E. A., & ELhalwagy, M. E. A. (2019). Antioxidant, anti-inflammatory and anti-cancer activities of avocado (*Persea americana*) fruit and seed extract. *Journal of King Saud University - Science*, 31(4), 1358–1362. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2018.10.010>
- Alupului, A., Călinescu, I., & Lavric, V. (2012). Microwave Extraction of active principles from medicinal plants. *UPB Scientific Bulletin, Series B: Chemistry and Materials Science*, 74(2), 129–142.
- Araujo, R. G., Rodríguez-Jasso, R. M., Ruíz, H. A., Govea-Salas, M., Pintado, M., & Aguilar, C. N. (2021). Recovery of bioactive components from avocado peels using microwave-assisted extraction. *Food and Bioproducts Processing*, 127, 152–161. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2021.02.015>
- Araújo, R. G., Rodriguez-Jasso, R. M., Ruiz, H. A., Govea-Salas, M., Pintado, M. E., & Aguilar, C. N. (2020). Process optimization of microwave-assisted extraction of bioactive molecules from avocado seeds. *Industrial Crops and Products*, 154(May), 112623. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112623>
- Ashokkumar, M. (2015). Applications of ultrasound in food and bioprocessing. *Ultrasonics Sonochemistry*, 25(1), 17–23. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2014.08.012>
- Ayala-Zavala, J. F., Vega-Vega, V., Rosas-Domínguez, C., Palafox-Carlos, H., Villa-Rodríguez, J. A., Siddiqui, M. W., Dávila-Aviña, J. E., & González-Aguilar, G. A. (2011). Agro-industrial potential of exotic fruit byproducts as a source of food additives. *Food Research International*, 44(7), 1866–1874. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.021>
- Azmir, J., Zaidul, I. S. M., Rahman, M. M., Sharif, K. M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M. H. A., Ghafoor, K., Norulaini, N. A. N., & Omar, A. K. M. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117(4), 426–436.



- <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>
- Babiker, E. E., Mohamed Ahmed, I. A., Uslu, N., Özcan, M. M., Al Juhaimi, F., Ghafoor, K., & Almusallam, I. A. (2021). Influence of drying methods on bioactive properties, fatty acids and phenolic compounds of different parts of ripe and unripe avocado fruits. *Journal of Oleo Science*, 70(4), 589–598. <https://doi.org/10.5650/jos.ess20343>
- Bezuneh, T. T., & Kebede, E. M. (2015). UV - Visible Spectrophotometric Quantification of Total Polyphenol in Selected Fruits. *International Journal of Nutrition and Food Sciences*, 4(3), 397. <https://doi.org/10.11648/j.ijnfs.20150403.28>
- Bulut, O., Akin, D., Sönmez, Ç., Öktem, A., Yücel, M., & Öktem, H. A. (2019). Phenolic compounds, carotenoids, and antioxidant capacities of a thermo-tolerant *Scenedesmus* sp. (Chlorophyta) extracted with different solvents. *Journal of Applied Phycology*, 31(3), 1675–1683. <https://doi.org/10.1007/s10811-018-1726-5>
- Calderón-Oliver, M., Escalona-Buendía, H. B., Medina-Campos, O. N., Pedraza-Chaverri, J., Pedroza-Islas, R., & Ponce-Alquicira, E. (2016). Optimization of the antioxidant and antimicrobial response of the combined effect of nisin and avocado byproducts. *LWT - Food Science and Technology*, 65, 46–52. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.07.048>
- 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. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2011.07.040>
- Cid-Pérez, T., Hernández-Carranza, P., Ochoa-Velasco, C. E., Ruiz López, I. I., Nevárez-Moorillón, G., & Ávila-Sosa, R. (2021). Avocado seeds (*Persea americana* cv. Criollo sp.): Lipophilic compounds profile and biological activities. *Saudi Journal of Biological Sciences*, xxx. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.02.087>
- Cravotto, G., Boffa, L., Mantegna, S., Perego, P., Avogadro, M., & Cintas, P. (2008). Improved extraction of vegetable oils under high-intensity ultrasound and/or microwaves. *Ultrasonics Sonochemistry*, 15(5), 898–902. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2007.10.009>
- D'Ambrosio, S. M., Han, C., Pan, L., Douglas Kinghorn, A., & Ding, H. (2011). Aliphatic acetogenin constituents of avocado fruits inhibit human oral cancer cell proliferation by targeting the EGFR/RAS/RAF/MEK/ERK1/2 pathway. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 409(3), 465–469. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2011.05.027>
- De la Calle, I., & Costas-Rodríguez, M. (2017). Microwaves for Greener Extraction. In *The Application of Green Solvents in Separation Processes*. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-805297-6.00009-7>
- De la Rosa, L. A., Moreno-Escamilla, J. O., Rodrigo-García, J., & Alvarez-Parrilla, E. (2018). Phenolic compounds. In *Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables*. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813278-4.00012-9>
- Deng, G. F., Shen, C., Xu, X. R., Kuang, R. D., Guo, Y. J., Zeng, L. S., Gao, L. L., Lin, X., Xie, J. F., Xia, E. Q., Li, S., Wu, S., Chen, F., Ling, W. H., & Li, H. Bin. (2012). Potential of fruit wastes as natural resources of bioactive compounds. *International Journal of Molecular Sciences*, 13(7), 8308–8323. <https://doi.org/10.3390/ijms13078308>
- Dias, P. G. I., Sajiwanie, J. W. A., & Rathnayaka, R. M. U. S. K. (2020). Chemical Composition, Physicochemical and Technological Properties of Selected Fruit Peels as a Potential Food Source. *International Journal of Fruit Science*, 20(S2), S240–S251.

- <https://doi.org/10.1080/15538362.2020.1717402>
- Domínguez, M. P., Araus, K., Bonert, P., Sánchez, F., San Miguel, G., & Toledo, M. (2016). The Avocado and Its Waste: An Approach of Fuel Potential/Application. *Handbook of Environmental Chemistry*, 34(699), 199–223. <https://doi.org/10.1007/698-2014-291>
- Dunford, N. T., Irmak, S., & Jonnala, R. (2010). Pressurised solvent extraction of policosanol from wheat straw, germ and bran. *Food Chemistry*, 119(3), 1246–1249. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.07.039>
- Esclapez, M. D., García-Pérez, J. V., Mulet, A., & Cárcel, J. A. (2011). Ultrasound-Assisted Extraction of Natural Products. *Food Engineering Reviews*, 3(2), 108–120. <https://doi.org/10.1007/s12393-011-9036-6>
- Figuroa, J. G., Borrás-Linares, I., Del Pino-García, R., Curiel, J. A., Lozano-Sánchez, J., & Segura-Carretero, A. (2021). Functional ingredient from avocado peel: Microwave-assisted extraction, characterization and potential applications for the food industry. *Food Chemistry*, 352(January). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.129300>
- Figuroa, J. G., Borrás-Linares, I., Lozano-Sánchez, J., & Segura-Carretero, A. (2018a). Comprehensive characterization of phenolic and other polar compounds in the seed and seed coat of avocado by HPLC-DAD-ESI-QTOF-MS. *Food Research International*, 105, 752–763. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.11.082>
- Figuroa, J. G., Borrás-Linares, I., Lozano-Sánchez, J., Quirantes-Piné, R., & Segura-Carretero, A. (2018b). Optimization of drying process and pressurized liquid extraction for recovery of bioactive compounds from avocado peel by-product. *Electrophoresis*, 39(15), 1908–1916. <https://doi.org/10.1002/elps.201700379>
- Figuroa, J. G., Borrás-Linares, I., Lozano-Sánchez, J., & Segura-Carretero, A. (2017). Comprehensive identification of bioactive compounds of avocado peel by liquid chromatography coupled to ultra-high-definition accurate-mass Q-TOF. *Food Chemistry*, 245(November), 707–716. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.12.011>
- García-Salas, P., Morales-Soto, A., Segura-Carretero, A., & Fernández-Gutiérrez, A. (2010). Phenolic-compound-extraction systems for fruit and vegetable samples. *Molecules*, 15(12), 8813–8826. <https://doi.org/10.3390/molecules15128813>
- Giacometti, J., Bursać Kovačević, D., Putnik, P., Gabrić, D., Bilušić, T., Krešić, G., Stulić, V., Barba, F. J., Chemat, F., Barbosa-Cánovas, G., & Režek Jambrak, A. (2018). Extraction of bioactive compounds and essential oils from mediterranean herbs by conventional and green innovative techniques: A review. *Food Research International*, 113, 245–262. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.06.036>
- Gill, B. S., Navgeet, & Qiu, F. (2019). Technologies for extraction and production of bioactive compounds. In *Biotechnological Production of Bioactive Compounds*. Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-64323-0.00001-1>
- Gómez, F., Peirósánchez, S., Iradi, M. G. G., Azman, N. A. M., & Almajano, M. P. (2014). Avocado seeds: Extraction optimization and possible use as antioxidant in food. *Antioxidants*, 3(2), 439–454. <https://doi.org/10.3390/antiox3020439>
- Joana Gil-Chávez, G., Villa, J. A., Fernando Ayala-Zavala, J., Basilio Heredia, J., Sepulveda, D., Yahia, E. M., & González-Aguilar, G. A. (2013). Technologies for Extraction and Production of Bioactive Compounds to be Used as Nutraceuticals and Food Ingredients: An Overview. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 12(1), 5–23. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12005>
- Kamaraj, M., Dhana Rangesh Kumar, V., Nithya, T. G., & Danya, U. (2019). Assessment

- of Antioxidant, Antibacterial Activity and Phytoactive Compounds of Aqueous Extracts of Avocado Fruit Peel from Ethiopia. *International Journal of Peptide Research and Therapeutics*, 0123456789. <https://doi.org/10.1007/s10989-019-09965-6>
- Kosińska, A., Karamać, M., Estrella, I., Hernández, T., Bartolomé, B., & Dykes, G. A. (2012). Phenolic compound profiles and antioxidant capacity of persea americana mill. peels and seeds of two varieties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60(18), 4613–4619. <https://doi.org/10.1021/jf300090p>
- López-Cobo, A., Gómez-Caravaca, A. M., Pasini, F., Caboni, M. F., Segura-Carretero, A., & Fernández-Gutiérrez, A. (2016). HPLC-DAD-ESI-QTOF-MS and HPLC-FLD-MS as valuable tools for the determination of phenolic and other polar compounds in the edible part and by-products of avocado. *LWT - Food Science and Technology*, 73, 505–513. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2016.06.049>
- Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2004). Polyphenols: Food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, 79(5), 727–747. <https://doi.org/10.1093/ajcn/79.5.727>
- Maroun, R. G., Rajha, H. N., El Darra, N., El Kantar, S., Chacar, S., Debs, E., Vorobiev, E., & Louka, N. (2018). Emerging technologies for the extraction of polyphenols from natural sources. In *Polyphenols: Properties, Recovery, and Applications*. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813572-3.00008-7>
- Mason, T. J., & Lorimer, J. P. (2002). *Applied Sonochemistry: The Uses of Power Ultrasound in Chemistry and Processing* (Vol. 0).
- Melgar, B., Dias, M. I., Ciric, A., Sokovic, M., Garcia-Castello, E. M., Rodriguez-Lopez, A. D., Barros, L., & Ferreira, I. C. R. F. (2018). Bioactive characterization of Persea americana Mill. by-products: A rich source of inherent antioxidants. *Industrial Crops and Products*, 111(June 2017), 212–218. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.10.024>
- Morais, D. R., Rotta, E. M., Sargi, S. C., Schmidt, E. M., Bonafe, E. G., Eberlin, M. N., Sawaya, A. C. H. F., & Visentainer, J. V. (2015). Antioxidant activity, phenolics and UPLC-ESI(-)-MS of extracts from different tropical fruits parts and processed peels. *Food Research International*, 77, 392–399. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.08.036>
- Mustafa, A., & Turner, C. (2011). Pressurized liquid extraction as a green approach in food and herbal plants extraction: A review. *Analytica Chimica Acta*, 703(1), 8–18. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2011.07.018>
- Pahua-Ramos, M. E., Ortiz-Moreno, A., Chamorro-Cevallos, G., Hernández-Navarro, M. D., Garduño-Siciliano, L., Necochea-Mondragón, H., & Hernández-Ortega, M. (2012). Hypolipidemic Effect of Avocado (Persea americana Mill) Seed in a Hypercholesterolemic Mouse Model. *Plant Foods for Human Nutrition*, 67(1), 10–16. <https://doi.org/10.1007/s11130-012-0280-6>
- Panja, P. (2018). Green extraction methods of food polyphenols from vegetable materials. *Current Opinion in Food Science*, 23, 173–182. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2017.11.012>
- Pereira, D. T. V., Tarone, A. G., Cazarin, C. B. B., Barbero, G. F., & Martínez, J. (2019). Pressurized liquid extraction of bioactive compounds from grape marc. *Journal of Food Engineering*, 240, 105–113. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2018.07.019>
- Pérez-Larrán, P., Torres, M. D., Flórez-Fernández, N., Balboa, E. M., Moure, A., & Domínguez, H. (2019). Green technologies for cascade extraction of Sargassum

- muticum bioactives. *Journal of Applied Phycology*, 31(4), 2481–2495.  
<https://doi.org/10.1007/s10811-018-1725-6>
- Raymond Chia, T. W., & Dykes, G. A. (2010). Antimicrobial activity of crude epicarp and seed extracts from mature avocado fruit (*Persea americana*) of three cultivars. *Pharmaceutical Biology*, 48(7), 753–756.  
<https://doi.org/10.3109/13880200903273922>
- Rodríguez-Carpena, J. G., Morcuende, D., & Estévez, M. (2011a). Avocado by-products as inhibitors of color deterioration and lipid and protein oxidation in raw porcine patties subjected to chilled storage. *Meat Science*, 89(2), 166–173.  
<https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2011.04.013>
- Rodríguez-Carpena, J.G., Morcuende, D., Andrade, M. J., Kylli, P., & Estevez, M. (2011b). Avocado (*Persea americana* Mill.) phenolics, in vitro antioxidant and antimicrobial activities, and inhibition of lipid and protein oxidation in porcine patties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(10), 5625–5635.  
<https://doi.org/10.1021/jf1048832>
- Rodríguez, I., Cámara-Martos, F., Flores, J. M., & Serrano, S. (2019). Spanish avocado (*Persea americana* Mill.)honey: Authentication based on its composition criteria, mineral content and sensory attributes. *Lwt*, 111(May), 561–572.  
<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2019.05.068>
- Rosero, J. C., Cruz, S., Osorio, C., & Hurtado, N. (2019). Analysis of Phenolic Composition of Byproducts (Seeds and Peels) of Avocado (*Persea americana* Mill.) Cultivated in Colombia. *Molecules*, 24(17).  
<https://doi.org/10.3390/molecules24173209>
- Rotta, E. M., de Moraes, D. R., Biondo, P. B. F., dos Santos, V. J., Matsushita, M., & Visentainer, J. V. (2016). Uso da casca do abacate (*Persea americana*)na formulação de chá: Um produto funcional contendo compostos fenólicos e atividade antioxidante. *Acta Scientiarum - Technology*, 38(1), 23–29.  
<https://doi.org/10.4025/actascitechnol.v38i1.27397>
- Saavedra, J., Córdova, A., Navarro, R., Díaz-Calderón, P., Fuentealba, C., Astudillo-Castro, C., Toledo, L., Enrione, J., & Galvez, L. (2017). Industrial avocado waste: Functional compounds preservation by convective drying process. *Journal of Food Engineering*, 198, 81–90. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2016.11.018>
- Safdar, M. N., Kausar, T., & Nadeem, M. (2017). Comparison of Ultrasound and Maceration Techniques for the Extraction of Polyphenols from the Mango Peel. *Journal of Food Processing and Preservation*, 41(4).  
<https://doi.org/10.1111/jfpp.13028>
- Sagar, N. A., Pareek, S., Sharma, S., Yahia, E. M., & Lobo, M. G. (2018). Fruit and Vegetable Waste: Bioactive Compounds, Their Extraction, and Possible Utilization. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 17(3), 512–531.  
<https://doi.org/10.1111/1541-4337.12330>
- Segovia, F. J., Hidalgo, G. I., Villasante, J., Ramis, X., & Almajano, M. P. (2018). Avocado seed: A comparative study of antioxidant content and capacity in protecting oil models from oxidation. *Molecules*, 23(10).  
<https://doi.org/10.3390/molecules23102421>
- Shi, D., Xu, W., Balan, P., Wong, M., Chen, W., & Popovich, D. G. (2021). In Vitro Antioxidant Properties of New Zealand Hass Avocado Byproduct (Peel and Seed) Fractions. *ACS Food Science & Technology*.

- <https://doi.org/10.1021/acsfoodscitech.0c00018>
- Socrier, L., Quéro, A., Verdu, M., Song, Y., Molinié, R., Mathiron, D., Pilard, S., Mesnard, F., & Morandat, S. (2019). Flax phenolic compounds as inhibitors of lipid oxidation: Elucidation of their mechanisms of action. *Food Chemistry*, *274*, 651–658. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.08.126>
- Soong, Y. Y., & Barlow, P. J. (2004). Antioxidant activity and phenolic content of selected fruit seeds. *Food Chemistry*, *88*(3), 411–417. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.02.003>
- Stalikas, C. D. (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of Separation Science*, *30*(18), 3268–3295. <https://doi.org/10.1002/jssc.200700261>
- Toma, M., Vinatoru, M., Paniwnyk, L., & Mason, T. J. (2001). Investigation of the effects of ultrasound on vegetal tissues during solvent extraction. *Ultrasonics Sonochemistry*, *8*(2), 137–142. [https://doi.org/10.1016/S1350-4177\(00\)00033-X](https://doi.org/10.1016/S1350-4177(00)00033-X)
- Tremocoldi, M. A., Rosalen, P. L., Franchin, M., Massarioli, A. P., Denny, C., Daiuto, É. R., Paschoal, J. A. R., Melo, P. S., & De Alencar, S. M. (2018). Exploration of avocado by-products as natural sources of bioactive compounds. *PLoS ONE*, *13*(2), 1–12. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0192577>
- Trujillo-Mayol, I., Céspedes-Acuña, C., Silva, F. L., & Alarcón-Enos, J. (2019). Improvement of the polyphenol extraction from avocado peel by assisted ultrasound and microwaves. *Journal of Food Process Engineering*, *42*(6), 1–11. <https://doi.org/10.1111/jfpe.13197>
- Vinha, A. F., Moreira, J., & Barreira, S. V. P. (2013). Physicochemical Parameters, Phytochemical Composition and Antioxidant Activity of the Algarvian Avocado (*Persea americana* Mill.). *Journal of Agricultural Science*, *5*(12), 100–109. <https://doi.org/10.5539/jas.v5n12p100>
- Wang, W., Bostic, T. R., & Gu, L. (2010). Antioxidant capacities, procyanidins and pigments in avocados of different strains and cultivars. *Food Chemistry*, *122*(4), 1193–1198. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.03.114>
- Weremfo, A., Adulley, F., & Adarkwah-Yiadom, M. (2020). Simultaneous Optimization of Microwave-Assisted Extraction of Phenolic Compounds and Antioxidant Activity of Avocado (*Persea americana* Mill.) Seeds Using Response Surface Methodology. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*, *2020*. <https://doi.org/10.1155/2020/7541927>
- Wu, G., Chang, C., Hong, C., Zhang, H., Huang, J., Jin, Q., & Wang, X. (2019). Phenolic compounds as stabilizers of oils and antioxidative mechanisms under frying conditions: A comprehensive review. *Trends in Food Science and Technology*, *92*(July), 33–45. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.07.043>
- Xi, J. (2017). Ultrahigh pressure extraction of bioactive compounds from plants—A review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *57*(6), 1097–1106. <https://doi.org/10.1080/10408398.2013.874327>
- Zhang, J., Zhang, C., Chen, X., & Quek, S. Y. (2020). Effect of spray drying on phenolic compounds of cranberry juice and their stability during storage. *Journal of Food Engineering*, *269*, 109744. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2019.109744>
- Zhang, Q. W., Lin, L. G., & Ye, W. C. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products: A comprehensive review. *Chinese Medicine (United Kingdom)*, *13*(1), 1–26. <https://doi.org/10.1186/s13020-018-0177-x>

Zhao, C. N., Zhang, J. J., Li, Y., Meng, X., & Li, H. Bin. (2018). Microwave-assisted extraction of phenolic compounds from melastoma sanguineum fruit: Optimization and identification. *Molecules*, 23(10). <https://doi.org/10.3390/molecules23102498>