



Caracterización físico-química del aceite de semillas de granada, níspero, papaya, guaba y uvilla: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería.

Guevara Yopez, Keylee Arianna

Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Trabajo de Unidad de Integración Curricular, previo a la obtención del título de Petroquímico

Ing. Sayavedra Delgado, Jonathan Javier

25 de Agosto del 2023

Latacunga - Ecuador

Reporte de verificación



TESIS KEYLEE GUEVARA .pdf

Scan details

Scan time:
August 25th, 2023 at 17:14 UTC

Total Pages:
71

Total Words:
17727



JONATHAN JAVIER
SAYAVEDRA DELGADO

Plagiarism Detection



Types of plagiarism		Words
Identical	0%	0
Minor Changes	0%	0
Paraphrased	3.7%	660
Omitted Words	19.8%	3505

AI Content Detection



Text coverage
 AI text
 Human text

🔍 Plagiarism Results: (10)

<p>ugarte-espinoza-pedro-pablo.pdf?sequence=1&isAll... 0.9%</p> <p>https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500... UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO...</p>
<p>TFM_Fuentes_Pablo_2020.pdf?sequence=1&isAllowe... 0.6%</p> <p>https://rodin.uca.es/bitstream/handle/10498/22384/tfm_fue... Pablo Fuentes Soriano CURSO 2018-2019 DETERMINACIÓN DE ÁCIDOS GRASOS POR CROMATOGRAFÍA DE GASES PARA LA DIFERENCIACIÓN DE NUECES (JUGLAN...</p>
<p>Contenido de ácidos grasos, propiedades fisicoquím... 0.6%</p> <p>http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s... Servicios Personalizados Revista SciELO Analytics Google Scholar H5M5 ...</p>

Ing. Sayavedra Delgado, Jonathan Javier. Msc
C.C.:0502865850



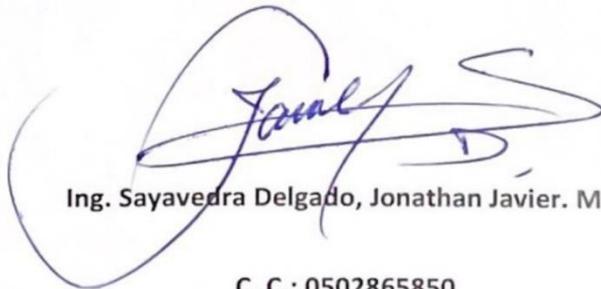
Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Certificación

Certifico que el trabajo de unidad de integración curricular: **“Caracterización físico-química del aceite de semillas de granada, níspero, papaya, guaba, uvilla: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería”** fue realizado por la señora Guevara Yopez, **Keylee Arianna** el mismo que cumple con los requisitos legales, teóricos, científicos, técnicos y metodológicos establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, además fue revisado y analizado en su totalidad por la herramienta de prevención y/o verificación de similitud de contenidos; razón por la cual me permito acreditar y autorizar para que se lo sustente públicamente.

Latacunga 25 de agosto del 2023



Ing. Sayavedra Delgado, Jonathan Javier. Msc

C. C.: 0502865850



Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Responsabilidad de autoría

Yo, **Guevara Yopez, Keylee Arianna** con cédula de ciudadanía n.º 1759037730, declaro que el contenido, ideas y criterios del trabajo de unidad de integración curricular: **“Caracterización físico-química del aceite de semillas de granada, níspero, papaya, guaba y uvilla: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería”** es de mi autoría y responsabilidad, cumpliendo con los requisitos legales, teóricos, científicos, técnicos, y metodológicos establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, respetando los derechos intelectuales de terceros y referenciando las citas bibliográficas.

Latacunga 25 de agosto del 2023

Guevara Yopez, Keylee Arianna

C.C.: 1759037730



Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Autorización de publicación

Yo **Guevara Yopez, Keylee Arianna**, con cédula de ciudadanía n.º 1759037730, autorizo a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE publicar el trabajo de unidad de integración curricular: **“Caracterización físico-química del aceite de semillas de granada, níspero, papaya, guaba y uvilla: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería”** en el Repositorio Institucional, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi responsabilidad.

Latacunga 25 de agosto del 2023



Guevara Yopez, Keylee Arianna

C.C.: 1759037730

Dedicatoria

Este trabajo de investigación va dedicado a mi familia, principalmente a mi madre a quien amo con todo mi ser, que ha estado a mi lado apoyándome en cada etapa de mi vida, alentándome cada día a continuar, que lo ha dado todo por mí y que es mi gran ejemplo a seguir.

A mis hermanos, Carlos Miguel y Carlos Eduardo, los cuales han sido mis mentores, que me han ensañado a luchar y me han demostrado como levantarme de cada caída. Que han sido mis cómplices en cada una de mis aventuras. Mi apoyo incondicional y mi mayor inspiración.

A mi padre, que, aunque este lejos de mí jamás ha dejado de amarme y apoyarme en cada una de mis decisiones.

A mi abuela, que, aunque ya no está conmigo, me acompaña día a día protegiéndome y dándome ánimos cuando no tengo fuerzas. Te amaré por siempre.

A mi sobrina Mía, que ha sido un rayito de felicidad en mi vida.

Y por último y no menos importante, va dedicada a mí misma, porque llegue a pensar que no podría lograrlo, y quise rendirme más de una vez, pero seguí luchando y finalmente lo logré.

Agradecimientos

Le agradezco con todas mis fuerzas a mi madre por dejarlo todo por mí, por enseñarme a ser fuerte, por ser mi cómplice, por sus abrazos que aliviaban mis peores días, por ser inspiración.

A Carlos Eduardo, por ayudarme a lograr esta meta, por ser mi mejor amigo, escucharme y darme los mejores consejos, por estar siempre a mi lado, por ser el mejor hermano del medio.

A Carlos Miguel, por siempre creer en mí cuando yo no podía, por apoyarme cada día de este trayecto, por ser el mejor hermano mayor.

A Ammy, por ser mi roomie favorita y una gran amiga, por estar a mi lado a lo largo de mi carrera, acompañándome en las buenas y en las malas, escuchando mis dramas y alentándome a seguir adelante cuando no podía más y sobre todo por alegrar mis días con su compañía.

A Kira y a Katy por hacer más fácil los últimos semestres llenándolos de risas y hermosos momentos.

Al Ing. Javier Sayavedra por ser un gran docente, donde además de lo académico me ha enseñado a ser una mejor persona, me ha enseñado lo importante que es valorar las oportunidades, le agradezco por su paciencia y su dedicación al trabajo, y sobre todo por darme la dicha de tenerlo como tutor.

Al Dr. Román, por considerarme para este tema de tesis, por cada una de sus palabras las cuales fueron un aprendizaje en mi vida, por dedicarle tanto tiempo y esfuerzo a la carrera de Petroquímica.

A Verónica y Alejandra, por ser mis mejores amigas, por estar siempre ahí para escucharme y apoyarme a pesar de la distancia.

Gracias a todos los que me ayudaron a hacer esto posible.

ÍNDICE DE CONTENIDO

Carátula.....	1
Reporte de verificación	2
Certificación	3
Responsabilidad y autoría	3
Autorización de publicación	5
Dedicatoria.....	6
Agradecimientos.....	7
Índice de contenido	8
Índice de tablas.....	13
Índice de figuras.....	15
Índice de ecuaciones	17
Índice de abreviaturas.....	18
Resumen	20
Abstract.....	21
Capítulo I: Generalidades	22
Introducción.....	22
Justificación e importancia	23
Alcance	23
Objetivos	24
<i>Objetivo general.....</i>	24
<i>Objetivos específicos.....</i>	24
Hipótesis.....	25
Variables de investigación	25

<i>Variable dependiente</i>	25
<i>Variable independiente</i>	25
Capítulo II: Marco teórico.....	26
Residuos agroindustriales y su valoración	26
<i>Definición y características de los residuos agroindustriales</i>	26
<i>Importancia de la valorización de los residuos agroindustriales</i>	26
Frutas nacionales	27
Granada.....	27
Níspero	29
Papaya.....	31
Guaba	32
Uvilla	33
Aceites vegetales	34
<i>Definición</i>	34
<i>Ácidos grasos</i>	35
<i>Acilgliceroles</i>	37
<i>Esteroles</i>	37
<i>Ceras</i>	38
<i>Fosfoacilgliceroles</i>	38
<i>Lipocromos</i>	38
<i>Métodos de extracción de aceites vegetales</i>	39
Caracterización fisicoquímica de los aceites vegetales	43
<i>Densidad relativa</i>	43
<i>Índice de yodo</i>	43

<i>Acidez</i>	44
<i>Pérdida de peso por calentamiento</i>	44
<i>Índice de saponificación</i>	44
<i>Material insaponificable</i>	45
<i>Índice de refracción</i>	45
<i>Rancidez</i>	45
<i>Índice de peróxido</i>	45
Aplicaciones potenciales de los aceites de semillas en diferentes industrias.....	46
Análisis químico	46
<i>Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)</i>	46
<i>Cromatografía de gases acoplado a espectrómetro de masas (GC-MS)</i>	47
Capítulo III: Metodología.....	48
Equipos	48
Materia prima	48
Materiales	48
Reactivos	49
Recolección de materia prima.....	50
Tratamiento físico de la muestra	50
Acondicionamiento de la muestra.....	50
Extracción de aceites esenciales por medio del prensado al frío.....	51
Extracción de aceites esenciales por medio Soxhlet.....	52
Caracterización de aceites esenciales	53
<i>Determinación densidad relativa (NTE INEN 0035:2012)</i>	53
<i>Determinación de índice de yodo (ISO 3961: 2018)</i>	53

<i>Determinación de acidez (ISO 660:2020)</i>	54
<i>Determinación de pérdida de peso por calentamiento (ISO 660:2020)</i>	55
<i>Determinación de índice de saponificación (ISO 3657:2020)</i>	56
<i>Determinación de material insaponificable (ISO 18609:2000)</i>	57
<i>Determinación de Índice de refracción (ISO 6320:2017)</i>	58
<i>Determinación de rancidez (NTE INEN 45)</i>	58
<i>Determinación de índice de peróxido (NTE INEN-ISO 277 3960)</i>	58
Rendimiento	59
Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR).....	59
Determinación de contenidos de ácidos grasos en los aceites vegetales.....	60
Capítulo IV: Resultados y discusión.....	62
Obtención y tratamiento de materia prima	62
Cuantificación y rendimiento del contenido total de aceites	63
Análisis espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)	66
Contenido de ácidos grasos en los aceites vegetales.....	71
Análisis de caracterización de aceites.....	77
<i>Densidad relativa (NTE INEN 0035:2012)</i>	77
<i>Índice de yodo</i>	78
<i>Índice de acidez (ISO 660:2020)</i>	78
<i>Humedad (ISO 660:2020)</i>	80
<i>Índice de saponificación</i>	80
<i>Material insaponificable</i>	81
<i>Índice de refracción</i>	82
<i>Rancidez</i>	83

<i>Índice de peróxido</i>	83
Capítulo V: Conclusiones y recomendaciones	85
Conclusiones	85
Recomendaciones	87
Bibliografía	88
Anexos	96

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 <i>Clasificación taxonómica de la granada</i>	28
Tabla 2 <i>Clasificación taxonómica del níspero</i>	30
Tabla 3 <i>Clasificación taxonómica de la papaya</i>	31
Tabla 4 <i>Clasificación taxonómica de la guaba</i>	32
Tabla 5 <i>Clasificación taxonómica de la uvilla</i>	33
Tabla 6 <i>Condiciones del equipo de GS-MS</i>	60
Tabla 7 <i>Cantidad de semilla obtenida por fruta</i>	62
Tabla 8 <i>Cuantificación del contenido de aceite por medio de extracción por prensado y Soxhlet</i>	65
Tabla 9 <i>Rendimiento del aceite para método de prensado y Soxhlet</i>	66
Tabla 10 <i>Asignaciones de bandas IR a sus respectivas longitudes de onda</i>	67
Tabla 11 <i>Picos característicos de los aceites de semilla extraídos</i>	67
Tabla 12 <i>Estructura y nombre de los ácidos grasos presentes en los cromatogramas</i>	73
Tabla 13 <i>Composición de ácidos grasos en el aceite de semilla de papaya (M1)</i>	74
Tabla 14 <i>Composición de ácidos grasos en el aceite de semilla de uvilla</i>	75
Tabla 15 <i>Composición de ácidos grasos en el aceite de semilla de granada</i>	76
Tabla 16 <i>Resultados de la caracterización de densidad relativa</i>	77
Tabla 17 <i>Resultados de la caracterización del índice de yodo</i>	78
Tabla 18 <i>Resultados de la caracterización del índice de acidez</i>	78
Tabla 19 <i>Resultados de la caracterización de humedad</i>	80
Tabla 20 <i>Resultados de la caracterización del índice de saponificación</i>	81
Tabla 21 <i>Resultados de la caracterización del material insaponificable</i>	82
Tabla 22 <i>Resultados de la caracterización del índice de refracción</i>	83
Tabla 23 <i>Resultados de la caracterización de rancidez</i>	83

Tabla 24 <i>Resultados de la caracterización del índice de peróxido</i>	84
--	----

ÍNDICE DE FIGURA

Figura 1 Estructura de la granada	29
Figura 2 Níspero maduro en árbol	30
Figura 3 Fruta de papaya y estructura de la semilla.....	32
Figura 4 Fruta uvilla rodeada por su cáliz de hojas y dividida en la mitad	34
Figura 5 Estructura del ácido palmítico y esteárico	35
Figura 6 Estructura del ácido oleico	36
Figura 7 Estructura de ácido linolénico	37
Figura 8 Prensa en frío Expeller	39
Figura 9 Diagrama del método de Soxhlet.....	40
Figura 10 Extracción con solvente asistida por ultrasonido.....	41
Figura 11 Diagrama de la extracción con solvente asistida por microondas	42
Figura 12 Diagrama de operaciones para la extracción de aceites de semilla mediante prensa-Expeller .	51
Figura 13 Diagrama de operaciones para la extracción de aceites de semilla general.....	52
Figura 14 Cromatógrafo de gases Clarus 680 marca PerkinElmer	60
Figura 15 Muestra de Supelco 37 Component FAME Mix.....	61
Figura 16 Aceites de papaya, uvilla y granada extraídos en prensado al frío	63
Figura 17 Extracción por Soxhlet de la semilla de níspero	64
Figura 18 Recuperación de éter de petróleo mediante rotavapor.....	65
Figura 19 Peso de aceite de semilla de níspero extraído por Soxhlet	66
Figura 20 Espectro FTIR del aceite de semilla de papaya en el intervalo de 4000-500 cm^{-1}	68
Figura 21 Espectro FTIR del aceite de semilla de uvilla en el intervalo de 4000-500 cm^{-1}	69
Figura 22 Espectro FTIR del aceite de semilla de granada en el intervalo de 4000-500 cm^{-1}	70
Figura 23 Espectro FTIR del aceite de semilla de níspero en el intervalo de 4000-500 cm^{-1}	71

Figura 24 <i>Preparación de las muestras antes y después de la transesterificación</i>	72
Figura 25 <i>Carrusel de muestras del GC-MS</i>	72
Figura 26 <i>Cromatograma del aceite de semilla de papaya</i>	73
Figura 27 <i>Cromatograma del aceite de semilla de uvilla</i>	74
Figura 28 <i>Cromatograma del aceite de semilla de granada</i>	76
Figura 29 <i>Equipo refractómetro</i>	82

ÍNDICE DE ECUACIONES

Ecuación 1 <i>Ecuación para la determinación de la densidad relativa</i>	53
Ecuación 2 <i>Ecuación para la determinación de índice de yodo</i>	54
Ecuación 3 <i>Ecuación para la determinación de acidez</i>	55
Ecuación 4 <i>Ecuación para la determinación de humedad</i>	55
Ecuación 5 <i>Ecuación para determinar la masa molecular relativa de los triacilglicerol</i> es	56
Ecuación 6 <i>Ecuación para determinar la masa molecular relativa de todos los triacilglicerol</i> es	56
Ecuación 7 <i>Ecuación para el cálculo del índice de saponificación</i>	57
Ecuación 8 <i>Ecuación para determinación de material insaponificable</i>	57
Ecuación 9 <i>Ecuación del valor de índice de peróxido</i>	59
Ecuación 10 <i>Ecuación para el cálculo del rendimiento</i>	59

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

PIB. Producto interno bruto.

BCE. Banco central del Ecuador.

INEN. Servicio Ecuatoriano de Normalización.

PUFAs. Ácidos grasos poliinsaturados.

UASE. Extracción con solvente asistida por ultrasonido.

MAE. Extracción asistida por microondas.

GC-MS. Cromatografía de gases-espectrometría de masas.

nm. Nanómetros.

FAMEs. Ésteres metílicos de ácidos grasos.

FTIR. Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier.

mL. Mililitros.

mm. Milímetros.

M. Molaridad.

N. Normalidad.

cm. Centímetros.

meq/ O₂ kg. Miliequivalentes de oxígeno activo por kilo.

g. Gramos.

kg. Kilogramos.

min. Minutos.

mg KOH/g. Miligramo de hidróxido de potasio que contiene un gramo de aceite.

Resumen

En el presente trabajo se determinaron las propiedades fisicoquímicas de los aceites de semillas de la granada, níspero, papaya, guaba y uvilla, de acuerdo con las normas INEN- ISO y mediante el uso del cromatografía de gases (GC) para la determinación de su perfil lipídico. La extracción de los aceites fue realizada mediante prensado en frío, con rendimientos de 6.19%, 7.95% y 8.64% para los aceites de granada, uvilla y papaya, respectivamente. Para el caso del níspero y la guaba se recurrió a la extracción por Soxhlet, con un rendimiento del 2.736% para la semilla del níspero y sin obtener aceite para la semilla de la guaba. Los valores de densidad relativa variaron desde 0.906 en papaya hasta 0.942 en granada. La acidez mostró un rango de 0.227 mg KOH/g en uvilla hasta 1.586 mgKOH/g en papaya. La ausencia de la rancidez y los bajos niveles de peróxidos en todos los aceites indicaron un buen grado de calidad y correcto procesamiento y almacenamiento. Los análisis del GC revelaron una concentración predominante de ácido oleico y linoleico en las muestras, con una composición de ácidos grasos insaturados que varió entre 83.56% y 96.90%. Los índices de yodo obtenidos fueron de 72.94, 141.90 y 98.05 g I₂ / 100 g para las muestras de papaya, uvilla y granada, respectivamente, evidenciando una correlación con los niveles de insaturación. Este estudio contribuye al conocimiento de la composición y propiedades de aceites de semillas poco exploradas y podría orientar la optimización de procesos para su producción y aplicaciones industriales.

Palabras clave: Aceites de semilla, caracterización fisicoquímica, Normas INEN-ISO, cromatografía de gases, ácidos grasos.

Abstract

In the present study, the physicochemical properties of seed oils from granada, níspero, papaya, guaba and uvilla were determined by INEN-ISO standards and through the use of gas chromatography for lipid profile determination. The extraction of the oils was carried out by cold pressing, obtaining yields of 6.195%, 7.953%, and 8.64% for granada, uvilla, and papaya oils, respectively. In the case of loquat and guaba, Soxhlet extraction was used, obtaining a yield of 2.73% for the loquat seed and no oil obtained for the guaba seed. Relative density values varied from 0.906 in papaya to 0.942 in granada. Acidity showed a range from 0.227 mg KOH/g in uvilla to 1.586 mgKOH/g in papaya. The absence of rancidity and the low levels of peroxides in all the oils indicated a good degree of quality and proper processing and storage. GC analyses revealed a predominant concentration of oleic and linoleic acids in the samples, with an unsaturated fatty acid composition varying between 83.56% and 96.90%. The iodine indices obtained were 72.94, 141.90, and 98.05 g I₂/100 g for the papaya, uvilla, and granada samples, respectively, evidencing a correlation with their levels of unsaturation. This study contributes to the understanding of the composition and properties of less explored seed oils and could guide the optimization of processes for their production and industrial applications.

Keywords: Seed oils, physicochemical characterization, INEN-ISO standards, gas chromatography, fatty acids.

Capítulo I

Generalidades

Introducción

En los últimos años, la gestión sostenible de los residuos agroindustriales ha creado una preocupación para los investigadores y profesionales de las industrias (Liew et al., 2017). Si los residuos agroindustriales se gestionan de una manera adecuada, estos pueden convertirse en una valiosa fuente de biomateriales, como lo son los aceites de semillas, los cuales son una de las materias primas renovables más utilizadas, por tanto, tienen una amplia gama de aplicaciones en diversas industrias (Zhang et al., 2017).

La valoración de los residuos agroindustriales como fuente de aceites podría llegar a reducir la dependencia de los aceites de origen fósil, reduciendo así el impacto medioambiental de la industria y también contribuiría a una economía circular (Lavenburg et al., 2021). Tras la extracción de la fruta, las semillas suelen desecharse como residuos, sin embargo, pueden ser una fuente muy importante de aceites con un gran potencial.

Pese a su gran potencial, la literatura ha proporcionado una visión limitada de las propiedades fisicoquímicas de estos aceites. Los estudios previos se han enfocado en gran medida en el perfil lipídico de los aceites de las frutas más comunes, como lo es las semillas de oliva y de uva (Delgado, 2019). Sin embargo, existe una ausencia de estudios que se centren específicamente en las semillas de guabas y níspero. Esta brecha en la literatura del país subraya la necesidad de una caracterización un poco más detallada de dichos aceites.

Este estudio propone abordar la investigación del potencial de residuos agroindustriales como fuente de aceites de semillas, a través de la extracción de aceites usando distintos métodos de extracción como prensado al frío y Soxhlet (Patel, 2019).

Justificación e importancia

En Ecuador la producción agrícola es de suma importancia, ya que contribuye con el 7.81% del Producto Interno Bruto (PIB), equivalente a 8.410,8 millones de dólares estadounidenses (Banco central del Ecuador (BCE), 2019), lo cual es beneficioso, puesto que proporciona empleo a un 38% de la población del país (FAO, 2021). Ecuador es conocido por su amplia diversidad en la producción de frutas, siendo así uno de los principales productores de papaya de América del Sur, con una producción anual de aproximadamente, 370000 toneladas (FAOSTAT, 2023).

A pesar de la alta producción de frutas, una gran parte de semillas se descartan como residuos, lo cual genera una gran cantidad considerable de biomasa residual de origen agroindustrial. Por otra parte, el mercado mundial de aceites de semilla se estimó en 16.8 mil millones de dólares americanos en 2021 y se espera un crecimiento con una tasa compuesta anual (CAGR) del 23.2% de 2022 al 2027 (Mordor Intelligence, 2022; OEC, 2021). El gran crecimiento de la demanda en los aceites de semillas se atribuye en parte a las diversas aplicaciones industriales, desde biorrefinería hasta producción de bioplásticos y bioenergía.

Dada la demanda anteriormente mencionada, hay una gran necesidad de explorar fuentes alternativas y sostenibles de aceites de semillas. Y las semillas de granada, níspero, papaya, guaba y uvilla pueden presentar un gran potencial significativo. Esta investigación busca llenar la brecha de la literatura actual mediante la caracterización fisicoquímica de los aceites de dichas semillas, lo cual podría ser la base para la exploración de diversas aplicaciones industriales y de biorrefinería.

Alcance

Los aceites de las semillas de granada, níspero, papaya, guaba y uvilla, una vez caracterizados, se pueden implementar en diversas aplicaciones industriales y de biorrefinería, los cuales incluyen la

producción de bioplásticos, bioenergía y materias primas para la fabricación de productos cosméticos y farmacéuticos (Eromosele & Eromosele, 1993).

Asimismo, el perfil lipídico de los aceites extraídos, una vez determinados mediante la cromatografía de gases, podría aportar información relevante sobre posibles aplicaciones nutricionales. En estudios anteriores, se ha demostrado que los aceites extraídos de semillas son una fuente significativa de ácidos grasos esenciales, los cuales tienen muchos beneficios para la salud (Wu et al., 2020).

El alcance de este estudio, por lo tanto, tiene implicaciones de gran importancia para el sector agrícola y para el industrial en Ecuador, potencialmente conduciendo a la creación de nuevos productos de gran valor agregado y a una gestión más sostenible de los residuos agroindustriales.

Objetivos

Objetivo general

Caracterizar las propiedades fisicoquímicas del aceite de semillas de Granada, Níspero, Papaya, Guaba, Uvilla: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería.

Objetivos específicos

Obtener aceites vegetales de las semillas de granada, níspero, papaya, guaba, y uvilla por el método de prensado en frío para la caracterización fisicoquímica.

Caracterizar las propiedades fisicoquímicas del aceite extraído de las semillas de granada, níspero, papaya, guaba, y uvilla, de acuerdo con las normas INEN correspondientes.

Obtener el perfil lipídico de los aceites extraídos de las semillas de granada, níspero, papaya, guaba, y uvilla mediante la técnica de cromatografía de gases para conocer la composición de ácidos grasos en los aceites.

Hipótesis

La caracterización fisicoquímica de los aceites extraídos de las semillas de granada, níspero, papaya, guaba y uvilla, utilizando métodos de extracción de prensado al frío y por solvente, mostrará propiedades importantes, las cuales servirán para encontrar un uso adecuado. Se espera que, al determinar aspectos como la densidad relativa, índice de yodo, acidez, humedad, índice de saponificación, materiales insaponificables, índice de refracción, rancidez y el índice de peróxido, se pueda obtener un perfil detallado de cada uno de los aceites. Dicha información permitirá la identificación de aplicaciones específicas dependiendo de sus características fisicoquímicas.

Variables de investigación

Variable dependiente

- Perfil lipídico
- Índice de yodo
- Índice de peróxido

Variable independiente

- Aceite de granada
- Aceite de níspero
- Aceite de papaya
- Aceite de guaba
- Aceite de uvilla

Capítulo II

Marco teórico

Residuos agroindustriales y su valoración

Definición y características de los residuos agroindustriales

Los residuos agroindustriales se definen como restos biológicos, los cuales se generan en los procesos agrícolas e industriales vinculados con la producción de alimentos y productos agrícolas. Estos residuos pueden ser considerados tanto de origen animal como vegetal, incluyendo desde materiales, como restos de cosechas y alimentos, hasta los desechos generados por animales (Kumar et al., 2017).

Las características de los desechos agroindustriales pueden variar mucho según el tipo de desecho. Sin embargo, la mayoría de las veces, estos desechos son abundantes en materia orgánica y pueden contener una variedad de nutrientes útiles, como nitrógeno, fósforo y potasio. (Kumar et al., 2017).

Cada año, la agroindustria ecuatoriana genera una cantidad significativa de desechos de origen vegetal y animal. Según una estimación, la agroindustria del país produce alrededor de 2200 millones de kilogramos de desechos al año. Estos desechos, que en su mayoría están compuestos por recursos lignocelulósicos o almidones, representan una oportunidad notable para la extracción de aceites a partir de las semillas de residuos. Desde la alimentación y la cosmética hasta la producción de biocombustibles, los aceites de semillas ofrecen un recurso versátil y ecológico, los cuales pueden abrir nuevos mercados y posibilidades de desarrollo económico (Riera et al., 2019).

Importancia de la valorización de los residuos agroindustriales

La valorización de los desechos agroindustriales es una estrategia importante para reducir su impacto ambiental y maximizar su potencial económico. Estos pueden convertirse en una fuente de energía renovable valiosa al producir biogás o bioetanol. También pueden utilizarse como materias

primas en una variedad de aplicaciones, como la fabricación de plásticos biodegradables, la producción de alimentos para animales y el desarrollo de productos químicos con valor agregado (Aguiar et al., 2022).

Así mismo, desempeñan un papel importante en la promoción de una economía circular en el sector agrícola e industrial, contribuyendo a reducir la dependencia de los combustibles fósiles y reduciendo el impacto ambiental de las actividades humanas (Aguiar et al., 2022).

Frutas nacionales

Ecuador es reconocido por su diversidad biológica, la cual se ve reflejada en la variedad de frutas que se cultivan y consumen a nivel nacional. En la región de la Costa se pueden encontrar frutas tropicales como la guanábana, mango y banano, mientras que, en la región de la Sierra, frutas como el tomate de árbol y la mora (FAOSTAT, 2023).

Otras frutas típicas en el país como lo son la guaba, granadilla y uvilla son menos conocidas internacionalmente, sin embargo, son valoradas localmente por su sabor único y su potencial en el ámbito nutricional. Por ejemplo, la uvilla es rica en vitamina C y es utilizada en la cocina tradicional como en la medicina popular (Thomás & Ortega, 2014).

Las políticas agrícolas en el país promueven el cultivo de las frutas, aumentando la producción sostenible creciente, impactando positivamente a la calidad de las frutas y creando nuevas oportunidades de mercado a nivel internacional (Willer et al., 2018).

Granada

La granada es una especie de árbol caducifolio de la familia *Lythraceae* que es conocida por su fruto distintivo (Rojas Rodríguez & Torres Córdoba, 2017). Su clasificación taxonómica se muestra en la Tabla 1 y aunque no proviene de Ecuador, se puede cultivar en varias partes del país. Se cultiva principalmente en las regiones subtropicales y tropicales de la Sierra en Ecuador, en particular en las

provincias de Azuay, Loja y Zamora Chinchipe. Las condiciones climáticas y edafológicas en estas áreas son adecuadas para su desarrollo, como una altitud moderada, temperaturas promedio y suelos bien drenados.

Tabla 1

Clasificación taxonómica de la granada

Taxonomía	
Nombre científico	<i>Punica granatum L.</i>
Nombre común	Granada
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Myrtales
Familia	Lythraceae
Género	Punica
Especie	<i>Punica granatum</i>

Nota. Adaptado de *Árboles del Valle Central de Costa Rica: reproducción Granada (Punica granatum L)*, de (p.84), por F. Rojas y G. Torres, 2017, Revista Forestal Mesoamericana Kurú, 14(35).

La granada es una fruta que crece en un arbusto o pequeño árbol de hasta 5 a 8 m de altura. Este árbol es famoso por resistir la sequía y vivir muchos años. Sus hojas son opuestas o subopuestas, de color verde oscuro y brillantes. Las flores tienen tres a siete pétalos de color rojo brillante. Su estructura es un tipo de baya globular que tiene una corteza gruesa y dura. La parte comestible de la fruta es la pulpa roja y jugosa que rodea numerosas semillas dentro de la fruta. Es conocida por su sabor dulce y ligeramente ácido, la granada es rica en vitamina C y antioxidantes (Rojas Rodríguez & Torres Córdoba, 2017).

La estructura de la granada se divide en cuatro partes, tal como se muestra en la Figura 1, la cuales son la cáscara, las membranas carpelares, los arilos (parte comestible, el cual representa entre el 40 y 75% de la granada) y la semilla (Gutiérrez & Terrones, 2016).

Figura 1*Estructura de la granada*

Nota. Adaptado de *Caracterización Físicoquímica y estabilidad oxidativa del aceite de semilla de granada (Púnica Granatum)*(p.21), por J. Gutiérrez y L. Terrones, 2016, Universidad Nacional del Santa.

Níspero

La *Eriobotrya japónica* conocido comúnmente como níspero, viene de un árbol de la familia rosáceas, el cual es originario de China, pero actualmente se encuentra en otras regiones de Medio Oriente, Europa y América (Delgado, 2019). Dicho árbol puede alcanzar una altura de 10 m, su fruta es de forma ovalada y con una cubierta de color amarillo o naranja tal como se muestra en la Figura 2 y su pulpa es jugosa y dulce (Romero, 2011). La taxonomía completa del níspero se encuentra en la Tabla 2.

Figura 2*Níspero maduro en árbol*

Nota. Adaptado de *Maduración del níspero japonés (Eriobotrya japonica Lindl.) CV : Carácter climatérico e índices de recolección* (p.39), por M. Romero, 2011, Universidad de Almería.

Tabla 2*Clasificación taxonómica del níspero*

	Taxonomía
Nombre científico	<i>Eriobotrya japónica Lindl</i>
Nombre común	Níspero
Reino	Plantae
División	Magnoliophytina
Clase	Magnolidae
Orden	Rosales
Familia	Rosaceae
Género	Eriobotrya
Especie	Eriobotrya japónica

Nota. Adaptado de *Maduración del níspero japonés (Eriobotrya japonica Lindl.) CV: Carácter climatérico e índices de recolección* (p.10), por M. Romero, 2011, Universidad de Almería.

Papaya

La familia *Caricaceae* incluye una especie de planta tropical llamada papaya, también conocida como lechosa o fruta bomba (Badillo & Leal, 2020). Su clasificación taxonómica se muestra en la Tabla 3, el fruto del mismo nombre es muy popular y se consume en muchos lugares del mundo, incluso en Ecuador.

Tabla 3

Clasificación taxonómica de la papaya

Taxonomía	
Nombre científico	<i>Carica papaya</i>
Nombre común	Papaya
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Dicotiledónea
Orden	Parietales
Familia	Caricáceae
Género	Carica
Especie	Carica Papaya L.

Nota. Adaptado de *Proceso de secado de semilla de papaya (Carica Papaya) para la obtención de aceite* (p.14), por A. Moran y E. Baca, 2018, Universidad Nacional del Callao.

Se puede cultivar papaya en diferentes sitios del país, pero su cultivo es más frecuente en las zonas bajas de la costa y en algunos lugares de la Amazonía, donde el clima cálido y húmedo favorece su desarrollo. Provincias como Manabí, Guayas y El Oro se destacan por la producción de papaya.

El fruto de la papaya es grande, de forma oval o esférica, y puede pesar hasta varios kilogramos. Su pulpa es jugosa y dulce, de color naranja o rojo, con muchas semillas negras en su interior. Es conocida por sus propiedades nutricionales, ya que está rica en vitaminas A, C y E, así como en fibra y enzimas digestivas como la papaína, que ayuda en la digestión de proteínas (Badillo & Leal, 2020).

La estructura de la semilla se divide en tres partes, las cuales son: la cubierta seminal, el endospermo y el embrión, la cuales se muestran en la Figura 3. La semilla está recubierta por una consistencia jugosa de color naranja, la cual se conoce como sarcotesta.

Figura 3

Fruta de papaya y estructura de la semilla



Guaba

La familia *Fabaceae* incluye una especie de árbol tropical conocida como Guaba. Proviene de América del Sur. Su taxonomía se presenta en la Tabla 4. El árbol de la guaba puede encontrarse en muchas partes del Ecuador, tanto en la costa como en la sierra. Es común en climas cálidos y húmedos, y se encuentra con frecuencia cerca de ríos y arroyos (Freitas et al., 2018).

Tabla 4

Clasificación taxonómica de la guaba

	Taxonomía
Nombre científico	<i>Inga edulis</i>
Nombre común	Guaba, cuanicuil, guamo.
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Fabales
Familia	Fabaceae
Género	Inga
Especie	Inga

Nota. Adaptado de *Fenología floral de la guaba (Inga edulis) y naranjilla (Solanum quitoense) de acuerdo con la escala BBCH para uso agroindustrial* (p.7), por M. Castillo y M. Quija, 2019, UDLA.

El árbol de guaba tiene un follaje denso y hojas compuestas, puede alcanzar una altura de hasta 15 m. Las flores son de color blanco y están agrupadas en racimos. El fruto es una vaina recta y larga de hasta treinta centímetros de largo, donde se encuentran semillas negras dentro rodeadas de una pulpa blanca, algodonosa y dulce. Además, contiene una gran cantidad de fibra, vitamina C y minerales como calcio y potasio (Freitas et al., 2018).

Uvilla

La uvilla, también conocida como aguaymanto o baya dorada, es una planta herbácea de la familia *Solanaceae* (Thomás & Ortega, 2014). Su taxonomía se presenta en la Tabla 5, ha sido cultivada desde los tiempos precolombinos y es originaria de América del Sur. En Ecuador, la uvilla se cultiva principalmente en las regiones andinas, específicamente en las provincias de Pichincha, Imbabura y Carchi, donde su crecimiento es favorecido por un clima templado y suelos fértiles (Romo Ruiz, 2018).

Tabla 5

Clasificación taxonómica de la uvilla

	Taxonomía
Nombre científico	<i>Physalis peruviana L.</i>
Nombre común	Uvilla, uchuva, aguaymanto y baya dorada.
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Solanales
Familia	Solanoideae
Género	Physalis L.
Especie	Physalis peruviana L.

Nota. Adaptado de *Physalis peruviana L.: Fruta andina para el mundo* (p.10), por C. Pássaro y D.

Moreno, 2014, CYTED.

La uvilla es una planta que mide entre 1 y 1.5 m de altura. Sus hojas son de color verde y sus flores tienen manchas moradas y amarillas. Cuando está madura, el fruto es una baya pequeña de 1 a 2 centímetros de diámetro de color amarillo anaranjado rodeada por un cáliz de hojas secas que forma una especie de linterna, tal como se muestra en la Figura 4 (Thomás & Ortega, 2014).

Figura 4

Fruta uvilla rodeada por su cáliz de hojas y dividida en la mitad



Aceites vegetales

Definición

Los aceites vegetales son lípidos que se pueden encontrar en muchas partes diferentes de las plantas, pero generalmente se obtiene de las semillas y los frutos. Son compuestos orgánicos que tienen una propiedad hidrofóbica y no son solubles en agua, pero sí en solventes orgánicos. Los triglicéridos, que son moléculas formadas por tres ácidos grasos unidos a una molécula de glicerol, constituyen la mayoría de los aceites vegetales (O'Brien, 2009).

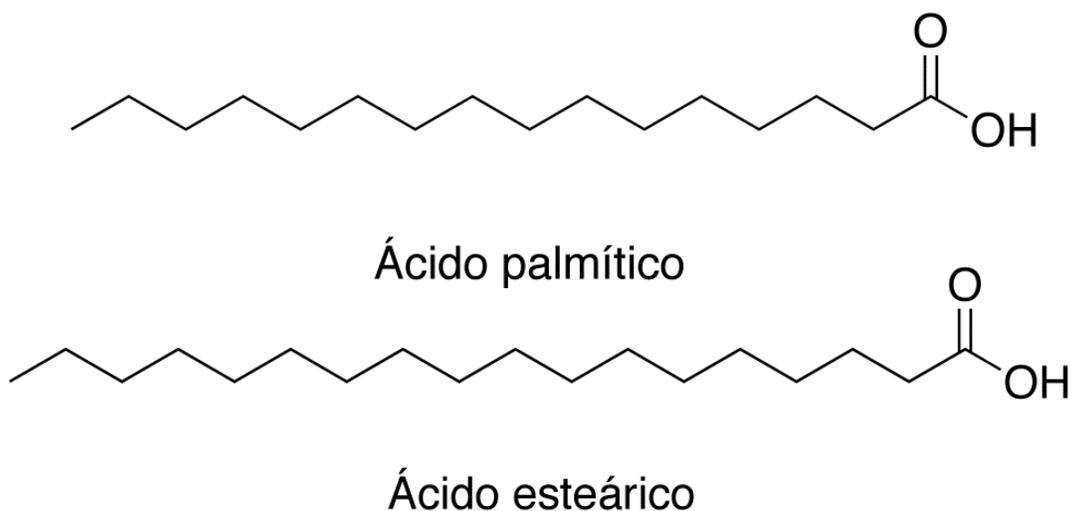
Ácidos grasos

En la actualidad se conocen más de 200 ácidos grasos, pero solo un pequeño número de ellos tienen una presencia significativa, superior al 3%, en los triacilgliceroles que componen los aceites y grasas alimentarias. La mayoría de las veces, los restos se encuentran en pequeñas cantidades o en especies particulares. Los ácidos grasos que se encuentran principalmente en los aceites y grasas alimentarios derivados de alcanos y alquenos y siguen las reglas de nomenclatura y estructura químicas comunes. La terminología, por otro lado, puede ser complicada debido a la existencia de varios sistemas de nomenclatura diferentes (Ixtaina, 2010).

Ácidos grasos saturados. A temperatura ambiente, los ácidos grasos saturados hasta C_8 son líquidos. Se encuentran principalmente en la grasa de la leche. Los ácidos láurico, cáprico y mirístico son característicos del aceite de coco y la semilla de palma, mientras que los ácidos grasos saturados más usuales son esteárico y palmítico, su estructura se muestra en la Figura 5 (Ixtaina, 2010).

Figura 5

Estructura del ácido palmítico y esteárico

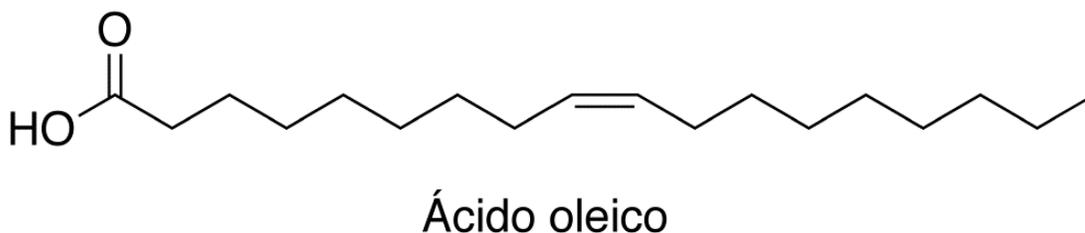


Nota. Adaptado de *Unidad de Informática del Instituto de Química: lista de componentes químicos*, UNIQUM, 2015.

Ácidos grasos monoinsaturados. Dado que el organismo no puede sintetizar ácidos grasos insaturados y depende de su ingesta a través de la dieta, los ácidos grasos insaturados son esenciales para todos los mamíferos, incluidos los humanos. El ácido caproleico (C10:1) es el ácido graso de cadena más corta encontrado en trazas en la grasa de la leche cuando se trata de ácidos grasos monoinsaturados. El ácido oleico es el único monoinsaturado presente en cantidades significativas, Figura 6, mientras que los demás están presentes en cantidades más pequeñas (Ixtaina, 2010).

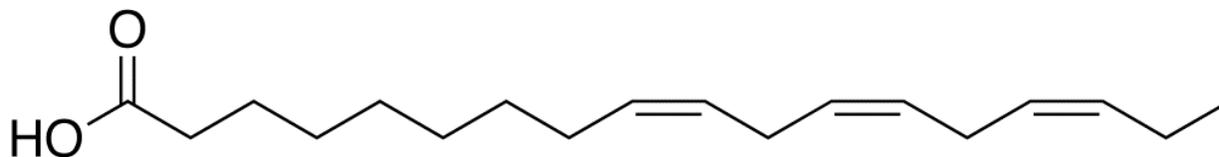
Figura 6

Estructura del ácido oleico



Nota. Adaptado de *Unidad de Informática del Instituto de Química: lista de componentes químicos*, UNIQUM, 2015.

Ácidos poliinsaturados. Los ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs) tienen dos o más pares de átomos de carbono con dobles enlaces. Los PUFAs más importantes son los ácidos linoleicos (Figura 7) y α -linolénico, que son esenciales, ya que no pueden ser sintetizados por el organismo y deben obtenerse a través de la dieta. Los PUFAs son susceptibles a la oxidación, especialmente a medida que aumenta el número de dobles enlaces (Delgado, 2019).

Figura 7*Estructura de ácido linolénico*

Ácido linolénico

Nota. Adaptado de *Unidad de Informática del Instituto de Química: lista de componentes químicos*, UNIQUM, 2015.

Acilgliceroles

Los acilgliceroles son los principales componentes de los aceites y grasas comercialmente significativos. Uno, dos o tres ácidos grasos pueden esterificar una molécula de glicerol, los cuales pueden encontrarse en los diferentes carbonos del glicerol. Los términos “monoacilglicerol”, “diacilglicerol” y “triacilglicerol” son menos comunes que los términos “mono-, di- y tri-glicéridos” (Onefre, 2010).

Esteroles

Los esteroles son alcoholes policíclicos que se derivan del esteareno (ciclopentanoperhidrofenantreno). Los esteroles están principalmente presentes en la fracción insaponificable de las grasas y aceites. Los zooesteroles son de origen animal, los fitoesteroles son de plantas y los micoesteroles son de organismos menores como los hongos (Moreau et al., 2002).

El colesterol es un esteroles más conocido que se encuentra principalmente en productos de origen animal, particularmente en la grasa animal y es una molécula esencial para los organismos animales. Los fitoesteroles y fitoestanoles son esteroles vegetales que tienen una estructura química

similar al colesterol y se pueden encontrar en pequeñas cantidades en frutas, semillas, hojas y tallos de varias plantas. El estigmasterol, el campesterol y el sitosterol son los fitoesteroles más comunes, representando el 95-98% de los fitoesteroles encontrados en extractos vegetales (Thomas et al., 2012).

Ceras

Las ceras, compuestos complejos, las cuales tienen una función importante, el cual es la prevención de la pérdida de agua causada por la transpiración y la evaporación de las plantas. La adulteración de aceites prensados con aceites extraídos con disolventes orgánicos se puede detectar mediante el análisis de este parámetro (Kunst & Samuels, 2009).

Las ceras son una clase de lípidos que se caracterizan por tener una larga cadena de carbonos, las cuales generalmente varían de C20 a C40. Las propiedades físicas de las ceras se ven afectadas por la presencia de hasta 58 átomos de carbono, lo que incluye un alto peso molecular, un punto de fusión superior a 70 °C, lo cual le permite mantener su forma a temperatura ambiente y una precipitación a 40 °C, permitiéndole resistir la descomposición bajo condiciones de calor y luz (Ixtaina, 2010; Zeisler-Diehl et al., 2018).

Fosfoacilglicerol

Los lípidos esenciales de las semillas son conocidos como fosfoacilglicerol y están compuestos por glicerol, un grupo llamado fosfato y por ácidos grasos. Al actuar como precursores de la síntesis de triglicéridos, facilitan el almacenamiento de aceites en las semillas. También actúan como antioxidantes naturales para proteger los aceites de la oxidación (Ixtaina, 2010).

Lipocromos

Los carotenoides son un grupo de pigmentos naturales de origen lipídico, los cuales se encuentran principalmente en las plantas, algas y bacterias fotosintéticas. Dichos compuestos

proporcionan los colores rojos, amarillos y naranjas a las frutas y verduras (Rodríguez-Concepción et al., 2018).

Además, son conocidos por su gran potencial antioxidante y su capacidad para mitigar el estrés oxidativo, lo cual puede resultar un beneficio importante para la salud. Se han encontrado algunos estudios que vinculan los carotenoides con la reducción de enfermedades crónicas como cardiovasculares y cáncer (L. Zhang & Liu, 2020).

Métodos de extracción de aceites vegetales

Extracción por prensado en frío. Este método es un proceso mecánico el cual es utilizado para la extracción de aceite y su torta residual por medio de la presión. Este proceso no requiere solventes orgánicos, por lo cual es amigable con el medio ambiente y no requiere un alto costo (Montes, 2020). Una de las prensas en frío más empleadas se muestra en la Figura 8.

La presión aplicada en el prensado en frío fractura las células del material vegetal, liberando así el aceite contenido. Mientras más se aumenta la presión, se va a liberar más aceite; sin embargo, la temperatura aumenta gracias a la fricción generada. Por lo tanto, en el prensado en frío se debe controlar la temperatura para que no exceda los 40-50 °C, manteniendo así las propiedades del aceite (Stratakos & Koidis, 2016).

Figura 8

Prensa en frío Expeller



Nota. Adaptado de *Estudio del estado del arte para la extracción de aceite vegetal a partir de semilla de granada* (p.4), por J. Bacilio, 2019, Pontificia Universidad Católica del Perú.

Es recomendable que las semillas antes de pasar por el prensado en frío sean trituradas por un molino, ya que al minimizar su tamaño va a facilitar la extracción del aceite, y este se obtendrá con mayor pureza y de mejor calidad (Montes, 2020).

Extracción por solventes. El método de extracción por solvente tiene un alto rendimiento, puesto que puede lograr obtener una cantidad significativa del aceite contenido dentro de la semilla. Suele ser utilizada por la industria, ya que se obtienen grandes rendimientos con la operación de equipos simples (Montes, 2020).

La técnica más conocida es la extracción por Soxhlet, la cual es sólido-líquido, esta técnica requiere un largo tiempo y emplea disolventes orgánicos como el n-hexano, isopropanol y éter de petróleo (Patel Shivani, 2011). La extracción generalmente se lleva a cabo en temperaturas entre 40 y 70 °C en un equipo de Soxhlet con un tubo refrigerante o condensador, tal como se muestra en la Figura 9.

Figura 9

Diagrama del método de Soxhlet



Nota. Adaptado de Estudio monográfico sobre obtención de aceites y material particulado para uso cosmético a partir de residuos como semillas, generadas en la agroindustria cordobesa (p.25), por V. Montes, 2020, Universidad de Córdoba.

Extracción con solvente asistida por ultrasonido (UASE). Es una técnica que ha ganado popularidad debido a su eficiencia y sostenibilidad. Dicha técnica se basa en usar ondas ultrasónicas logrando así mejorar la penetración del solvente en la muestra, lo cual logra una extracción más efectiva del compuesto de interés. Su esquema de funcionamiento se muestra en la Figura 10 (Chemat et al., 2017).

El principio de la UASE se basa en la cavitación, en donde las ondas ultrasónicas generan burbujas en el solvente en el cual se expanden y colapsan de manera violenta, creando así condiciones extremas de presión y temperatura. La turbulencia generada ayuda a promover la difusión de los compuestos extraídos (Esclapez et al., 2011).

Las ventajas de este método de extracción sobre los métodos convencionales, es que tiene tiempos mucho más cortos, emplea menor cantidad de solvente y adquiere mayor rendimiento de extracción. Además, puede ser aplicada a una gran variedad de compuestos bioactivos como carotenoides, aceites esenciales, fenoles, entre otros (Chemat et al., 2017).

Figura 10

Extracción con solvente asistida por ultrasonido

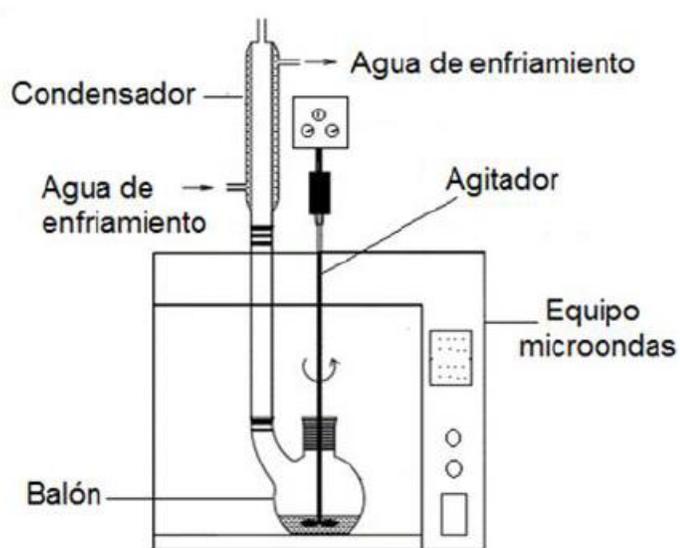


Nota. Adaptado de *Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications* (p.47), por F. Chemat, N. Rombaut y M. Albert-Vian, 2017, Ultrasonics Sonochemistry.

Extracción con solvente asistida por microondas (MAE, por sus siglas en inglés). Este método utiliza la energía de las microondas para calentar el solvente y la matriz de la muestra, logrando un aumento de la movilidad de los compuestos y facilitando su liberación y difusión del solvente sin alterar la estructura molecular. El esquema del equipo se muestra en la Figura 11 (Routray & Orsat, 2012).

Figura 11

Diagrama de la extracción con solvente asistida por microondas



Nota. Adaptado de *Estudio monográfico sobre obtención de aceites y material particulado para uso cosmético a partir de residuos como semillas, generadas en la agroindustria cordobesa* (p.28), por V. Montes, 2020, Universidad de Córdoba.

La metodología radica en situar el material vegetal dentro de un horno microondas, en donde el solvente junto al calentamiento generará una alta presión en las paredes celulares, por lo tanto, ocurrirá una expansión celular, liberando así los compuestos orgánicos (Joana Gil-Chávez et al., 2013).

Extracción con fluidos supercríticos. Es una técnica generalmente utilizada cuando la presión y la temperatura del solvente alcanzan o superan puntos críticos, dando así lugar a una extracción de fluido supercrítico (Montes, 2020).

Se caracteriza por ser rápido, eficaz y seguro, la cual evita el empleo de solventes tóxicos y peligrosos, optando por solventes como el dióxido de carbono. Una gran limitación de esta técnica es en la necesidad de usar tecnología supercrítica y equipos costosos, la cual puede incrementar el costo a comparación de los métodos de extracción líquida habituales (Montes, 2020; O'Brien, 2009).

Caracterización fisicoquímica de los aceites vegetales

Densidad relativa

La densidad relativa de los aceites es una prueba fundamental que permite a los investigadores discernir las características fundamentales de los aceites, tal como la concentración de los diferentes componentes. En la industria del aceite, la densidad relativa suele utilizarse para determinar la calidad y el rendimiento, como también informar la efectividad de los métodos de extracción y procesamientos utilizados (O'Brien, 2009).

Índice de yodo

El índice de yodo es una prueba analítica esencial para la caracterización de aceites vegetales y animales. Esta medida indica el grado de insaturación de los aceites, reflejando la cantidad de dobles enlaces presentes. Un alto índice de yodo, generalmente superior a 100 (Gunstone & Herslof, 2000), señala una mayor insaturación, por lo tanto, los aceites tienden a ser más líquidos. En cambio, cuando el índice de yodo es bajo, inferior a 50, indica una mayor saturación, es decir, tienden a ser más sólidos a

temperatura ambiente. Es importante mencionar que el grado de insaturación también puede influir en la estabilidad oxidativa, ya que los aceites más insaturados son más susceptibles a la oxidación (O'Brien, 2009).

Acidez

Un parámetro muy relevante en los aceites es su índice de acidez, puesto que determina su calidad y está directamente relacionada con la cantidad de ácidos grasos libres presentes. Cuando existen ácidos grasos libres en el aceite, algunas veces son el resultado de la hidrólisis de los triglicéridos, la cual puede ocurrir cuando se realiza la extracción, procesamiento o almacenamiento. Al tener un alto nivel de acidez quiere decir que hay una mayor cantidad de ácidos grasos libres, lo cual afecta negativamente a la calidad del aceite, su sabor y su estabilidad oxidativa (O'Brien, 2009).

Pérdida de peso por calentamiento

La humedad es un indicador fundamental en los aceites vegetales, ya que juega un papel clave en la determinación de su calidad y estabilidad. Un alto contenido de humedad en el aceite se puede generar una proliferación de microorganismos, lo cual acelera los procesos de oxidación, dándole así al aceite una menor vida útil y pérdida de calidad del producto (Ugarte, 2021).

Índice de saponificación

El valor del índice de saponificación mide los grupos reactivos alcali en aceites y predice los tipos de glicéridos en una muestra. Es una herramienta útil para el control de calidad y la caracterización de grasas y aceites. En la actualidad esta prueba se sustituye por el análisis de la composición de ácidos grasos mediante cromatografía de gases (GC). Los aceites con un alto índice de saponificación tienden a contener una mayor proporción de ácidos grasos de cadena corta, mientras que aquellos con un índice bajo, contienen una mayor proporción de ácidos grasos de cadena larga (O'Brien, 2009).

Material insaponificable

El material insaponificable se refiere a todos los productos contenidos en el aceite o grasa, que luego de la saponificación con hidróxido alcalino, extracción de solvente y eliminación de la materia saponificada, no son volátiles (Fontanel, 2013).

Determinar la cantidad de material insaponificables es importante para comprender la composición química de los aceites, ya que esta determinación puede tener aplicaciones relevantes en la evaluación de calidad tanto en la industria alimentaria como cosmética (Fontanel, 2013).

Índice de refracción

El índice de refracción mide el grado de desviación de la luz cuando pasa por un medio (como el aire) a otro (como el aceite). Este índice es útil para determinar la pureza en un aceite, ya que cuando un aceite es mezclado o adulterado, tendrán un índice diferente al esperado por un aceite. Además, es un indicador del proceso de deterioro, puesto que cuando cambia su composición por oxidación, resultan cambios en su índice de refracción (O'Brien, 2009).

Rancidez

La rancidez afecta negativamente los aceites y grasas, deteriorándolos, alterando su sabor, aroma y color. Este cambio es causado debido a la oxidación de los ácidos grasos insaturados que se encuentran en dichos productos, llevando a la formación de aldehídos y cetonas. La rancidez puede disminuir de manera significativa la calidad de los aceites y grasas (Frankel, 1984).

Índice de peróxido

La determinación del índice de peróxido nos muestra la cantidad de peróxidos formados en un aceite como resultado de su oxidación. Es decir, los peróxidos son compuestos químicos formados en las etapas iniciales de la oxidación de ácidos grasos y suelen ser los precursores de más compuestos de

oxidación, los cuales contribuyen a la rancidez. Cuando se tiene un alto índice de peróxidos, quiere decir que hay un alto grado de oxidación, por lo tanto, una mayor probabilidad de rancidez (Ugarte, 2021).

Aplicaciones potenciales de los aceites de semillas en diferentes industrias

Los aceites que contienen ácidos grasos tales como ácido palmítico, linoleico, behénico y lignocérico demuestran un fuerte potencial como desodorantes. Están involucrados en el proceso de desodorización, logrando neutralizar el 90% de compuestos como sulfuro de alilo metilo, en comparación con componentes como amoníaco y la trimetilamina (Henmi et al., 2019).

Los aceites que contienen gran cantidad de ácido púnico son utilizados principalmente para aplicaciones en el área de cosmetología, principalmente en productos para el cuidado de la piel. Esto se debe a que es un ácido graso omega-5 que tiene una capacidad antioxidante, la cual es fundamental para proteger la piel contra daños de los radicales libres, siendo útil en tratamientos antienvjecimiento. Además, sus propiedades antiinflamatorias contribuyen a la regeneración y curación de la piel (Zielińska et al., 2022a).

Además, el ácido púnico también ha demostrado tener un potencial antidiabético. Los estudios experimentales han revelado que puede tener un impacto positivo en la regulación de la glucosa en la sangre, lo que lo convierte en un candidato prometedor para la prevención y tratamiento de la diabetes (Shabbir et al., 2017).

Análisis químico

Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)

La espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier es una herramienta analítica que utiliza un método de medición, aplicando el fenómeno de transferencia de ondas con el fin de registrar la información de la muestra analizada, dando así un espectro el cual bibliográficamente se logra

identificar las muestras. Dicha herramienta usa una porción del espectro electromagnético con una longitud de onda entre 2.500 nm y 25.000 nm (Guerrero Villa, 2021).

Cromatografía de gases acoplado a espectrómetro de masas (GC-MS)

El cromatógrafo de gases acoplado al espectrómetro de masas se abrevia como GC-MS (Gas Chromatography-Mass Spectrometry), es una técnica analítica la cual sirve para cuantificar compuestos volátiles y semivolátiles en múltiples muestras. Su función principal es combinar las capacidades de separación cromatográficas con la identificación y cuantificación del espectrómetro de masas (Skoog et al., 2018).

El GC puede determinar los ésteres metílicos de ácidos grasos (FAMES) de los aceites, los FAMES son considerados compuestos volátiles que se forman al esterificar ácidos grasos, facilitando así su detección por GC-MS. En otras palabras, la cromatografía de gases separa los FAMES basándose en su polaridad y volatilidad, mientras que el espectrómetro de masas proporciona información sobre su estructura molecular.

Capítulo III

Metodología

Equipos

- Estufa de secado marca ESCO isotherm de 115 litros.
- Cromatógrafo de gas Clarus 680 PerkinElmer (GS-MS).
- Detector de humedad HB43-S METTLER TOLEDO.
- Balanza analítica BOECO Germany BPS 51 Plus.
- Plancha de calentamiento BOECO Germany MSH-420.
- Refractómetro BOECO Germany.
- Baño María BOECO Germany PWB-8.
- Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR) PerkinElmer.
- Rotavapor BOECO Germany 400 SD.

Materia prima

- Granada
- Níspero
- Papaya
- Guaba
- Uvilla

Materiales

- Buretas 10 y 25 mL.
- Matraces aforados 50, 200, 500 y 1000 mL.
- Termómetro.
- Desecador.

- Matraz Erlenmeyer 250 mL.
- Pipetas 0.5, 1, 10 y 100 mL.
- Probetas graduadas de 50 y 100 mL.
- Agitador magnético.
- Picnómetros 10 mL.
- Soxhlet 500 mL.
- Tubo refrigerante de vidrio.
- Vasos de precipitación de vidrio de 10, 25, 50 y 100 mL.
- Recipiente de vidrio de 50 mm de diámetro y 30 mm de alto.
- Tubo de ensayo.
- Viales de 1.5 mL y 5 mL.

Reactivos

- Etanol al 96%.
- Hidróxido de potasio 0.5 M.
- Hidróxido de potasio en metanol 2 M.
- Hexano.
- Fenolftaleína.
- Dicromato de potasio 100 mL.
- Ácido sulfúrico.
- Ácido clorhídrico concentrado.
- Solución 0.1% de floroglucinol.
- Ciclohexano.
- Éter dietílico.

- Fluroglucinol.

Recolección de materia prima

Las frutas de granada y uvilla se recolectaron en la provincia de Tungurahua, ciudad de Ambato, en el Mercado Mayorista de Ambato. El níspero, en cambio, se obtuvieron de los residuos frutales de los árboles de la ciudad de Quito, parroquia Tumbaco.

La papaya y la guaba se recolectaron como semillas de residuos de sus frutas en proceso de descomposición de la Empresa Pública Metropolitana del Mercado Mayorista de Quito.

Tratamiento físico de la muestra

Los tratamientos físicos de las frutas para la obtención de la semilla se realizaron dependiendo de cada fruta, en donde para la granada se debe dividir en 4 partes iguales para posteriormente extraer las semillas, las cuales están recubiertas de un arilo. Para la extracción de la semilla se procedió a verter en una bolsa hermética y cerrada para aplastar el arilo que recubre la semilla con un rodillo. Luego se procedió a hacer varios lavados para desprender el arilo de la semilla. De igual manera se procedió con la papaya, partiendo de la semilla con el arilo.

La semilla del níspero se extrajo cortando la fruta por la mitad y efectuando varios lavados para separarla completamente de la pulpa. En el caso de la semilla de la guaba, al ser un residuo, se sometió a varios lavados para eliminar las impurezas que la recubren. Finalmente, para la uvilla, se colocaron las frutas en un recipiente con agua y se separa la semilla de la pulpa manualmente; luego, mediante de una malla y varios lavados, se completó la separación de la semilla de la pulpa de la fruta.

Acondicionamiento de la muestra

Las 5 semillas, granada, níspero, papaya, uvilla y guaba se secaron en la estufa a una temperatura de 50 °C por 48 h, periodo tras el cual su peso no varía.

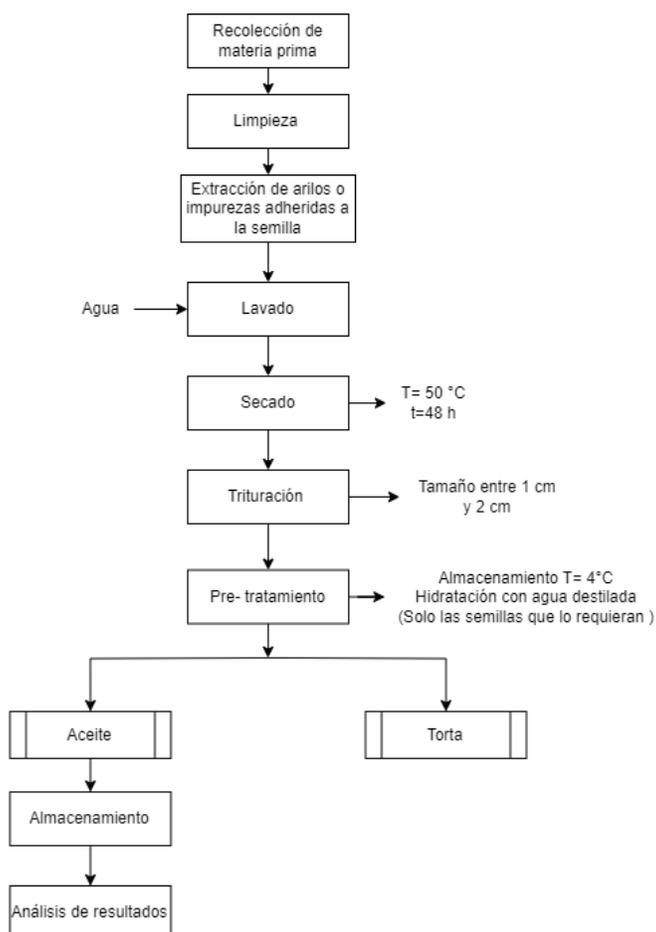
Después del secado, la semilla de uvilla se sometió a un pretratamiento adicional, siguiendo los pasos según Ugarte (2021). Luego de la trituration, la muestra se almacena a 4 °C hasta el momento de extracción, posteriormente se hidrató la semilla con agua destilada mediante aspersión y se almacenó por 48 h a temperatura ambiente.

Extracción de aceites esenciales por medio del prensado al frío

La extracción de aceites de las semillas se realizó utilizando el método de prensado en frío. En este procedimiento, se siguió un proceso general aplicado para cada una de las semillas y se encuentra detallado en la Figura 12.

Figura 12

Diagrama de operaciones para la extracción de aceites de semilla mediante prensa-Expeller

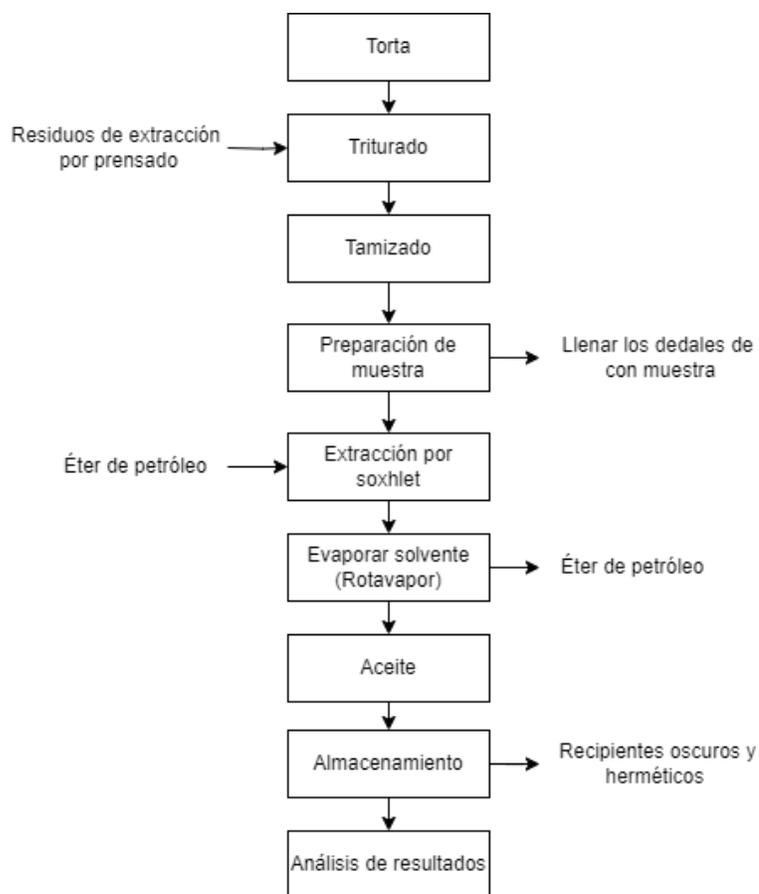


Extracción de aceites esenciales por medio Soxhlet

La extracción mediante la técnica de Soxhlet se realizó con la torta resultante del método de prensado en frío para aquellas semillas de las cuales no se obtuvo aceite, siguiendo el procedimiento que se presenta en la Figura 13. Para llevar a cabo la extracción, se utilizó éter de petróleo como solvente y se emplean dedales de celulosa.

Figura 13

Diagrama de operaciones para la extracción de aceites de semilla general



Caracterización de aceites esenciales

Determinación densidad relativa (NTE INEN 0035:2012)

Para realizar la determinación de la densidad relativa, primero se pesa un picnómetro vacío de 10 mL, verificando que se encuentre limpio y seco, y se registra el valor del peso (m_0). A continuación, se vierte agua destilada recién hervida y enfriada a una temperatura de 20 °C en el picnómetro, y se sumerge en baño de agua que este a 25 °C durante 30 min. Una vez transcurrido el tiempo se incorpora la tapa evitando la generación de burbujas. Luego se seca con papel absorbente y se pesa, registrando el valor correspondiente (m_1).

Repetir el procedimiento anterior, pero en vez de utilizar agua destilada se debe usar la muestra del ensayo deseada y registrar su peso final (m_2).

Ecuación para la determinación de la densidad relativa

$$\rho_{25} = \frac{m_2 - m_0}{m_1 - m_0} \quad (1)$$

donde

ρ_{25} , densidad relativa a 25/25 °C.

m_0 , masa del picnómetro vacío en gramos.

m_1 , masa del picnómetro con agua en gramos.

m_2 , masa del picnómetro lleno de muestra en gramos.

Determinación de índice de yodo (ISO 3961: 2018)

Para la determinación del índice de yodo, se vierte una porción de la muestra (0.1 a 3 gramos) en un matraz cónico de 500 mL con un solvente (solución de 50 mL de ciclohexano y 50 mL de ácido

acético glacial) y se agregan 25,00 mL del reactivo de Wijs. Luego de agitar se deja el matraz en la oscuridad durante una hora.

Posteriormente, se agregan al matraz 20 mL de yoduro de potasio y 150 mL de agua, y luego se realiza una prueba con una solución de tiosulfato de sodio estándar, hasta que desaparezca el color amarillo. Agregar gotas de solución de almidón hasta que no quede color azul. Además, se lleva a cabo una prueba en blanco sin el uso de una muestra. Los volúmenes de tiosulfato de sodio utilizados para alcanzar el punto final en la muestra y el blanco se registran como V_2 y V_1 .

Ecuación para la determinación de índice de yodo

$$w_1 = \frac{16.69 * c * (V_1 - V_2)}{m} \quad (2)$$

donde

c , concentración de la solución de tiosulfato de sodio, mol/L.

m , masa de la porción de la prueba, g.

Determinación de acidez (ISO 660:2020)

Se emplea el método de etanol caliente con un indicador (fenolftaleína preparado en una solución etanoica 1g/L). Se calienta 50 mL de etanol con 0.5 mL del indicador, hasta que la solución haga ebullición, una vez que se alcance la temperatura de 70 °C, se procede a neutralizar con una solución de hidróxido de sodio al 0.1 mol/L hasta que se obtenga un cambio de color.

Posteriormente, en un segundo matraz, se pesan 10 g de la muestra y se añade el etanol neutralizado, se lleva a ebullición y se agita rigurosamente mientras se titula con la solución de hidróxido de sodio.

Ecuación para la determinación de acidez

$$W_{AV} = \frac{56.1 * c * V}{m} \quad (3)$$

donde

c , concentración de la solución de hidróxido de sodio, mol/L.

m , masa de la porción de la prueba, gramos.

V , Volumen de hidróxido de potasio utilizado.

Determinación de pérdida de peso por calentamiento (ISO 660:2020)

Se debe pesar 5 g de la muestra en un recipiente, el cual debe ser secado previamente y secado hasta que no varíe su peso (m_0). Posteriormente, se debe ingresar el recipiente con la muestra durante 1 h en la estufa a una temperatura de 103 °C. Una vez transcurrido el tiempo se procede a dejar enfriar el recipiente en un desecador por al menos 5 min, e inmediatamente pesar.

A continuación, repetir el mismo procedimiento anterior, pero usando periodos de 30 min en la estufa, hasta que la pérdida de masa entre 2 repeticiones no supere 2 mg o 4 mg de peso.

Ecuación para la determinación de humedad

$$w = \frac{m_1 - m_2}{m_1 - m_0} * 100\% \quad (4)$$

donde

m_0 , masa del recipiente de vidrio vacío en g.

m_1 , masa del recipiente con la muestra antes del calentamiento, en g.

m_2 , masa del recipiente con la muestra después del calentamiento, en g.

Determinación de índice de saponificación (ISO 3657:2020)

El índice de saponificación se determina a partir de la composición de ácidos grasos obtenidos mediante el GC. El primer paso es extraer la composición de ésteres de ácidos grasos de la muestra que se va a analizar. A continuación, se calcula la masa molecular de los ésteres metílicos presentes en el aceite.

Posteriormente, se realiza el cálculo de la masa molecular relativa de los triacilglicerol, la cual es la suma de las masas de los tres ésteres metílicos de ácidos grasos, a la que se le resta la masa de 4 átomos de hidrógeno (4.031) tal como se muestra en la Ecuación 5.

$$M_{T(i)} = m_{F1(i)} + m_{F2(i)} + m_{F3(i)} - 4.0318 \quad (5)$$

donde

$M_{T(i)}$, masa molecular relativa del i-ésimo triacilglicerol.

$m_{F1(i)}$, $m_{F2(i)}$ y $m_{F3(i)}$, masa molecular relativa de i-ésimo masa ácido graso o éster.

Luego se debe calcular la masa molecular relativa de todos los triacilglicerol según la Ecuación 6:

$$\bar{M} = \sum_i x_{T(i)} * M_{T(i)} \quad (6)$$

donde

$x_{T(i)}$, fracción molar porcentual de i-ésimo triacilglicerol.

Finalmente, se calcula el índice de saponificación (Ecuación 7):

$$I_{sc} = \frac{3 * 56.1 * 1000}{\bar{M}} \quad (7)$$

Determinación de material insaponificable (ISO 18609:2000)

La determinación de material insaponificable se sigue bajo la norma ISO 18609:2000. En primer paso se agregan 50 mL de una solución de hidróxido de potasio a un matraz, luego es conectado a un condensador de reflujo y se hierve durante 1 h. Se agregan 100 mL de agua y la solución se transfiere a un embudo separador y se enjuaga con éter dietílico. Si se forma una emulsión, se destruye añadiendo pequeñas cantidades de etanol.

A continuación, el embudo separador se rota suavemente, lavando la solución etérea con agua y solución de hidróxido de potasio, hasta que las aguas no presenten color rosado al añadir fenolftaleína. En la etapa final, la solución se transfiere a un frasco y se evapora en baño de agua hirviendo. Se agrega acetona para evaporar el solvente volátil. El residuo se seca y se pesa en el horno, obteniendo así el material insaponificable según la Ecuación 8.

$$\frac{100(m_1 - m_2 - m_3)}{m_0} \% \quad (8)$$

donde

m_0 , masa de la porción prueba, gramos.

m_1 , masa del residuo, gramos.

m_2 , masa del residuo obtenido en blanco, gramos.

m_3 , masa de ácidos libres, gramos.

Determinación de Índice de refracción (ISO 6320:2017)

Verificar la calibración del refractómetro usando como referencia la medición del índice de refracción de una placa de vidrio. Una vez calibrado, medir el índice de refracción de una gota de aceite a 20 °C y reportar el valor observado, limpiar la superficie del prisma y dejar secar para hacer dos pruebas extra.

Determinación de rancidez (NTE INEN 45)

Para la determinación de rancidez, se debe utilizar un tubo de ensayo de 10 cm^3 de ácido clorhídrico concentrado, y posteriormente añadir 10 cm^3 de la muestra a analizar, en este caso, el aceite. Tapar el tubo de ensayo y agitar energéticamente por un tiempo aproximado de 30 segundos, luego añadir 10 cm^3 de la solución de floroglucinol al 0.1%, y volver a agitar por un tiempo de 30 seg. Por último, se deja en reposo por 10 min y se observa el color de la capa ácida, donde si el color es rojo, indica deterioro por rancidez.

Determinación de índice de peróxido (NTE INEN-ISO 277 3960)

Se prepara una solución estándar de tiosulfato de sodio 0.01 N diluyendo 100 mL de tiosulfato de sodio 0.1 N con agua recién hervida y luego se transfiere a una botella ámbar. Dicha solución debe prepararse diariamente a partir de la solución de 0.1 N antes de su uso.

Para determinar el título de la solución de tiosulfato de sodio 0.01 N, se pesan 0.27 g de yodato de potasio y se diluyen en agua recién hervida. El método yodométrico se usa para la titulación y el factor de la solución de tiosulfato de sodio.

La determinación del índice de peróxido incluye pesar la muestra de la prueba, disolverla en una solución de ácido acético glacial/ isooctano y agregar una solución saturada de yoduro de potasio. Se lleva a cabo la titulación con solución estándar de tiosulfato de sodio, seguida de la adición inmediata de agua desmineralizada. El índice de peróxido finalmente se calcula mediante la Ecuación 9.

$$PV = \frac{V - V_0 * c_{thio} * F * 1000}{m} \quad (9)$$

donde

PV , índice de peróxido, meq/ O₂ kg.

V , volumen de la solución de tiosulfato utilizado en mL.

V_0 , volumen de la solución de tiosulfato de sodio usado para la prueba en blanco en mL.

c_{thio} , concentración de la solución tiosulfato de sodio, mol/L

F , factor de solución de tiosulfato de sodio 0.01 N.

m , masa de la muestra en g.

Rendimiento

Una vez que se extrae el aceite por cualquiera de los dos métodos de extracción (por prensado en frío o por solvente) se puede realizar el cálculo del rendimiento del aceite en relación con las semillas con la Ecuación 10.

$$Rendimiento = \frac{\text{peso del aceite en gramos}}{\text{peso de la semilla}} \times 100\% \quad (10)$$

Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)

Para la evaluación de los componentes presentes en las muestras, se emplea un espectrómetro infrarrojo de transformada de Fourier. Es importante que las muestras estén libres de humedad. Todos los espectros se registran con una resolución espectral de 4 cm⁻¹ a una velocidad de 0.2 cm/s. El análisis se lleva a cabo en el software Quant, con una transmitancia en la región de 4000-500 cm⁻¹ y se realiza a temperatura ambiente (Sui et al., 2016).

Determinación de contenidos de ácidos grasos en los aceites vegetales

Para determinar los contenidos de ácidos grasos, se lleva a cabo una prueba en el cromatógrafo de gases GC, modelo Clarus 680, marca PerkinElmer (Figura 14), conforme a las condiciones especificadas en la Tabla 6. El procedimiento se inicia con una corrida del el estándar Supelco de 37 componentes (Figura 15), utilizado como referencia para la identificación de los ácidos grasos.

Tabla 6

Condiciones del equipo de GS

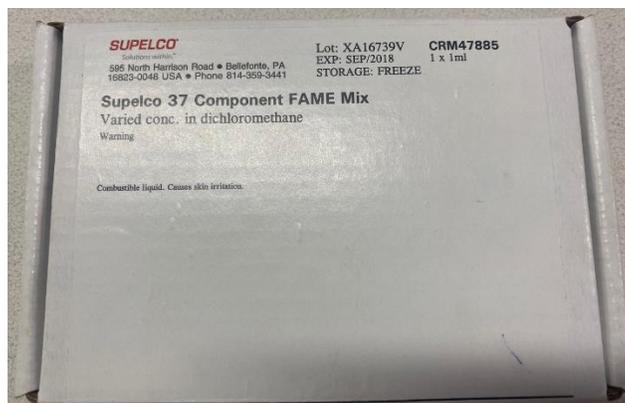
Condiciones	
Columna	Zebron ZB-FAME
Inyección	Split 100:1 @ 250 °C
Detector	FIB @ 260 °C
Muestra	37 FAME estándar

Figura 14

Cromatógrafo de gases Clarus 680 marca PerkinElmer



El primer paso consiste en realizar un análisis con el Supelco 37 Component FAME Mix. Dicho análisis permite determinar las curvas de calibración para cada componente, lo cual es esencial para la identificación de los ácidos grasos que están en las muestras de los aceites.

Figura 15*Muestra de Supelco 37 Component FAME Mix*

Una vez que se obtiene el estándar, para las muestras de aceite, se efectúa una transesterificación. Para ellos se suministra 0.25 mL de una solución de hidróxido de potasio en metanol a 2M, y 2 mL de hexano en un vial de 5 mL. La mezcla se agita lentamente durante 15 seg y se deja reposar por 15 min, permitiendo la separación de las fases.

Una vez transcurrido el tiempo, se extrae con una jeringa 0.1 mL de la fase superior y se vierten en un vial de 1.5 mL. A continuación, se añade 1 mL de hexano al vial, dejando así la muestra lista para su análisis en el GS-MS, Por último, se ingresan los viales y se manipula la computadora con el software de control GC TotalChrom, ingresando las condiciones de la Tabla 6.

Capítulo IV

Resultados y discusión

Obtención y tratamiento de materia prima

Se obtuvieron aproximadamente 60 unidades de granadas y 8 costales de uvilla en el Mercado Mayorista de Ambato. Además, se recolectaron 5 y 8 kg de residuos de semillas de papaya y guaba, respectivamente, sin tratamiento físico de la muestra. Se recolectaron cerca de 10 kg de fruta de níspero en las calles de la ciudad de Quito.

Para cuantificar la semilla obtenida de cada fruta, se pesó una unidad de fruta y luego se extrajo la semilla para determinar cuánta semilla se podía extraer de una fruta. En el caso de la papaya y guaba, de las cuales se había obtenido la semilla sin pulpa, se procedió a comprar una fruta para realizar la cuantificación respectiva.

Una vez obtenida la materia prima se procedió a efectuar el tratamiento de la muestra. Este proceso implicó la limpieza de cada una de las semillas, seguido de un secado en una estufa a °C por 48 horas, tiempo en el cual el peso de las semillas experimentaba una variación. Como resultado del tratamiento de la materia prima, se obtuvieron 0.7, 3.00, 1.10, 2.00 y 1.30 kg de las frutas de granada, níspero, papaya, uvilla y guabas, respectivamente (Tabla 7).

Tabla 7

Cantidad de semilla obtenida por fruta

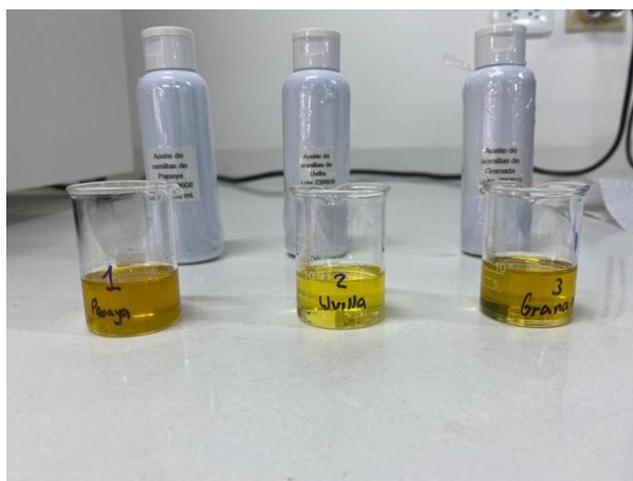
Fruta	Cantidad de materia prima	Cantidad de semilla por fruta (g)	Cantidad total de semillas (kg)
Granada	60 unidades	16.0±3.1	0.70
Níspero	10 kg	15.0±3.0	3.00
Papaya	5 kg	15.0±2.0	1.10
Uvilla	8 costales	2.00±0.5	2.00
Guabas	8 kg	5.00±0.8	1.30

Cuantificación y rendimiento del contenido total de aceites

La extracción del aceite de las semillas de granada (M3), níspero (M4), papaya (M1), uvilla (M2) y guaba (M5) Se llevó a cabo mediante la técnica de prensado al frío en donde se trabajaron con 700, 1500, 1100, 1800 y 1300 g de las semillas mencionadas. Como resultado, se logró extraer aceites solo para la granada, papaya y uvilla con un valor de 46, 105 y 156 mL respectivamente, tal como se muestra en la Tabla 8 y Figura 16.

Figura 16

Aceites de papaya, uvilla y granada extraídos en prensado al frío



Los rendimientos obtenidos para los aceites extraídos por prensado (Tabla 9) fueron de 6.19%, 8.64%, y 7.95% para las semillas de granada, papaya y uvilla, respectivamente, en relación con las semillas iniciales utilizadas. Estos resultados se pueden comparar con estudios previos sobre la extracción, donde Bacilio (2019), reportó un rendimiento mayor, con un valor del 15%. Esto podría atribuirse a cambios en los parámetros de revoluciones, temperatura y tiempo. Además, en la misma referencia se llevó extracción por Soxhlet, la cual resultó en un rendimiento del 22.63%. Cabe destacar que el prensado en frío presenta un menor rendimiento en comparación a la extracción Soxhlet (Montes, 2020).

En cuanto a las semillas de las cuales no se obtuvieron aceite por el método de presado, se procedió a realizar la extracción por solvente en Soxhlet de 500 mL (Figura 17) usando la torta residual obtenida del método previamente mencionado, empleando como solvente éter de petróleo y dedales de celulosa.

Figura 17

Extracción por Soxhlet de la semilla de níspero



Se llevaron a cabo 2 extracciones consecutivas para la semilla del níspero, en la primera se utilizaron dos dedales con 29.621 y 26.261 g de la muestra respectivamente y en la segunda 30.714 y 26.992 g teniendo un total de 113.58 g utilizados, el tiempo de extracción de la primera corrida fue de 30 min con 51 seg, la segunda descarga de 14 min con 41 seg es igual a las vueltas siguientes, teniendo un total de 7 vueltas y un tiempo total de 120 minutos aproximados por extracción.

Luego de la extracción se procedió a recuperar el éter de petróleo mediante el rotavapor mostrado en la Figura 18, a una temperatura de 55 °C y con una presión al vacío de -738 mPa, hasta extraer completamente el solvente por aproximadamente 45 min.

De igual manera, para la extracción del aceite de la semilla de guaba se usó 2 dedales de 27.237 y 28.958 g de muestra, teniendo un total de 56.195 g, a comparación con el procedimiento anterior de la semilla del níspero, en esta extracción no hubo presencia de aceite después de 150 min de operación. Por lo tanto, ninguno de los dos métodos es efectivo para extraer aceites de la semilla de guaba.

Figura 18

Recuperación de éter de petróleo mediante rotavapor

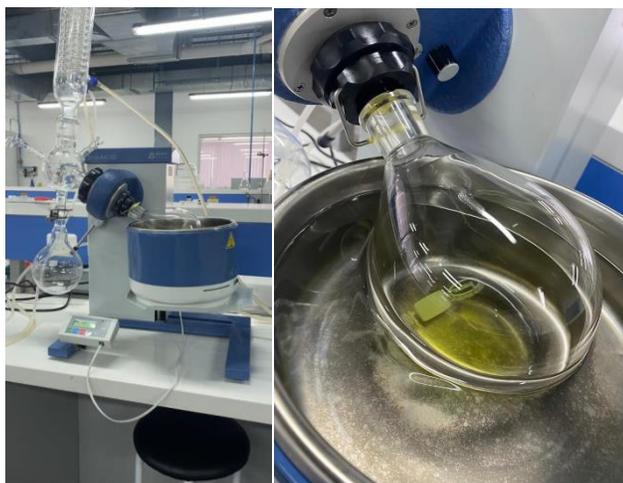


Tabla 8

Cuantificación del contenido de aceite por medio de extracción por prensado y Soxhlet

Aceite de semilla extraído	Semillas iniciales (g)	Extracción de aceite prensado (mL)	Extracción de aceite por Soxhlet (g)
Granada	700.0	46.00	NR
Níspero	1500	0.000	3.108
Papaya	1100	105.0	NR
Uvilla	1800	156.0	NR
Guabas	1300	0.000	0.000

Una vez recuperado el solvente, se obtuvo 3.108 g de aceite mostrados en la Figura 19, teniendo así un rendimiento del 2.73% de obtención de aceite con relación a la semilla de níspero utilizada, el cual es el menor rendimiento en comparación con las otras semillas extraídas por prensado al frío.

Figura 19

Peso de aceite de semilla de níspero extraído por Soxhlet

**Tabla 9**

Rendimiento del aceite para método de prensado y Soxhlet

Aceite de semilla extraído	%Rendimiento	Método de extracción
Granada	6.19	Prensado en frío
Uvilla	7.95	
Papaya	8.64	
Níspero	2.73	Soxhlet
Guabas	NR	

La caracterización fisicoquímica se llevó a cabo solo de los aceites obtenidos por prensado al frío, esto se debió a que el rendimiento del níspero fue muy bajo y el contenido de aceite resultó mínimo para realizar las pruebas necesarias. Además, la extracción adicional de aceites conllevaría un costo excesivo y gran consumo de solvente.

Análisis espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)

El análisis de FTIR se realizó para identificar los diferentes grupos funcionales típicamente presentes en los aceites, como los grupos éster, carboxilo, alcoholes y metileno, entre otros. Estos se detallan en la Tabla 10, con su respectivo rango de longitud de onda en los que se hallan (Larkin, 2017).

Tabla 10

Asignaciones de bandas IR a sus respectivas longitudes de onda

Picos	Longitud de onda (cm⁻¹)
Estiramiento asimétrico grupo metileno (CH ₂)	2940-2915
Estiramiento simétrico grupo metileno (CH ₂)	2870-2840
Ácido carboxílico (C=O)	1750-1735
Vibraciones de flexión grupo metileno	1475-1445
Vibración de estiramiento C-O	1300-750

Nota. Adaptado de *Infrared and raman spectroscopy: Principles and Spectral Interpretation* (p.110-185), por P. Larkin, 2017, Elsevier.

Las Figuras 18, 19, 20 y 21, presentan los espectros FTIR de los aceites de las semillas de papaya, uvilla, granada y níspero, en las cuales se identificaron 5 picos característicos de los aceites, descritos en la Tabla 11.

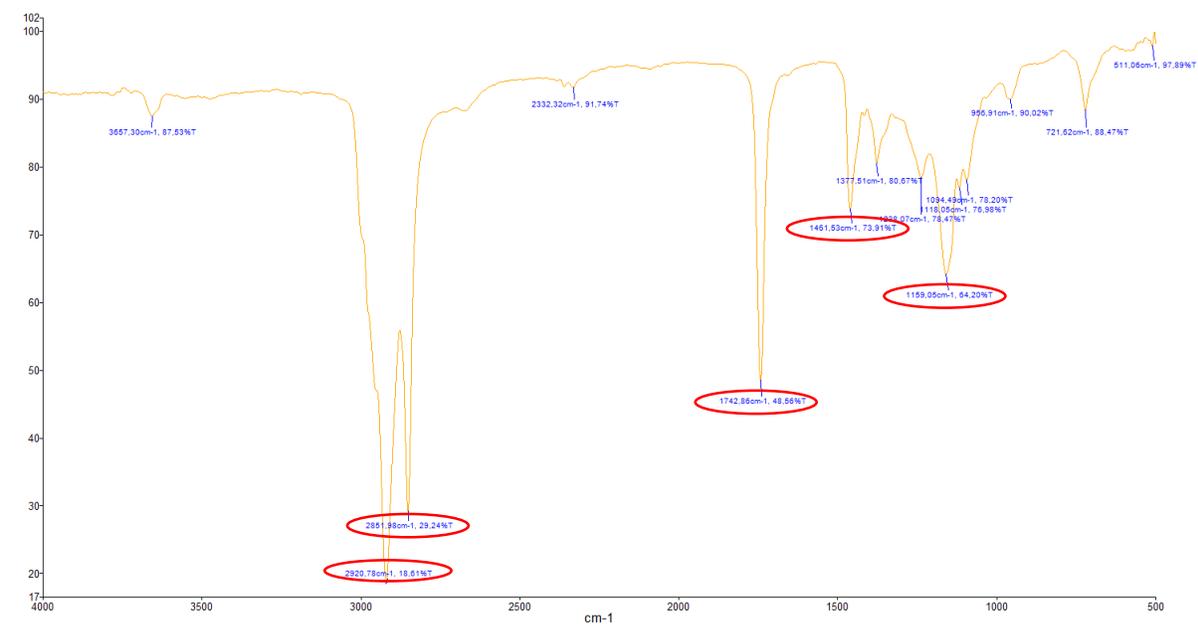
Tabla 11

Picos característicos de los aceites de semilla extraídos

Aceite de semilla	Estiramiento asimétrico grupo metileno (CH₂) (cm⁻¹)	Estiramiento simétrico grupo metileno (CH₂) (cm⁻¹)	Ácido carboxílico (C=O) (cm⁻¹)	Vibraciones de flexión grupo metileno (cm⁻¹)	Vibración de estiramiento C-O (cm⁻¹)
Papaya (M1)	2920.78	2851.98	1742.86	1461.53	1159.05
Uvilla (M2)	2922.14	2852.85	1742.52	1460.75	1159.12
Granada (M3)	2923.05	2853.03	1741.01	1459.91	1157.86
Níspero (M4)	2922.88	2854.06	1745.09	1451.14	1159.89

Figura 20

Espectro FTIR del aceite de semilla de papaya en el intervalo de 4000-500 cm^{-1}

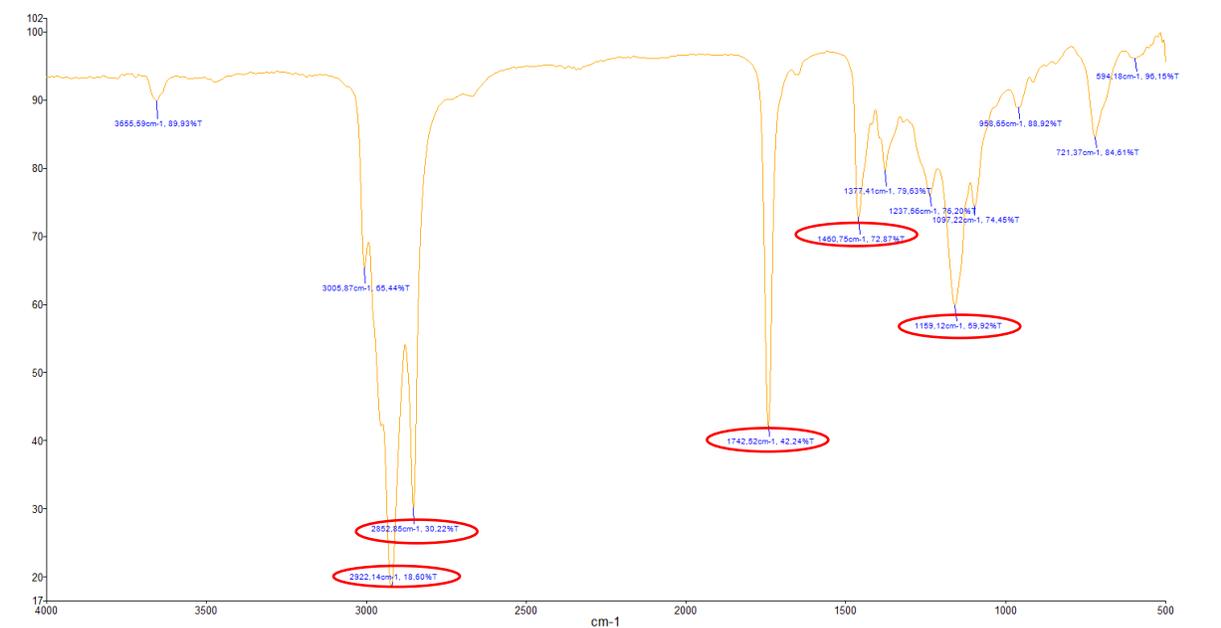


El análisis de FTIR del aceite de semilla de papaya Figura 20, muestra picos característicos en el 2920.78 cm^{-1} y 2851 cm^{-1} , correspondientes al estiramiento simétrico y asimétrico del grupo metilo C-H CH_2 terminal de las cadenas de ácidos grasos en triacilgliceroles, Estos picos son similares a los encontrados bibliográficamente para el mismo aceite con valores de 2.923 cm^{-1} y 2.855 cm^{-1} (Senreyan & Venkatachalam, 2019).

El pico 1742.86 cm^{-1} , entra en el rango de los ácidos carboxílicos (C=O) presentes en los enlaces éster de ácido graso de glicerol (COOR) de los triacilgliceroles (TAG) según Larkin (2017). Finalmente, se detectó el corte C-H en el pico 1451.53 cm^{-1} y la vibración de estiramiento C-O en el pico 1159.05 cm^{-1} . Aunque este último podría estar asociado con alcoholes terciarios, Senreyan (2019) explica que, al tratarse de un aceite, está relacionado con la vibración de estiramiento en los ésteres, coincidiendo con valores similares reportados en la referencia bibliográfica para el aceite de papaya.

Figura 21

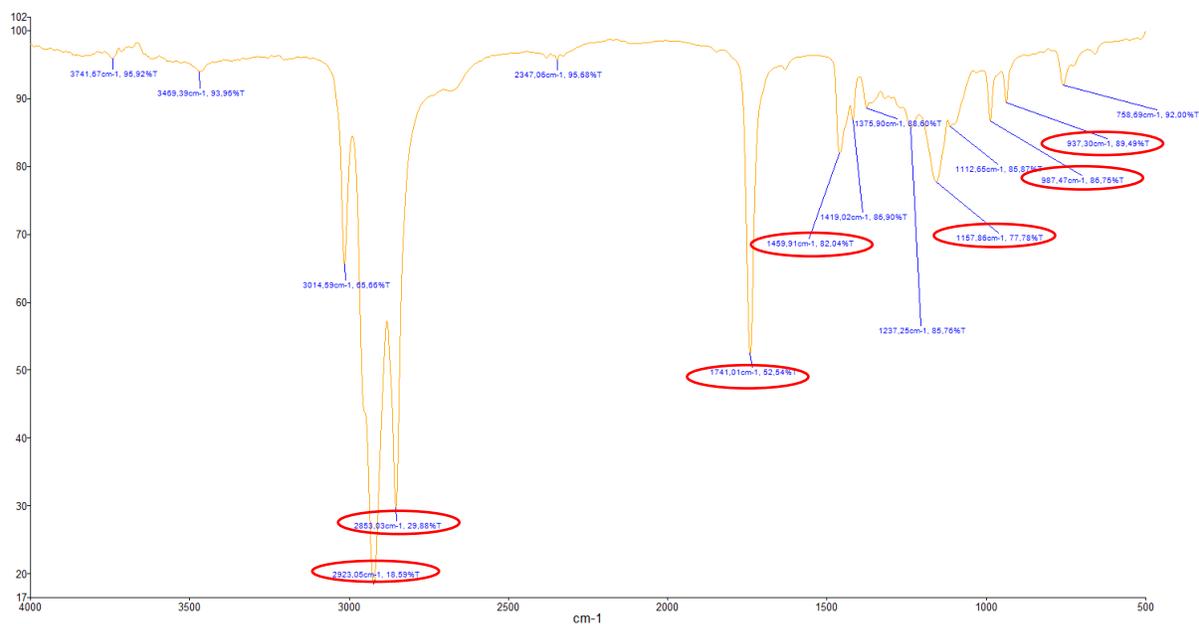
Espectro FTIR del aceite de semilla de uvilla en el intervalo de 4000-500 cm⁻¹



Los picos característicos de las Figuras 19, 20, 21 presentan similitud con los de la Figura 18, lo cual se puede apreciar claramente comparando los rangos de longitud de onda de cada aceite de semilla, tal como se muestra en la Tabla 11. Por lo tanto, el análisis realizado para el espectro del aceite de semilla de papaya se considera aplicable también para los aceites de semilla de uvilla, granada y níspero.

Figura 22

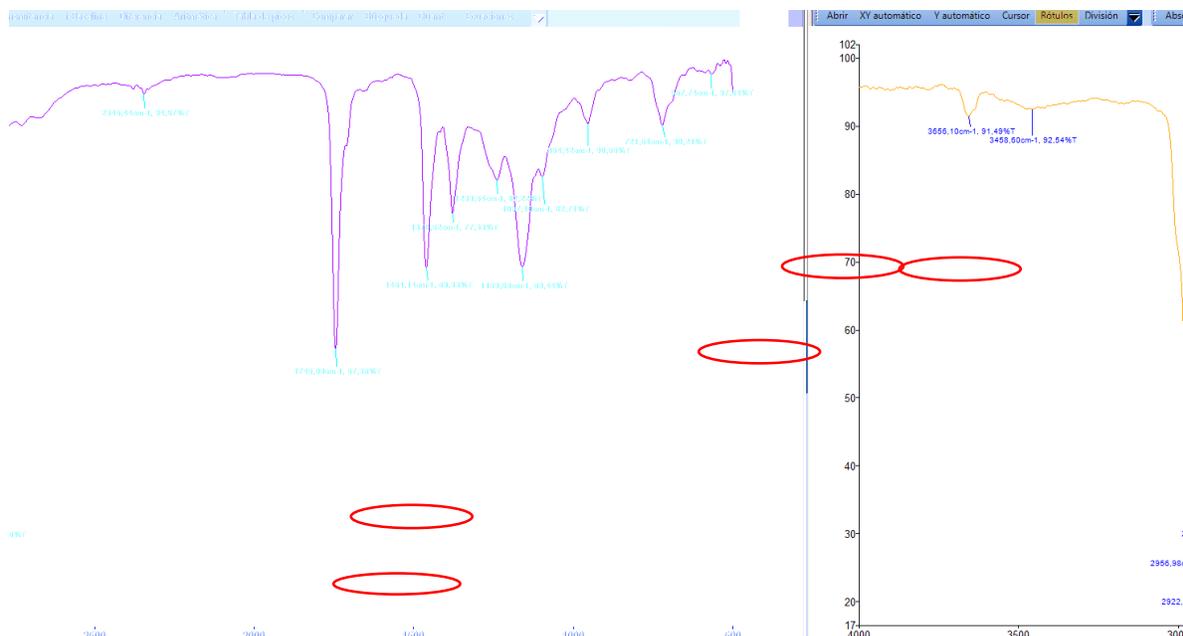
Espectro FTIR del aceite de semilla de granada en el intervalo de 4000-500 cm^{-1}



En el espectro del aceite de la semilla de granada, mostrado en la Figura 22, muestra una diferencia significativa en el rango de 1000- 700 cm^{-1} en comparación con los demás espectros. Dentro de este rango destacan dos picos específicos, uno en 987.47 cm^{-1} y otro en 937.30 cm^{-1} . Según Zielińska et al (2022), dichos picos corresponden al ácido púnic, una sustancia que solo está presente en el aceite de semilla de granada.

Figura 23

Espectro FTIR del aceite de semilla de níspero en el intervalo de 4000-500 cm⁻¹



En los espectros de las muestras M2, M3 y M4, se muestra un pico diferente al de M1. Según Larkin (2017), los picos que aparecen entre el rango de 3200-2980 cm⁻¹, corresponden a olefinas, y su banda de estiramiento CH es indicativa de la presencia de ácidos grasos insaturados.

La espectroscopia FTIR reveló variaciones en la longitud de onda y las intensidades de ciertas bandas en los 5 aceites examinados, lo que reflejó diferencias en la composición presente de los ácidos grasos saturados e insaturados.

Contenido de ácidos grasos en los aceites vegetales

El contenido de ácidos grasos en los aceites se llevó a cabo utilizando el equipo de cromatógrafo de gases PerkinElmer Clarus 680, mostrado en la Figura 14 y bajo las condiciones presentes en la Tabla 6. Primero se realizó una corrida con el estándar Supelco de 37 componentes (Figura 15), que sirvió como estándar para la determinación de los ácidos grasos presente en cada uno de los aceites.

Tras efectuar la prueba del estándar, se procedió a preparar las muestras de cada uno de los aceites mediante la reacción de transesterificación. Esta reacción facilitó la conversión de los ácidos grasos en ésteres metílicos, mejorando su volatilidad y detectabilidad de los compuestos en el GC-MS (Tinajero, 2019). Posteriormente, los tres viales preparados fueron insertados en el carrusel del GC-MS para su análisis Figura 25.

Figura 24

Preparación de las muestras antes y después de la transesterificación

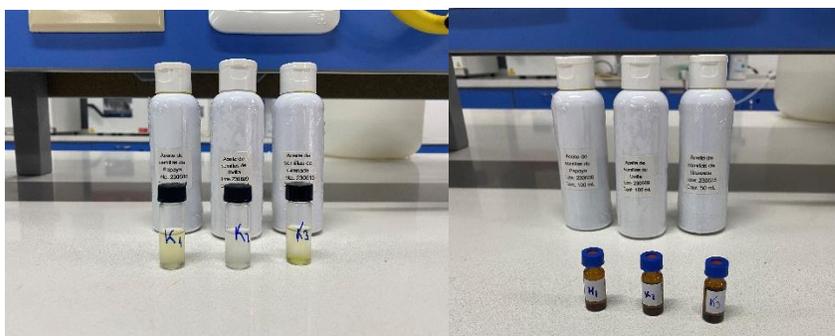


Figura 25

Carrusel de muestras del GC-MS



A continuación, se muestran los cromatogramas obtenidos de las muestras M1, M2 y M3. En la Tabla 12, se presenta la estructura y el nombre de los ácidos grasos más característicos de las muestras.

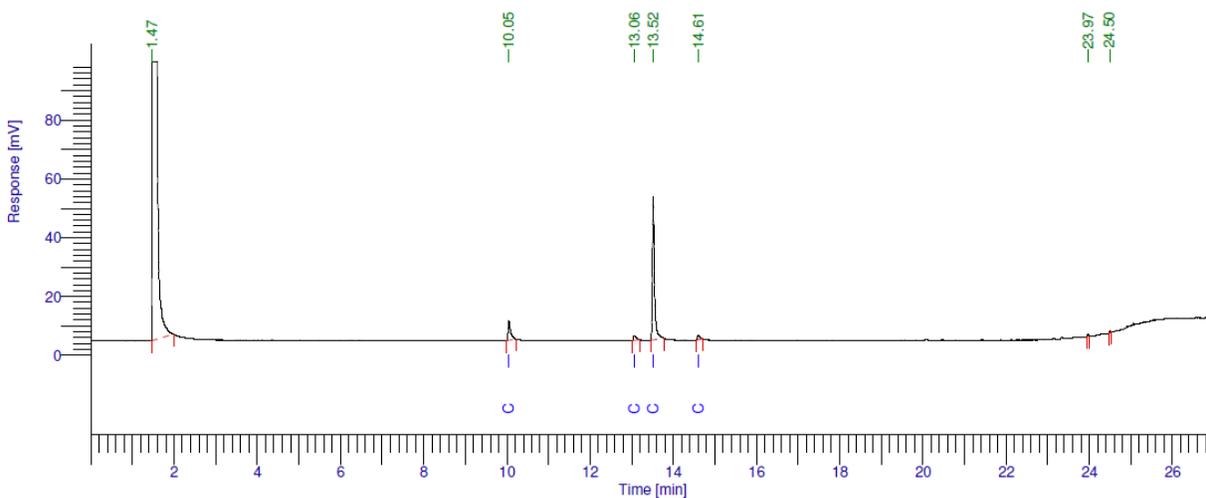
Tabla 12

Estructura y nombre de los ácidos grasos presentes en los cromatogramas

Estructura	Nombre del componente
C16-0	Ácido Hexadecanoico
C18-0	Ácido Esteárico
C18-1-CIS-9	Ácido oleico
C18-2-CIS-9-12	Ácido linoleico
C18:3-CIS-9-11-13	Ácido púnico

Figura 26

Cromatograma del aceite de semilla de papaya



El primer resultado obtenido fue M1, en la Figura 26 se presenta el cromatograma de la muestra correspondiente. Se observan cuatro picos, cuyo detalles se presentan en la Tabla 13. Se puede apreciar el porcentaje de concentración de los ácidos grasos principales e identificados en el aceite, los cuales fueron el ácido oleico (80.52%) seguido del hexadecanoico (13.19%), esteárico (3.25%) y el linoleico (3.04%). En estudios anteriores, donde se realizó la misma prueba, los valores encontrados concuerdan con los analizados. Sin embargo, también se detectaron otros ácidos como el mirístico, palmítoleico, margárico, araquídico, aunque en pequeñas cantidades (Malacrida et al., 2011).

Tabla 13

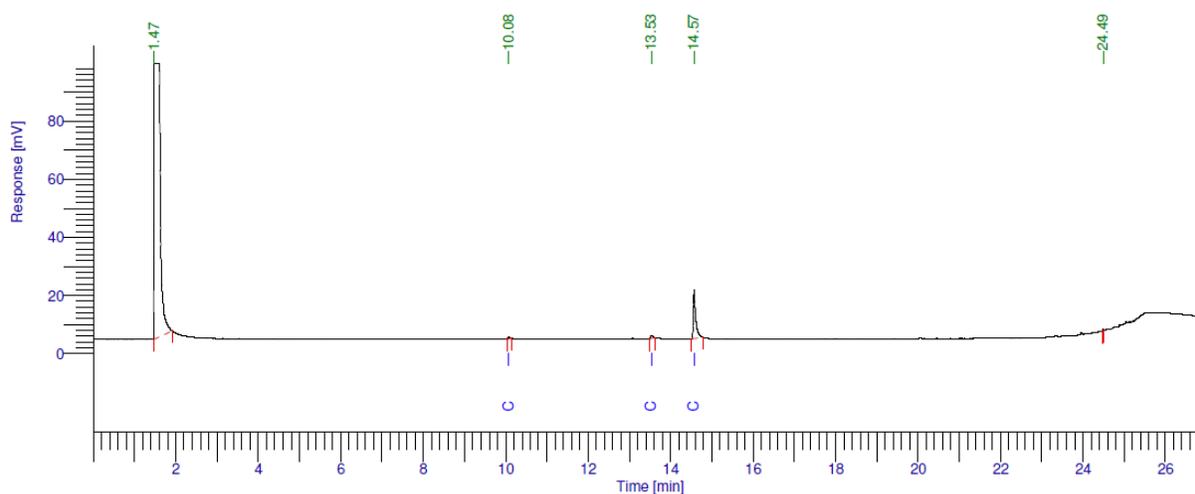
Composición de ácidos grasos en el aceite de semilla de papaya (M1)

# Pico	Tiempo [min]	Nombre del componente	Altura [μ V]	Cantidad de área máxima	Área Normalizada %
2	10.05	C16-0	6626.76	27437.90	13.19
3	13.06	C18-0	1503.99	6770.43	3.25
4	13.52	C18-1-CIS-9	48643.27	167503.70	80.52
5	14.61	C18-2-CIS-9-12	1426.45	6328.09	3.04
			58200.46	208040.11	100.00

La composición de los ácidos grasos insaturados representa un alto valor significativo de 83.56%, dejando así una composición de saturados del 16.44%. Dentro de los insaturados, los monoinsaturados alcanzan una composición del 80.52%, destacando la elevada concentración del ácido oleico, el cual es notable y similar a la de los aceites de oliva, canola y cártamo, los cuales son considerados aceites de alta calidad (Malacrida et al., 2011).

Figura 27

Cromatograma del aceite de semilla de uvilla



En el cromatograma de la muestra M2 (Figura 27), se observan tres picos característicos, lo cuales se detallan en la Tabla 14. En estos resultados, la concentración mayoritaria corresponde al ácido linoleico con un 91.31%, mientras que las concentraciones menores corresponden al ácido oleico (5.59%) y hexadecanoico (3.10%). Esto lleva a que el porcentaje de ácidos grasos saturados sea de 3.10% y el de insaturados de 96.90%.

Comparativamente, en el estudio de Chasquibol & Yácono (2015), aunque se encuentran los mismos ácidos en proporciones mayoritarias, también se reportan otros ácidos en pequeñas trazas, lo que reduce el porcentaje del ácido linoleico a 76.7%. De igual manera, Ugarte (2021) reporta un valor de 75.99% para el ácido linoleico y en cuanto a los ácidos grasos insaturados, se informa un valor de 89.25%.

Tabla 14

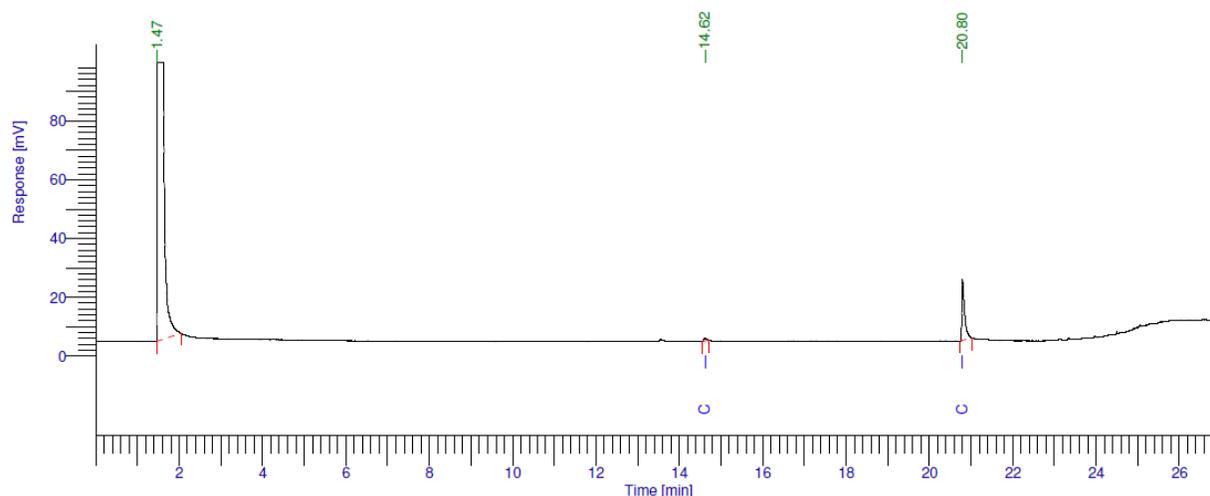
Composición de ácidos grasos en el aceite de semilla de uvilla

# Pico	Tiempo [min]	Nombre del componente	Altura [μ V]	Cantidad de área máxima	Área Normalizada
2	10.08	C16-0	603.69	2271.51	3.10
3	13.53	C18-1-CIS-9	1065.45	4102.86	5.59
4	14.57	C18-2-CIS-9-12	16901.88	66968.55	91.31
			18571.02	73342.92	100.00

Finalmente, el análisis reveló el contenido de los ácidos grasos para la muestra M3 (Tabla 15), datos que se extraen del cromatograma presente en la Figura 28. De acuerdo con las referencias citadas Zielińska et al. (2022) y Khemakhem et al. (2021), el aceite de semilla de granada está compuesto principalmente por el ácido púnico. Las investigaciones mencionadas lo reportan como el ácido mayoritario en este tipo de aceite, y es poco común en otros, razón por la cual el estándar de Supelco de 37 componentes no incluye este ácido.

Figura 28

Cromatograma del aceite de semilla de granada



Una comparación con los cromatogramas presentados por Zielińska et al. (2022) y Khemakhem et al. (2021) permitió identificar que el pico mayoritario de la Figura 28, corresponde al ácido púnic, con una concentración de 95.87%. Además, se observa un pico adicional que corresponde al ácido linoleico (4.13%). Por lo tanto, esto indica que el aceite de la muestra M3 es predominantemente insaturado.

Tabla 15

Composición de ácidos grasos en el aceite de semilla de granada

# Pico	Tiempo [min]	Nombre del componente	Altura [μV]	Cantidad de área máxima	Área Normalizada %
2	14.62	C18-2-CIS-9-12	863.03	3911.66	4.13
3	20.80	C18:3-CIS-9-11-13	20506.16	90903.59	95.87
			21369.19	94815.25	100.00

Análisis de caracterización de aceites

Densidad relativa (NTE INEN 0035:2012)

La determinación de la densidad relativa se llevó a cabo mediante la norma NTE INEN 0035:2012. Se llevaron a cabo 2 pruebas para cada una de las semillas obtenidas por prensado al frío, registrando valores de 0.905, 0.917 y 0.942 para las muestras M1, M2 y M3, respectivamente.

Tabla 16

Resultados de la caracterización de densidad relativa

Aceite de semilla extraído	Densidad relativa
Papaya (M1)	0.906±0.001
Uvilla (M2)	0.917±0.001
Granada (M3)	0.942±0.001

Según Dorado et al. (2017), la densidad relativa de la papaya tiene un valor de 0.946. Al compararla con el valor obtenido de 0.905, se observa un error significativo, el cual puede ser influenciado por la diferencia de métodos de extracción y las diferentes condiciones, ya que el autor uso una técnica de extracción supercrítica con CO₂, que implica cambios de temperatura y presión, alterando así la concentración de ácidos grasos. En contraste, Alpízar Juan (2019) reporta una densidad de 0.903, la cual está cerca del valor dado, y en este reporte sí se utiliza el mismo método de extracción. Esta coincidencia resalta la importancia de la consistencia en los métodos usados y sugiere que las variaciones en los resultados pueden deberse a la diferencia de técnicas aplicadas.

La densidad relativa de la granada, según Gutiérrez & Terrones (2016), reporta un valor de 0.9415. En comparación con el valor previamente calculado de 0.942, no presenta una diferencia significativa. Esto podría atribuirse al uso del mismo método de extracción por prensado al frío empleando una prensa Expeller.

Índice de yodo

Los índices de yodo obtenidos para las muestras M1, M2 Y M3 se muestran en la Tabla 17. Para estas muestras se registraron valores de 72.94, 141.90 y 98,05 g I₂/ 100 g, respectivamente. Según estudios realizados por Ugarte (2021), el grado de insaturación de los aceites está directamente relacionado con el índice de yodo, aumentando este último a medida que se incrementa la insaturación.

En investigaciones previas llevados a cabo por Ugarte (2021), se determinó un índice de yodo para la muestra M2 de 140.5 g I₂/ 100 g y de 116.3 g I₂/ 100 g. Esto señala un mayor grado de insaturación en comparación con las otras muestras. En el caso de la muestra M3, se hallaron valores bibliográficos reportados por Gutiérrez & Terrones (2016) y Khemakhem et al. (2021) de 91 y 153.5 g I₂/ 100 g, consecutivamente, estos datos posicionan a la muestra M3 dentro del rango de valores determinados por Gutiérrez & Terrones (2016) y Khemakhem et al. (2021), lo que podría tener implicaciones en su potencial aplicación y calidad.

Tabla 17

Resultados de la caracterización del índice de yodo

Aceite de semilla extraído	Índice de yodo (g I₂/ 100 g)
Papaya (M1)	72.94
Uvilla (M2)	141.90
Granada (M3)	98.05

Índice de acidez (ISO 660:2020)

La determinación de la acidez de los aceites extraídos se llevó a cabo mediante la norma ISO 660:2020, la cual fue realizada por duplicado, y se reportaron los valores medios de 1.586, 0.227 y 0.505 mg KOH/g para el aceite M1, M2 y M3, respectivamente, como se muestra en la Tabla 18.

Tabla 18

Resultados de la caracterización del índice de acidez

Aceite de semilla extraído	Índice acidez (mg KOH/g)
Papaya (M1)	1.586±0.010
Uvilla (M2)	0.227±0.030
Granada (M3)	0.505±0.010

Los índices de acidez en M2 y M3, según Ugarte (2021), están por debajo de los límites establecidos por Codex Alimentarius (2017) para aceites (4 mg KOH/g) y del límite de aceites refinados (0.6 mg KOH/g), además indica que hay menos de cantidad de ácidos grasos libres, en comparación con M1, que tiene el valor más alto entre los tres. Esta diferencia puede atribuirse a la hidrólisis de algunos triglicéridos. Sin embargo, sigue siendo un valor permitido para la industria alimentaria.

El índice de acidez de la muestra M1 (1.586 mg KOH/g), es una cifra significativamente más alta que la reportada por Alpízar (2019), donde el valor fue de 0.69 mg KOH/g. El aumento del índice de acidez está relacionado con la ruptura de triglicéridos en glicerol y ácidos grasos, un proceso el cual puede ser catalizado por la presencia de agua (hidrólisis) o por la oxidación (O'Brien, 2009).

En investigaciones anteriores relacionadas con la prueba de acidez de la muestra M2, se reportaron valores similares al presentado anteriormente, los cuales están en el rango de 0.23 y 0.38 mg KOH/g en el cual los aceites se extrajeron por el mismo medio de prensado al frío (Ugarte, 2021).

Los resultados de acidez para la muestra M3 se aproximan a los resultados reportados por Gutiérrez & Terrones (2016), quienes indicaron un índice de acidez de 0.42 mg KOH/g el cual también se asocia como un aceite de buena calidad.

La obtención de bajos índices de acidez puede ser indicativo a una buena estabilidad oxidativa. Los ácidos grasos libres pueden aumentar la velocidad de oxidación, contribuyendo así a las características de la rancidez. Por tanto, niveles bajos de acidez pueden resultar beneficiosos cuando se habla de calidad y conservación del producto (Graciani & Del Pino, 2012).

Humedad (ISO 660:2020)

La humedad o pérdida de peso por calentamiento se realizó por duplicado mediante la norma ISO 660:2020, en el cual se reportaron los valores de 0.3805, 0.2005 y 0.2060 de M1, M2 y M3 consecutivamente (

Tabla 19), los cuales están por encima de los límites permitidos para aceites y grasas (Alpizar, 2019). Sin embargo, al no superar más del 0.3% de humedad, siguen considerándose aceites de buena calidad.

La densidad de la muestra M1, es una cifra notablemente superior a la que se reporta en la investigación de Alpizar Juan (2019), donde la humedad fue de 0.15%. Esta diferencia no necesariamente refleja una variación en la calidad o el origen de la fruta, sino más bien podría estar relacionada con el método mediante el cual se obtuvo el aceite.

Tabla 19

Resultados de la caracterización de humedad

Aceite de semilla extraído	Humedad (%)
Papaya (M1)	0.3805±0.0005
Uvilla (M2)	0.2005±0.0005
Granada (M3)	0.2060±0.0050

Índice de saponificación

El índice de saponificación se calculó analíticamente según la norma, con los valores de concentración de los ácidos grasos obtenidos por GC. En el cual se reportan los valores de 192.356, 193.010 y 193.090 mg KOH/g de las muestras M1, M2 y M3, respectivamente, como se muestra en la Tabla 20.

Tabla 20

Resultados de la caracterización del índice de saponificación

Aceite de semilla extraído	Índice de saponificación (mg KOH/g)
Papaya (M1)	192.356
Uvilla (M2)	193.010
Granada (M3)	193.090

El índice de saponificación de la muestra M2 supera los valores reportados por Ugarte (2021), el cual corresponde a 188.10 mg KOH/g, como por Mokhtar et al. (2018), que es de 186.2 mg KOH/g. Sin embargo, se encuentra dentro de los parámetros de algunos aceites indicados por el Codex Alimentarius (2017) como los aceites de cártamo, sésamo y oliva. Por otro lado, este índice es inferior al de aceites con ácidos de cadenas más cortas, como lo son el aceite de coco y almendra de palma, por lo tanto, se puede observar que mientras la cadena de los ácidos grasos es más larga, el índice es menor, en cambio, si la cadena es más corta, el índice es mayor.

En el caso de la muestra M1, el índice de saponificación obtenido (192.356 mg KOH/g), supera el valor reportado por Alpizar (2019), que es de 174 mg KOH/g. Según la literatura citada, la variación en la composición de los ácidos grasos de diferentes variedades, pueden influir significativamente en el índice de saponificación. Es importante resaltar que este índice relaciona la longitud de las cadenas de ácidos grasos en el aceite, tal como se mencionó anteriormente.

Material insaponificable

Los resultados del material insaponificable se encuentran detallados en la Tabla 21. Para la muestra M1, se obtuvo un valor de 1.3%, cercano al reportado por Alpizar (2019) de 1.32%, y de 1.35 según Malacrida et al. (2011). En la muestra M2, el valor registrado fue de 1.05% mientras que la bibliografía muestra una referencia de 1.67 (Ugarte, 2021). Finalmente, la muestra M3 arrojó un resultado de 1.890, comparándose con los valores bibliográficos de 2.07, 2.82 y 2.86 % (Khemakhem et al., 2021).

Tabla 21

Resultados de la caracterización del material insaponificable

Aceite de semilla extraído	Material insaponificable (%)
Papaya (M1)	1.300±0.01
Uvilla (M2)	1.050±0.02
Granada (M3)	1.890±0.01

Índice de refracción

El índice de refracción se realizó utilizando el refractómetro mostrado en la Figura 29, En el resultado se encontraron diferencias en los índices de refracción para las muestras M1, M2 y M3 (Tabla 22). Para la muestra M1 el índice de refracción obtenido fue de 1.520. Este valor se encuentra en un rango entre los reportados en la literatura, siendo 1.4769 (Ugarte, 2021) y 1.466 (Alpizar, 2019). Esta variabilidad puede estar vinculada a la composición del aceite.

Figura 29

Equipo refractómetro



Tabla 22

Resultados de la caracterización del índice de refracción

Aceite de semilla extraído	Índice de refracción
Papaya (M1)	1.520±0.00
Uvilla (M2)	1.468±0.00
Granada (M3)	1.476±0.00

El índice de refracción para la muestra M3 fue de 1.476, ligeramente por encima del valor bibliográfico de 1.45 (Gutiérrez & Terrones, 2016). Esta diferencia podría estar relacionada con factores como la variedad de granada utilizada y las condiciones de medición. Los resultados del estudio se observan coherentes con los valores de la literatura.

Rancidez

Para el caso de la prueba de rancidez, la capa ácida observada presentó un color amarillo para las 3 muestras (M1, M2 y M3). El cual es un indicativo de que los aceites analizados no presentan rancidez. Este resultado es coherente con lo que se esperaría en aceites que han sido almacenados y procesados adecuadamente (Zambrano et al., 2017).

Tabla 23

Resultados de la caracterización de rancidez

Aceite de semilla extraído	Rancidez
Papaya (M1)	Negativo
Uvilla (M2)	Negativo
Granada (M3)	Negativo

Índice de peróxido

Los resultados obtenidos en la determinación del índice de peróxido para los aceites estudiados presentaron algunas variaciones. En el caso de la muestra M1, se obtuvo un valor de 0.1183 meq O₂/ kg, cercano al reportado por, que es de 0.1132 meq O₂/ kg. Es importante destacar que este valor está muy

por debajo del máximo permitido para aceites que no han tenido una extracción extensiva (5 meq O₂/ kg).

Para la muestra M2, no se produjo el viraje esperado en la prueba, esta observación coincide con una afirmación en la literatura que explica la ausencia de viraje a color azul durante la titulación como señal de que el aceite no sufrió degradación. La estabilidad observada en el aceite de uvilla puede deberse a su elevado contenido de antioxidantes (Gutiérrez & Terrones, 2016). Adicionalmente, Ugarte, respalda este hallazgo sugiriendo la posibilidad de que los aceites de uvilla tengan concentraciones de hidroperóxidos menores o iguales a 0.5 meq O₂/ kg, el cual es la sensibilidad del método yodométrico (Ugarte, 2021).

Tabla 24

Resultados de la caracterización del índice de peróxido

Aceite de semilla extraído	Índice de peróxido (meq O₂/ kg)
Papaya (M1)	0.1183±0.005
Uvilla (M2)	NR
Granada (M3)	1.9605±0.002

Para la muestra M3, el índice de peróxido fue de 1.9605 meq O₂/ kg, un valor significativamente menor en comparación con los tres valores encontrados bibliográficamente, que oscilan entre 3.3 y 4.4 meq O₂/ kg (Khemakhem et al., 2021).

Capítulo V

Conclusiones y recomendaciones

Conclusiones

La obtención de aceites vegetales de las semillas de granada, papaya y uvilla fue realizada mediante el método de prensado en frío, consiguiendo un rendimiento de 6.19%, 8.64% y 7.95% respectivamente. Para las semillas de níspero y guaba no fue posible su extracción por prensado en frío, por lo que se trató de obtener por extracción con solventes, dando un rendimiento de 2.376% para el aceite del níspero.

Las propiedades fisicoquímicas presentaron un índice de acidez y de peróxido dentro de los límites aceptables mencionados por el Codex Alimentarius reflejando una baja presencia de ácidos grasos libres, siendo un indicativo de que el aceite fue procesado y almacenado adecuadamente. Todos los aceites mostraron una rancidez negativa con un grado reducido de oxidación contribuyendo a una mayor calidad del aceite, a la preservación de su color, aroma y sabor. El índice de yodo obtenido para las tres muestras refleja una correlación estrecha con los resultados obtenidos por el GC, concordando con el porcentaje de ácidos grasos insaturados hallados de 83.56%, 96.90% y 95.87%. Se constató que el aceite de uvilla, con su índice de yodo elevado, sugiere una mayor estabilidad oxidativa, lo que podría hacerlo valioso en diversas aplicaciones.

La cromatografía de gases ha revelado características distintivas en los aceites de semillas analizados, encontrando una concentración predominante de ácido oleico de 80.52% en la muestra M1, con una composición de ácidos grasos insaturados del 83.56%, así mismo la muestra M2 mostró una concentración mayoritaria del ácido linoleico, teniendo una composición insaturada del 96.90%. Los ácidos grasos insaturados son conocidos por sus propiedades beneficiosas para la salud, incluyendo la reducción del riesgo de enfermedades cardíacas y la mejora del perfil lipídico en la sangre.

La relación entre GC y FTIR, ha revelado en la muestra M3, la presencia predominante del ácido púrico, con una concentración del 95.87%. Este resultado tiene una gran importancia como un potencial terapéutico y nutricional del aceite en la prevención y tratamiento de diversas enfermedades crónicas, incluyendo la diabetes. Este compuesto se destaca como un candidato prometedor.

Recomendaciones

Se recomienda dirigir la investigación hacia las semillas catalogadas como residuos agroindustriales en lugar de aquellas provenientes de frutas destinadas al consumo humano. Este enfoque permitirá un mayor aprovechamiento y valorización de subproductos desaprovechados, impulsando así la innovación sostenible en el campo de la agroindustria.

Para optimizar el proceso de extracción de aceite mediante el método de prensado en frío, se recomienda asegurar que las semillas entren completamente libres de humedad antes de empezar el proceso.

Ante los hallazgos del presente estudio y la diversidad de técnicas disponibles en la extracción de aceites de semillas, sería oportuno considerar la exploración de diferentes métodos de extracción para mejorar el rendimiento de los aceites.

Bibliografía

- Aguiar, S., Enríquez Estrella, M., & Uvidia Cabadiana, H. (2022). *Residuos agroindustriales: su impacto, manejo y aprovechamiento*. *AXIOMA*, 1(27), 5–11. <https://doi.org/10.26621/ra.v1i27.803>
- Alpízar, J. (2019). *Análisis de prefactibilidad técnica y financiera del proceso de extracción de aceite de la semilla de papaya (Carica Papaya L.) Híbrido Pococí*. Ciudad Universitaria Rodrigo Facio.
- Bacilio, J. (2019). *Estudio del estado del arte para la extracción de aceite vegetal a partir de semilla de granada*. Pontificia Universidad Católica del Perú.
- Badillo, V. M., & Leal, F. (2020). *Taxonomy and Botany of the Caricaceae*. In *Horticultural Reviews (Vol. 47, pp. 289–323)*. Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781119625407.ch6>
- Banco central del Ecuador (BCE). (2019). *Información estadística mensual*. <https://contenido.bce.fin.ec/home1/estadisticas/bolmensual/IEMensual.jsp>
- Chasquibol, N., & Yácono, J. (2015). *Composición fitoquímica del aceite de las semillas del fruto del “Aguaymanto”, Physalis peruviana L.* *SCIELO*. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1810-634X2015000400003&script=sci_arttext&tlng=pt
- Chemat, F., Rombaut, N., Sicaire, A.-G., Meullemiestre, A., Fabiano-Tixier, A.-S., & Abert-Vian, M. (2017). *Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review*. *Ultrasonics Sonochemistry*, 34, 540–560. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2016.06.035>
- Codex Alimentarius. (2017). *Norma para aceites vegetales especificados: CODEX STAN 210-1999*.
- Delgado, C. (2019). *Impacto del uso de aceites vegetales en la calidad nutricional de alimentos funcionales: revisión de literatura*. Pontificia Universidad Javeriana.

- Dorado, D. J., Hurtado, A. M., & Martínez-Correa, H. A. (2017). *Extracción supercrítica de aceite de semillas de papaya (carica papaya): composición y propiedades fisicoquímicas*. *Revista Vitae*, 35–45. [https://doi.org/10.17533/udea.vitae.v24n2\(2\)a05](https://doi.org/10.17533/udea.vitae.v24n2(2)a05)
- Eromosele, I. C., & Eromosele, C. O. (1993). *Studies on the chemical composition and physico-chemical properties of seeds of some wild plants*. *Plant Foods for Human Nutrition*, 43(3), 251–258. <https://doi.org/10.1007/BF01886227>
- 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>
- FAO. (2021). *FAO en Ecuador. Ecuador en una mirada*. Organización de Las Naciones Unidas Para La Alimentación y La Agricultura: Ecuador En Una Mirada | FAO En Ecuador | Organización de Las Naciones Unidas Para La Alimentación y La Agricultura. <https://www.fao.org/ecuador/fao-en-ecuador/ecuador-en-una-mirada/es/>
- FAOSTAT. (2023). *Principales Frutas Tropicales. Análisis del mercado. Resultados preliminares 2022*. Roma. <https://www.fao.org/3/cc3939es/cc3939es.pdf>
- Fontanel, D. (2013). *Unsaponifiable Matter in Plant Seed Oils*. Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-35710-7>
- Frankel, E. N. (1984). *Lipid oxidation: Mechanisms, products and biological significance*. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 61(12), 1908–1917. <https://doi.org/10.1007/BF02540830>
- Freitas, F. A., Araújo, R. C., Soares, E. R., Nunomura, R. C. S., da Silva, F. M. A., da Silva, S. R. S., de Souza, A. Q. L., de Souza, A. D. L., Franco-Montalbán, F., Acho, L. D. R., Lima, E. S., Bataglion, G. A., & Koolen, H. H. F. (2018). *Biological evaluation and quantitative analysis of antioxidant compounds in*

pulps of the Amazonian fruits bacuri (Platonia insignis Mart.), ingá (Inga edulis Mart.), and uchi (Sacoglottis uchi Huber). Journal of Food Biochemistry, 42(1), e12455.

<https://doi.org/10.1111/jfbc.12455>

Graciani, E., & Del Pino, M. (2012). *Los aceites y grasas. Refinación y otros procesos de transformación industrial*. (1st ed.). AMV EDICIONES.

Guerrero Villa, Y. P. (2021). *Extracción de la celulosa a partir de los residuos de pasto común (Festuca arundinacea) para la elaboración de acetato de celulosa* [Universidad Politécnica Salesiana].

<http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/21590>

Gunstone, F. D., & Herslof, B. G. (2000). *Lipid glossary 2* (Elsevier, Vol. 12). *The Oily Press Bridgwater*.

<https://books.google.com.ec/books?hl=es&lr=&id=4ZejAgAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=LIPID+GLOSSARY+2&ots=s29IXRKq1p&sig=mKEr0go7EE0jDEHY0nHyZViQncs>

Gutiérrez, J., & Terrones, L. (2016). *Caracterización Físicoquímica y estabilidad oxidativa del aceite de semilla de granada (Púnica Granatum)*. Universidad Nacional del Santa.

Henmi, A., Shoji, M., Nomura, M., & Inoue, T. (2019). *Fatty Acid Composition and Applications of Eriobotrya japonica Seed Oil. Journal of Oleo Science, 68(7), 599–606.*

<https://doi.org/10.5650/jos.ess18178>

Ixtaina, V. Y. (2010). *Caracterización de la semilla y el aceite de chía (Salvia hispanica L.) obtenido mediante distintos procesos: aplicación en tecnología de alimentos* [Universidad Nacional de La Plata]. <https://doi.org/10.35537/10915/2679>

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>
- Khemakhem, M., Zarroug, Y., Jabou, K., Selmi, S., & Bouzouita, N. (2021). Physicochemical characterization of oil, antioxidant potential, and phenolic profile of seeds isolated from Tunisian pomegranate (*Punica granatum* L.) cultivars. *Journal of Food Science*, 86(3), 852–859. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.15636>
- Kumar, B., Tirkey, N., & Kumar, S. (2017). *Chemical Science Review and Letters Anti-Nutrient in Fodders: A Review. Chem Sci Rev Lett*, 6(24), 2513–2519.
- Kunst, L., & Samuels, L. (2009). *Plant cuticles shine: advances in wax biosynthesis and export. Current Opinion in Plant Biology*, 12(6), 721–727. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2009.09.009>
- Larkin, P. (2017). *Infrared and raman spectroscopy: Principles and Spectral Interpretation*. Elsevier.
- Lavenburg, V. M., Rosentrater, K. A., & Jung, S. (2021). *Extraction Methods of Oils and Phytochemicals from Seeds and Their Environmental and Economic Impacts. Processes*, 9(10), 1839. <https://doi.org/10.3390/pr9101839>
- Liew, W. L., Muda, K., Azraai Kassim, Mohd., Affam, A. C., & Loh, S. K. (2017). *Agro-industrial waste sustainable management – a potential source of economic benefits to palm oil mills in malaysia. Journal of Urban and Environmental Engineering*, 108–118. <https://doi.org/10.4090/juee.2017.v11n1.108118>
- Malacrida, C. R., Kimura, M., & Jorge, N. (2011). *Characterization of a high oleic oil extracted from papaya (Carica papaya L.) seeds. Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 31(4), 929–934. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612011000400016>

- Mokhtar, S. M., Swailam, H. M., & Embaby, H. E.-S. (2018). *Physicochemical properties, nutritional value and techno-functional properties of goldenberry (Physalis peruviana) waste powder concise title: Composition of goldenberry juice waste. Food Chemistry, 248, 1–7.*
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.11.117>
- Montes, V. (2020). *Estudio monográfico sobre obtención de aceites y material particulado para uso cosmético a partir de residuos como semillas, generadas en la agroindustria cordobesa.*
Universidad de Córdoba.
- Mordor Intelligence. (2022). *Mercado de aceite vegetal: crecimiento, tendencias y pronósticos (2023-2027).* <https://www.mordorintelligence.com/es/industry-reports/vegetable-oil-market>
- Moreau, R. A., Whitaker, B. D., & Hicks, K. B. (2002). *Phytosterols, phytostanols, and their conjugates in foods: structural diversity, quantitative analysis, and health-promoting uses. Progress in Lipid Research, 41(6), 457–500.* [https://doi.org/10.1016/S0163-7827\(02\)00006-1](https://doi.org/10.1016/S0163-7827(02)00006-1)
- O'Brien, R. D. (2009). *Fats and Oils. Formulating and processing for applications* (3rd ed.). CRC Press.
<https://doi.org/10.1201/9781420061673>
- OECD. (2021). *Aceites de semillas.* <https://oec.world/es/profile/hs/seed-oils?growthSelector=value2>
- Onofre, A. (2010). *Esterificación enzimática del ácido linoleico n-6 y linoleico n-3 del aceite de canola para obtener acilglicerolos con AGPI.* Universidad de Sonora.
- Patel Shivani. (2011). *Extraction and analysis of Jatropha curcas L. seed oil. AFRICAN JOURNAL OF BIOTECHNOLOGY, 10(79).* <https://doi.org/10.5897/AJB11.776>
- Riera, M. A., Maldonado, S., & Palma, R. (2019). *Residuos agroindustriales generados en Ecuador para la elaboración de bioplásticos. Revista Ingeniería Industrial, 17(3), 227–246.*
<https://doi.org/10.22320/S07179103/2018.13>

- Rodriguez-Concepcion, M., Avalos, J., Bonet, M. L., Boronat, A., Gomez-Gomez, L., Hornero-Mendez, D., Limon, M. C., Meléndez-Martínez, A. J., Olmedilla-Alonso, B., Palou, A., Ribot, J., Rodrigo, M. J., Zacarias, L., & Zhu, C. (2018). *A global perspective on carotenoids: Metabolism, biotechnology, and benefits for nutrition and health*. *Progress in Lipid Research*, 70, 62–93.
<https://doi.org/10.1016/j.plipres.2018.04.004>
- Rojas-Rodríguez, F., & Torres-Córdoba, G. (2017). *Árboles del Valle Central de Costa Rica: reproducción Granada (Punica granatum L)*. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 14(35), 84.
<https://doi.org/10.18845/rfmk.v14i35.3158>
- Romero, M. (2011). *Maduración del níspero japonés (Eriobotrya japonica Lindl.) CV : Carácter climatérico e índices de recolección*. Universidad de Almería.
- Romo Ruiz, J. R. (2018). *Evaluación del rendimiento del cultivo de uvilla (Physalis peruviana L.) bajo dos sistemas de producción, sometido a la aplicación de abonos orgánicos y N-P-K, en el Sector Miraflores, Provincia del Carchi [Universidad Técnica de Babahoyo]*.
<http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/4376>
- Routray, W., & Orsat, V. (2012). *Microwave-Assisted Extraction of Flavonoids: A Review*. *Food and Bioprocess Technology*, 5(2), 409–424. <https://doi.org/10.1007/s11947-011-0573-z>
- Senrayan, J., & Venkatachalam, S. (2019). *A short extraction time of vegetable oil from Carica papaya L. seeds using continuous ultrasound acoustic cavitation: Analysis of fatty acid profile and thermal behavior*. *Journal of Food Process Engineering*, 42(1), e12950. <https://doi.org/10.1111/jfpe.12950>
- Skoog, D., Holler, F., & Crouch, S. (2018). *Principles of instrumental analysis*. Boston, MA: Cengage Learning. (Seventh). Cengage.

- Stratakos, A. C., & Koidis, A. (2016). *Methods for Extracting Essential Oils*. In *Essential Oils in Food Preservation, Flavor and Safety* (pp. 31–38). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-416641-7.00004-3>
- Sui, C., Zhang, W., Ye, F., Liu, X., & Yu, G. (2016). *Preparation, physical, and mechanical properties of soy protein isolate/guar gum composite films prepared by solution casting*. *Journal of Applied Polymer Science*, 133(18), n/a-n/a. <https://doi.org/10.1002/app.43382>
- Thomás, J. P., & Ortega, S. M. (2014). *Physalis peruviana L.: Fruta andina para el mundo*. <https://n9.cl/i450yx>
- Thomas, J., Shentu, T. P., & K., D. (2012). *Cholesterol: Biosynthesis, Functional Diversity, Homeostasis and Regulation by Natural Products*. In *Biochemistry*. InTech. <https://doi.org/10.5772/32538>
- Tinajero, C. (2019). *Transesterificación de ésteres metílicos de ácidos grasos en flujo continuo* [Universitat Jaume I]. https://repositori.uji.es/xmlui/bitstream/handle/10234/183446/tfm__cristopher_tinajero_naranja.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Ugarte, P. (2021). *Extracción de aceite de semillas de aguaymanto (physalis peruviana) con prensa-expeller, caracterización y predicción de su vida en anaquel*. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Willer, H., Lernoud, J., & Kemper, L. (2018). *The World of Organic Agriculture: Statistics and Emerging Trends 2018*. FiBL and IFOAM. <https://orgprints.org/id/eprint/34669/1/WILLER-LERNOUD-2018-final-PDF-low.pdf>
- Wu, Y., Yuan, W., Han, X., Hu, J., Yin, L., & Lv, Z. (2020). *Integrated analysis of fatty acid, sterol and tocopherol components of seed oils obtained from four varieties of industrial and environmental*

protection crops. Industrial Crops and Products, 154, 112655.

<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2020.112655>

Zambrano, W., Martinez, J., & Fernández, J. (2017). *Determinación de la vida útil de la grasa de semilla de mango a diferentes temperaturas de almacenamiento. Revista Agrollanía, 14*(1690–8066).

Zeisler-Diehl, V. V., Barthlott, W., & Schreiber, L. (2018). *Plant Cuticular Waxes: Composition, Function, and Interactions with Microorganisms. In Hydrocarbons, Oils and Lipids: Diversity, Origin, Chemistry and Fate* (pp. 1–16). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-54529-5_7-1

Zhang, C., Garrison, T. F., Madbouly, S. A., & Kessler, M. R. (2017). *Recent advances in vegetable oil-based polymers and their composites. Progress in Polymer Science, 71*, 91–143.

<https://doi.org/10.1016/j.progpolymsci.2016.12.009>

Zhang, L., & Liu, Y. (2020). *Potential interventions for novel coronavirus in China: A systematic review. Journal of Medical Virology, 92*(5), 479–490. <https://doi.org/10.1002/jmv.25707>

Zielińska, A., Wójcicki, K., Klensporf-Pawlik, D., Marzec, M., Lucarini, M., Durazzo, A., Fonseca, J., Santini, A., Nowak, I., & Souto, E. B. (2022a). *Cold-Pressed Pomegranate Seed Oil: Study of Punicic Acid Properties by Coupling of GC/FID and FTIR. Molecules, 27*(18), 5863.

<https://doi.org/10.3390/molecules27185863>

Zielińska, A., Wójcicki, K., Klensporf-Pawlik, D., Marzec, M., Lucarini, M., Durazzo, A., Fonseca, J., Santini, A., Nowak, I., & Souto, E. B. (2022b). *Cold-Pressed Pomegranate Seed Oil: Study of Punicic Acid Properties by Coupling of GC/FID and FTIR. Molecules, 27*(18), 5863.

<https://doi.org/10.3390/molecules27185863>

Anexos