



Caracterización físico-química del aceite de semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería.

Yupa Ortiz, Luis Angel

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

Msc. Sayavedra Delgado, Jonathan Javier

25 de agosto del 2023

Latacunga

Reporte de verificación de contenido



Copyleaks
Plagiarism report

TRABAJO FINAL UIC_LUIS YUPA.pdf

Scan details

Scan time: August 25th, 2023 at 23:16 UTC	Total Pages: 97	Total Words: 24020
--	--------------------	-----------------------

Plagiarism Detection



4%

Types of plagiarism		Words
● Identical	0.1%	17
● Minor Changes	0.3%	76
● Paraphrased	2.8%	682
● Omitted Words	19.2%	4600

AI Content Detection



N/A

Text coverage	
● AI text	
● Human text	

🔍 Plagiarism Results: (18)

<p> Universidad de San Carlos de Guatemala Facultad d...</p> <p>https://docplayer.es/8059053-universidad-de-san-carlos-de-...</p> <p>Iniciar la sesión ...</p>	0.8%
<hr/>	
<p> 97488.pdf</p> <p>https://repositorio.unan.edu.ni/8327/1/97488.pdf</p> <p>FREDDY FACULTAD CIENCIAS E INGENIERÍAS DEPARTAMENTO DE QUÍMICA MONOGRAFÍA PARA OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADO EN QUÍMICA...</p>	0.5%
<hr/>	
<p> document (21).pdf</p> <p>http://caoba.sanmateo.edu.co/jspui/bitstream/123456789/3...</p> <p>PRODUCCIÓN DE BIODIESEL A PARTIR DE ACEITE DE COCINA USADO Mercedes Vera Mahecha Felipe Vargas Torres Juan Sebastián Buitrago...</p>	0.5%



Ing. J. Javier Sayavedra Delgado. Msc.

C.C.: 0502865850



ESPE

UNIVERSIDAD DE LAS FUERZAS ARMADAS
INNOVACIÓN PARA LA EXCELENCIA

Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Certificación

Certifico que el trabajo de integración curricular: **"Caracterización físico-química del aceite de semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora: un potencial residuo agroindustrial como plataforma base para procesos industriales y biorrefinería"** fue realizado por el señor **Yupa Ortiz, Luis Angel**, 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 analizada 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.

Msc. Sayavedra Delgado, Jonathan Javier

C.C.: 0502865850



Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Responsabilidad de Autoría

Yo, **Yupa Ortiz, Luis Angel**, con cédula de ciudadanía n° 0504111717, declaro que el contenido, ideas y criterios del trabajo de integración curricular: **Caracterización físico-química del aceite de semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora: 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.

Yupa Ortiz, Luis Angel

C.C.: 0504111717



Departamento de Ciencias de la Energía y Mecánica

Carrera de Petroquímica

Autorización de Publicación

Yo **Yupa Ortiz, Luis Angel**, con cédula de ciudadanía n° 0504111717, autorizo a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE publicar el trabajo de integración curricular: **Caracterización físico-química del aceite de semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora: 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.

A handwritten signature in blue ink, consisting of stylized initials and a surname, is positioned above the printed name.

Yupa Ortiz, Luis Angel

C.C.: 0504111717

Dedicatoria

Deseo dedicar este trabajo a todas aquellas personas que han sido el pilar fundamental en mi vida y que me han brindado constante apoyo y motivación.

A mi padre, Ángel Yupa, quien me enseñó valiosas lecciones sobre la vida y siempre me brindó palabras de aliento que me impulsaron a continuar con mis estudios y llegar hasta aquí.

A mi abuelita que, aunque ya no esté conmigo, la llevaré mi corazón. Le agradezco por todas las enseñanzas que me inculcaste desde mi infancia.

A mi madre, María Ortiz, mi compañera incondicional en cada una de las etapas de mi vida, quien me ha brindado su amor y apoyo incondicional.

A mis hermanos, Erick, Elvia y Ana Yupa, quienes han sido mis cómplices en todas las aventuras y desafíos que hemos enfrentado. Les agradezco por estar siempre a mi lado en todo momento.

Agradecimiento

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a las personas que han sido fundamentales en mi proceso de formación y en la realización de este trabajo:

A mi familia, el pilar fundamental en mi vida y formación como persona. Gracias por su amor, apoyo y paciencia en cada momento.

A mis amigos, en especial a David Vinuesa, un apoyo inquebrantable desde mi ingreso a la universidad. Junto a Kevin y Juan, han impartido valiosas lecciones sobre la vida y han sido mi compañía en momentos difíciles.

A Anthony Andrade, cuya ayuda fue fundamental para la culminación de este trabajo.

A mis docentes, quienes no solo me impartieron conocimientos relacionados con mi carrera, sino también me brindaron lecciones trascendentales para la vida. Su aporte en este vasto océano de conocimiento es verdaderamente invaluable.

A Verónica Monge y David Rodríguez, les agradezco por su presencia durante los últimos semestres académicos. Gracias por las pequeñas pero significativas experiencias.

Por último, pero no menos importante, a mi tutor de tesis, Javier Sayavedra. Más que un docente, agradezco su paciencia, dedicación y valiosos consejos brindados.

ÍNDICE DE CONTENIDO

Carátula	1
Reporte de verificación de contenido.....	2
Responsabilidad de Autoría.....	4
Autorización de Publicación	5
Dedicatoria	6
Agradecimiento.....	7
Índice de contenido	8
Índice de tablas.....	15
Índice de figuras	16
Índice de ecuaciones.....	18
Índice de abreviaturas	19
Resumen.....	20
Abstract	21
Capítulo I: Generalidades	22
Introducción.....	22
Antecedentes.....	23
Justificación e importancia	24

Alcance	25
Planteamiento del problema	25
Objetivos.....	25
<i>Objetivo General</i>	25
<i>Objetivos Específicos</i>	26
Hipótesis	26
VARIABLES DE LA INVESTIGACIÓN.....	26
<i>Variable dependiente</i>	26
<i>Variable independiente</i>	26
Capítulo II: Marco teórico	27
Química Verde	27
<i>Principios de la química verde</i>	27
Economía circular.	30
Agroindustria y residuos agroindustriales.....	30
Fruta	31
Frutas en el Ecuador	32
Semilla.....	32
<i>Partes de una semilla</i>	32
Semillas monocotiledóneas.	33
Semillas dicotiledóneas.....	34
Granadilla.....	34
<i>Usos</i>	35

<i>Taxonomía de la granadilla</i>	36
<i>Variedades de la granadilla</i>	36
<i>Valor nutricional</i>	36
Ovo	37
<i>Usos</i>	38
<i>Taxonomía del ovo</i>	39
<i>Variedades de ovo</i>	39
<i>Valor nutricional del ovo</i>	39
Sandía	40
<i>Usos</i>	41
<i>Taxonomía de la sandía</i>	41
<i>Variedades de la sandía</i>	42
<i>Valor nutricional de la sandía</i>	42
Mango	43
<i>Usos</i>	44
<i>Taxonomía del mango</i>	44
<i>Variedades del mango</i>	45
<i>Valor nutricional del mango</i>	45
Mora	45
<i>Usos</i>	46
<i>Taxonomía de la mora</i>	47
<i>Variedades de la mora en Ecuador</i>	47
<i>Valor nutricional de la mora</i>	47
Aceites y grasas	48

<i>Tipos de aceites</i>	48
<i>Aceites vegetales</i>	48
<i>Usos de los aceites vegetales</i>	49
<i>Aceites esenciales</i>	49
<i>Extracción de aceites vegetales</i>	50
<i>Métodos de extracción de aceites</i>	50
<i>Extracción de aceite por prensado en frío</i>	50
<i>Etapas del proceso de prensado en frío</i>	51
<i>Extracción de aceite por prensado en caliente</i>	52
<i>Extracción de aceite por el método Soxhlet</i>	52
<i>Extracción supercrítica</i>	53
<i>Extracción asistida por ultrasonido (EAU)</i>	54
<i>Extracción asistida por microondas (MAE)</i>	55
<i>Caracterización físico-química de aceites</i>	55
<i>Densidad relativa</i>	56
<i>Índice de yodo</i>	56
<i>Índice de acidez</i>	56
<i>Pérdida por calentamiento</i>	56
<i>Índice de saponificación</i>	56
<i>Materia insaponificable</i>	57
<i>Índice de refracción</i>	57
<i>Rancidez</i>	57
<i>Índice de peróxido</i>	57
<i>Cromatografía de gases (GC)</i>	57
<i>Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)</i>	59

Monómero	59
Polímero	60
Comonómero	60
Vulcanización inversa	60
Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC)	60
Capítulo III	62
Metodología	62
Materia prima	62
Equipos, materiales y reactivos	62
<i>Obtención de semillas secas</i>	65
<i>Obtención del aceite de semilla</i>	68
<i>Extracción soxhlet</i>	68
<i>Preparación de muestras para la caracterización</i>	69
Caracterización físico-química	71
<i>Análisis de Ésteres Metílicos de Ácidos Grasos (FAMES)</i>	71
<i>Densidad relativa</i>	72
<i>Índice de yodo</i>	74
<i>Índice de acidez</i>	76
<i>Pérdida por calentamiento</i>	77
Según la Norma ISO 662	77
Analizador de humedad HB43-S	78
<i>Índice de saponificación</i>	78

<i>Índice de refracción</i>	80
<i>Rancidez</i>	81
<i>Índice de peróxido</i>	81
Caracterización de aceites por espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).....	83
Obtención del copolímero	84
<i>Calorimetría Diferencial de Barrido</i>	86
<i>Pruebas de absorción de copolímero</i>	86
Capítulo IV: Resultados y Discusión	88
Obtención de semillas y aceite.....	88
Caracterización físico-química del aceite	91
<i>Análisis de Ésteres Metílicos de Ácidos Grasos</i>	91
<i>Densidad relativa</i>	95
<i>Índice de yodo</i>	95
<i>Índice de acidez</i>	96
<i>Pérdida por calentamiento</i>	97
<i>Índice de saponificación</i>	98
<i>Materia insaponificable</i>	99
<i>Índice de refracción</i>	99
<i>Rancidez</i>	100
<i>Índice de peróxido</i>	100
Caracterización por espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).....	101

Obtención del copolímero	103
Pruebas de absorción de copolímero	104
<i>Análisis del copolímero con la técnica Calorimétrica Diferencial de Barrido</i>	106
Capítulo V: Conclusiones y Recomendaciones.....	109
Conclusiones.....	109
Recomendaciones.....	110
Bibliografía.....	111
Anexos	124

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	<i>Normas utilizadas en la caracterización físico-química de los aceites</i>	55
Tabla 2	<i>Obtención de semillas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora</i>	62
Tabla 3	<i>Extracción de aceite por prensado en frío y soxhlet</i>	63
Tabla 4	<i>Caracterización física-química de aceites</i>	63
Tabla 5	<i>Análisis de FT-IR de los aceites de semillas</i>	64
Tabla 6	<i>Equipos, materiales y reactivos utilizados en la obtención del copolímero</i>	65
Tabla 7	<i>Pruebas de absorción del copolímero</i>	65
Tabla 8	<i>Equipo y materiales utilizados en el análisis del copolímero por DSC</i>	65
Tabla 9	<i>Condiciones establecidas en el Cromatógrafo de gases</i>	71
Tabla 10	<i>Harina de ovo y mango para la extracción del aceite por soxhlet</i>	89
Tabla 11	<i>Rendimiento de los aceites de granadilla, ovo, sandía, mango y mora</i>	90
Tabla 12	<i>Ácidos grasos presentes en los aceites de semillas de granadilla, sandía y mora</i>	94
Tabla 13	<i>Densidad relativa del aceite de semillas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora</i>	95
Tabla 14	<i>Índice de yodo de los aceites de semillas de granadilla, sandía y mora</i>	95
Tabla 15	<i>Índice de acidez de aceites de semillas de granadilla, sandía y mora</i>	96
Tabla 16	<i>Determinación de humedad de aceites de semillas de granadilla, sandía y mora</i>	97
Tabla 17	<i>Índices de saponificación de los aceites vegetales de granadilla, sandía y mora</i>	98
Tabla 18	<i>Porcentaje de materia insaponificable presente en los aceites vegetales</i>	99
Tabla 19	<i>Índice de refracción de aceites de granadilla, ovo, sandía, mango y mora</i>	99
Tabla 20	<i>Valores del índice de peróxido de los aceites de granadilla, sandía y mora</i>	100
Tabla 21	<i>Picos de absorción característicos de espectro FTIR de aceites</i>	102
Tabla 22	<i>Absorción de copolímeros: solo en petróleo y de petróleo en agua</i>	105

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 <i>Partes de una semilla monocotiledónea</i>	33
Figura 2 <i>Partes de una semilla dicotiledónea</i>	34
Figura 3 <i>Flor y fruta de granadilla</i>	35
Figura 4 <i>Planta, flores y frutos de ovo</i>	38
Figura 5 <i>Fruta de la sandía de: A) pulpa roja y B) pulpa amarilla</i>	40
Figura 6 <i>Planta, flores y frutas de mango</i>	44
Figura 7 <i>Planta, flores y frutas de mango</i>	46
Figura 8 <i>Esquema simplificado del equipo de extracción supercrítica</i>	54
Figura 9 <i>Esquema de un cromatógrafo de gases</i>	58
Figura 10 <i>Recolección de semillas de las frutas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora</i>	67
Figura 11 <i>Semillas secas de las frutas, granadilla, ovo, mango y mora</i>	67
Figura 12 <i>Proceso de obtención de aceites de las semillas de ovo y mango por soxhlet</i>	68
Figura 13 <i>Extracción de aceites vegetales por el método soxhlet</i>	69
Figura 14 <i>Síntesis de ésteres metílicos de ácidos grasos</i>	72
Figura 15 <i>Densidad de relativa de aceites: A) granadilla, B) mora y C) sandía</i>	74
Figura 16 <i>Contenido de humedad y material volátil según la norma ISO 662</i>	78
Figura 17 <i>Determinación del índice de peróxido de aceites</i>	83
Figura 18 <i>Estructura de un ácido graso y su copolimerización con azufre elemental</i>	84
Figura 19 <i>Diagrama del proceso de obtención del copolímero</i>	85
Figura 20 <i>Equipos utilizados en el proceso de obtención del copolímero</i>	86
Figura 21 <i>Diagrama del proceso de pruebas de absorción de copolímeros</i>	87
Figura 22 <i>Cromatograma del aceite de granadilla</i>	92
Figura 23 <i>Cromatograma del aceite de sandía</i>	92
Figura 24 <i>Cromatograma del aceite de mora</i>	93

Figura 25 <i>Espectro FTIR del aceite de semillas de mora</i>	101
Figura 26 <i>Espectro FTIR del aceite de semillas de la granadilla, ovo, mango y mora</i>	102
Figura 27 <i>Aceites vegetales utilizados para la obtención de copolímero</i>	103
Figura 28 <i>Copolímeros de distintos aceites vegetales</i>	103
Figura 29 <i>Pruebas de absorción de copolímeros de petróleo en agua</i>	104
Figura 30 <i>Prueba de absorción del copolímero de petróleo en agua</i>	104
Figura 31 <i>Termograma de DSC del copolímero de mora</i>	106
Figura 32 <i>Termograma de DSC del copolímero de canola</i>	107
Figura 33 <i>Termograma de DSC del copolímero de aceite residual</i>	108

ÍNDICE DE ECUACIONES

Ecuación 1 <i>Densidad relativa</i>	73
Ecuación 2 <i>Masa de muestra de aceite para determinar el índice de yodo</i>	75
Ecuación 3 <i>Índice de yodo</i>	75
Ecuación 4 <i>Índice de acidez</i>	76
Ecuación 5 <i>Pérdida por calentamiento</i>	77
Ecuación 6 <i>Masa molecular relativa de ácidos grasos o ésteres</i>	79
Ecuación 7 <i>Masa molecular relativa de los triacilgliceroles</i>	79
Ecuación 8 <i>Masa molecular relativa media de los triagliceroles</i>	79
Ecuación 9 <i>Índice de saponificación</i>	79
Ecuación 10 <i>Índice de refracción</i>	80
Ecuación 11 <i>Factor el índice de peróxido</i>	81
Ecuación 12 <i>Índice de peróxido</i>	83

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

%w/w. Porcentaje peso a peso.

°C. Grados centígrados.

DSC. Calorimetría Diferencial de Barrido.

FTIR. Espectroscopia Infrarroja con Transformada de Fourier.

FT-IR. Espectroscopía Infrarroja por Transformada de Fourier.

g. Gramos.

M. Concentración molar.

m.s.n.m. Metros sobre el nivel del mar.

ml. Mililitros.

mm. Milímetros.

PC. Cold Pressing (prensado en frío).

Rend. Rendimiento.

rpm. Revoluciones por minuto.

SE. Soxhlet Extraction (extracción soxhlet).

Resumen

El presente estudio tuvo como objetivo la caracterización físico-química de los aceites obtenidos de las semillas de granadilla, sandía y mora, siguiendo los procedimientos establecidos por la Organización Internacional de Normalización (ISO) y las Normas Técnicas Ecuatorianas NTE INEN. La extracción de los aceites de granadilla, sandía y mora se realizó de manera efectiva mediante el proceso de prensado en frío, mientras que para los aceites de mango y ovo se optó por el método de extracción soxhlet. Los resultados indicaron que la cantidad de aceite obtenido por cada kilogramo de semilla seca fue la siguiente: 69.753 ml para la granadilla, 119.048 ml para el ovo, 66.667 ml para la sandía, 103.448 ml para el mango y 105.625 ml para la mora. Los análisis realizados mediante cromatografía de gases revelaron que los aceites están compuestos principalmente por ácidos grasos poliinsaturados, seguidos en menor proporción por ácidos grasos saturados y monoinsaturados.

Además, los resultados del índice de yodo, indicador de la insaturación de los aceites, mostraron valores superiores a 100 para los aceites de granadilla, sandía y mora siendo este un indicativo de su alta reactividad para formar compuestos más útiles. Entre ellos, el aceite de mora destacó con el índice de yodo más alto, registrando una cantidad de $173,08 \text{ cg } I_2/g$ de muestra. A demás, se sintetizaron copolímeros mediante vulcanización inversa, utilizando el aceite de mora por la alta presencia de ácidos grasos mono y polinsaturados, por lo que este sería un indicativo alta reactividad para formar compuestos y por ende podría utilizarse para posibles aplicaciones a nivel industrial, también se decidió obtener copolímeros de los demás aceites de granadilla, sandía, mora, canola, girasol, palma, aceite residual de palma, y una combinación de aceite de mora-lechero con lo que se permitió evaluar la absorción que presentó cada copolímero. Los resultados indicaron que los copolímeros con mejor absorción fueron aquellos elaborados a partir de canola, granadilla, y mora-lechero.

Palabras clave: Residuos agroindustriales, aceites de semillas, prensado en frío, soxhlet.

Abstract

The objective of this study was the physicochemical characterization of the oils obtained from passion fruit, watermelon and blackberry seeds, following the procedures established by the International Organization for Standardization (ISO) and the Ecuadorian Technical Standards NTE INEN. The extraction of passion fruit, watermelon and blackberry oils was effectively carried out using the cold-pressing process, while the soxhlet extraction method was used for mango and ovo oils. The results indicated that the amount of oil obtained per kilogram of dry seed was as follows: 69.753 ml for passion fruit, 119.048 ml for ovo, 66.667 ml for watermelon, 103.448 ml for mango and 105.625 ml for blackberry. Analysis by gas chromatography revealed that the oils are composed mainly of polyunsaturated fatty acids, followed in smaller proportion by saturated and monounsaturated fatty acids.

In addition, the results of the iodine index, an indicator of the unsaturation of the oils, showed values above 100 for passion fruit, watermelon and blackberry oils, which is indicative of their high reactivity to form more useful compounds. Among them, blackberry oil stood out with the highest iodine index, registering an amount of 173.08 $cg I_2/g$ sample. In addition, copolymers were synthesized by inverse vulcanization, using mulberry oil because of the high presence of mono and polyunsaturated fatty acids, which would indicate a high reactivity to form compounds and therefore could be used for possible industrial applications, It was also decided to obtain copolymers of the other oils of passion fruit, watermelon, blackberry, canola, sunflower, palm, residual palm oil, and a combination of blackberry-milk oil, which made it possible to evaluate the absorption presented by each copolymer. The results indicated that the copolymers with the best absorption were those made from canola, passion fruit, and blackberry-dairy oil.

Keywords: Agroindustrial residues, seed oils, cold pressed, soxhlet.

Capítulo I

Generalidades

Introducción

Ecuador ocupa una posición geográficamente estratégica, y ha sido reconocido como uno de los países más megadiversos del planeta. Esta distinción proviene de su excepcional variedad de especies animales y vegetales que coexisten por metro cuadrado (Bravo, 2014). Además, la diversidad de sus suelos y climas crea las condiciones ideales para el cultivo de una gran variedad de frutas, las cuales han desempeñado un papel fundamental tanto en la alimentación como en la economía de la población (Paspuel, 2002).

La producción de frutas representa una actividad de gran relevancia en la agroindustria, aunque su funcionamiento conlleva la generación no solo de productos destinados al consumo humano, sino también de residuos agroindustriales. Lamentablemente, muchos de estos residuos son empleados como alimento para animales o en el peor de los casos, son dispuestos en quebradas y ríos, provocando la contaminación de la naturaleza y afectando la calidad de vida de las comunidades cercanas. Solo una pequeña cantidad de estos residuos es aprovechada como abono, debido a su alto contenido de nitrógeno, carbohidratos y proteínas (Mirpoor et al., 2021).

Resulta fundamental explorar alternativas para el manejo y aprovechamiento sostenible de los residuos agroindustriales generados. Sin embargo, en la actualidad, en Ecuador no se aprovechan de forma eficiente los residuos generados por las agroindustrias debido a que su valor es poco conocido y los altos costos asociados en la preparación de estos como materia prima (Riera et al., 2019).

Las semillas procedentes de los procesos de despulpado presentan un uso potencial que puede ser aprovechado principalmente en la extracción de aceites, los cuales podrían ser usados para la elaboración de productos para el aseo personal, obtención de biocombustibles,

aceites lubricantes, y como una alternativa sostenible al aceite de palma en la elaboración de alimentos.

Antecedentes

La población mundial está experimentando un crecimiento exponencial, mientras que los recursos necesarios para la subsistencia aumentan de manera lineal. A fin de satisfacer las necesidades alimenticias, la humanidad se ve forzada a utilizar, cada vez más, grandes extensiones de terrenos para la producción de cultivos como frutas, hortalizas, legumbres y la cría de ganado. Sin embargo, esta actividad trae consigo la destrucción de hábitats naturales de plantas y animales, llevando incluso a su desaparición (Alvarado et al., 2018).

El uso de productos químicos con el propósito de aumentar el rendimiento y acelerar la producción puede dar lugar a mayores riesgos que beneficios si su aplicación no es adecuada. En 1993, la American Chemical Society identificó alrededor de 13 millones de productos químicos, con una incorporación anual de más de medio millón, lo que lleva a una mayor concentración de químicos en los suelos, atmosfera y agua (Ramírez Campos, 2018).

En Ecuador, la agroindustria tuvo importantes orígenes en la Costa, aprovechando sus puertos marítimos para establecer conexiones con el mercado internacional. Su crecimiento se remonta a la década de 1940, cuando las primeras empresas aceiteras comenzaron a operar. A pesar de que la economía del país ha estado históricamente anclada a la producción y comercialización de productos agrícolas como el cacao, café, banano, entre otros (Quevedo, 2013), el sector agroindustrial no ha implementado actualizaciones en cuanto al uso de sus tecnologías, maquinaria y empaques, lo que ha limitado su competitividad (Baquero & Lucio, 2010).

Las semillas oleaginosas tienen diversas aplicaciones, entre ellas la producción de aceites vegetales, que alcanzó aproximadamente 600 millones de toneladas entre 2018 y 2019 (Mirpoor et al., 2021). Además, se utilizan en la alimentación animal, obtención de

biocombustibles, fabricación de productos farmacéuticos y polímeros, gracias a su alto contenido de fibra, proteínas y varios compuestos bioactivos. Esta amplia gama de usos ha impulsado un significativo aumento del 82 % en las áreas de cultivo dedicadas a la obtención de semillas oleaginosas, acompañado de un incremento del 240 % en la producción global de dichas semillas (Mirpoor et al., 2021).

Justificación e importancia

La búsqueda de alternativas al uso de materias primas fósiles ha adquirido gran importancia en diversos sectores, que incluyen tanto a empresas como gobiernos e instituciones educativas. En este contexto, el uso de fuentes de energía y materiales renovables, biodegradables, no tóxicos y amigables con el medio ambiente se ha convertido en un objetivo primordial para mejorar el estado actual del planeta. Dentro de las opciones disponibles, la biomasa lignocelulósica y los residuos agroindustriales han destacado como fuentes de energía y materia prima renovables altamente disponibles, de bajo costo y seguras para el medio ambiente, para la producción de biocombustibles y biomateriales. Estas alternativas representan enfoques sostenibles y viables que contribuye significativamente a reducir la contaminación ambiental y a mitigar el cambio climático (Wagemann & Tippkötter, 2019).

A pesar del uso su potencial que tienen los residuos agroindustriales, actualmente la tecnología disponible hace que resulte más económico seguir consumiendo productos derivados del petróleo. No obstante, es imprescindible continuar investigando y desarrollando tecnologías más eficientes y rentables con el fin de lograr un uso más sostenible y responsable de los recursos naturales disponibles (Wagemann & Tippkötter, 2019).

Promover el uso de residuos agroindustriales de las frutas ecuatorianas representa una estrategia efectiva de aprovechar toda la materia y energía potencial disponibles, lo que

conduciría a disminución paulatina de la dependencia de recursos fósiles tanto para la obtención de energía como para la producción de materiales derivados.

Alcance

En este trabajo se pretende utilizar las semillas de diversas frutas como granadilla, ovo, sandía, mango y mora obtenidas de los residuos del proceso de despulpado como materia prima para la obtención de aceites y evaluación de sus propiedades físico-químicas. Además, se pretende dar una posible aplicación a los aceites obtenidos.

Planteamiento del problema

La agroindustria ha desempeñado un papel muy importante en el desarrollo económico del Ecuador. Sin embargo, solo en el año 2018, su funcionamiento generó de alrededor de 23 000 millones de kilogramos de residuos en cultivos agrícolas. Lamentablemente, gran parte de estos residuos son dispuestos de manera inadecuada en botaderos a cielo abierto, terrenos vacíos y secos que al ser arrastrados por el viento contribuyen al daño de la naturaleza (Riera et al., 2019).

Algunas frutas son poco conocidas y cultivadas en huertos familiares que representan una fuente de sustento económico. Sin embargo, estas no han recibido la atención adecuada y actualmente existe escasos estudios de las frutas cultivadas en el Ecuador y de los pocos que existen, carecen de un enfoque integral más allá de las etapas convencionales de cultivo, cosecha, distribución y consumo.

Objetivos

Objetivo General

- Realizar la caracterización físico-química de aceites de semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora empleando las Normas Técnicas INEN-ISO, para la identificación de una potencial aplicación.

Objetivos Específicos

- Utilizar el proceso de prensado en frío para la obtención de aceite a partir de semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora.
- Evaluar la caracterización físico-química del aceite obtenido a partir de las semillas de Granadilla, Ovo, Sandía, Mango y Mora, conforme a las Normas ISO y NTE INEN.
- Determinar el perfil lipídico de los aceites de las semillas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora mediante el uso de la técnica de cromatografía de gases.
- Desarrollar una aplicación para el aceite que exhiba las mejores propiedades físico-químicas.

Hipótesis

Las propiedades físico-químicas de los aceites obtenidos mediante el proceso de prensado en frío muestran resultados prometedores como fuente de materia prima renovable para potenciales usos industriales.

Variables de la investigación

Variable dependiente

- Rendimiento del aceite.
- Índice de yodo.
- Perfil lipídico.

Variable independiente

- Aceite de granadilla.
- Aceite de ovo.
- Aceite de sandía.
- Aceite de mango.
- Aceite de mora.

Capítulo II

Marco teórico

Química Verde

En 1993, Paul Anastas, considerado como el padre de la Química Verde (QV) o Química Sustentable, definió a este, como: “El desarrollo, diseño e implementación que permitan reemplazar procesos o productos que traen consecuencias negativas. Es su lugar, busca utilizar alternativas menos contaminantes que permitan la reducción o eliminación de sustancias dañinas para el medio ambiente y la salud humana” (Pino, 2020).

La protección al medio ambiente actualmente es uno de los temas más discutidos, donde expresiones como “Solo tenemos un planeta” y “Salvemos al mundo” invaden día a día con un solo objetivo: preservar la vida en la tierra y fomentar la conciencia sobre el impacto que el hombre ha desencadenado y sigue causando sobre nuestro planeta. En respuesta ante esta problemática, han surgido varias ideas que prometen reducir el uso de los recursos naturales no renovables y la contaminación ambiental. Entre estas son ideas destacan las cumbres mundiales que alertan sobre las crisis ambientales y sus posibles repercusiones, así como la importancia de la Química Verde (Pino, 2020). La química verde se halla estructura de 12 principios que, como tal, ayudan a incentivar la disminución o eliminación del uso de sustancias peligrosas en la fabricación de nuevos productos, usando en gran parte materias primas renovables, con el propósito de reducir la contaminación del medio ambiente y sus potenciales consecuencias (J. Alvarez, 2018).

Principios de la química verde

En 1998, Paul Anastas y Jhon Warner, publicaron por primera vez los 12 principios de la QV para la creación de nuevos procesos que sean amigables con el medio ambiente (Pino, 2020). De estos principios, tres de las cuales se aplicarán en la obtención de copolímero

mediante vulcanización inversa utilizando aceites vegetales. A continuación, se describen brevemente cada uno de ellos:

1) Prevención. Menciona que es más factible prevenir la generación de residuos en lugar de tratarlos después de haberlos creado.

2) Economía atómica. Diseñar reacciones que impliquen el uso de la mayoría o todos los átomos para obtener un producto sin la generación de residuos.

Este principio se aplica al proyecto en la obtención de copolímero, ya que alrededor del 87 % de los alquenos se consumen durante la polimerización, según un estudio realizado por (Worthington et al., 2018) mediante Espectroscopia de Resonancia Magnética Nuclear.

3) Síntesis de toxicidad reducida. Los métodos de síntesis deberán ser diseñados para obtener sustancias poco o nada tóxicas, tanto para el medio ambiente como para el ser humano.

4) Productos seguros. Obtener productos químicos que mantengan la eficacia, pero que a la vez sean seguros y reduzcan su toxicidad cuando este está siendo utilizado.

5) Reducción de sustancias auxiliares. Evitar el uso de sustancias que no sean imprescindibles, tales como los solventes, agentes de separación, etc., debido a que la mayoría de ellos son volátiles e inflamables que contribuyen al aumento de la toxicidad de un proceso o reacción química. Además, su uso puede generar de gases de efecto invernadero, contaminación del aire y destrucción de la capa de ozono.

- En el caso de estudio para obtener el aceite mediante prensado en frío, no fue necesario el uso de solventes ni reactivos químicos, pues es un proceso de separación netamente mecánico-física. Mientras que, en el método soxhlet se emplea solventes volátiles que puede afectar la calidad del aire y la salud del operador.

- Por otro lado, en la obtención del copolímero se emplearon tres compuestos químicos: aceite vegetal, azufre, provenientes principalmente como subproductos de los procesos de hidrodesulfuración de la industria petroquímica (Chung et al., 2013), y cloruro de sodio o más conocido como sal común, un compuesto relativamente económico que actúa como porógeno y no participa directamente en la reacción.
- 6) Eficiencia energética.** El consumo de energía debe ser evaluado en función de los impactos económico y medioambiental con el objetivo de minimizarlo. Es recomendable buscar procesos que se puedan llevarse a cabo en condiciones ambientales, en lugar de recurrir a presiones y temperaturas elevadas.
- 7) Materias primas y energías renovables.** Es preferible usar materia prima renovable siempre que este sea económica y técnicamente viable.
- En el presente proyecto se usaron aceite de semillas frutales. Estas semillas fueron obtenidas de proceso del despulpado, una etapa que implica la separación de la pulpa de las restantes partes de la fruta.
- 8) Reducción de derivados.** Es recomendable evitar o minimizar la derivatización innecesaria, que implique el uso sustancias de bloqueo, modificación temporal de procesos físicos/químicos, protección/desprotección, ya que dichos procesos requieren reactivos adicionales y como tal generan desechos.
- 9) Potenciación de la catálisis.** Es preferible utilizar catalizadores reutilizables y los más selectivos posibles en vez de reactivos estequiométricos, para evitar la obtención de subproductos que provoque un aumento de residuos.
- 10) Productos biodegradables.** Los productos químicos deben ser diseñados de tal forma que, al cumplir su función, se transformen en productos que se degraden de manera inocua y no persistan por mucho tiempo en el medio ambiente.

11) Monitoreo en tiempo real. Desarrollar metodologías analíticas para supervisar y controlar cuidadosamente en tiempo real un proceso, antes de la formación de sustancias peligrosas.

12) Prevención de accidentes. Se recomienda el uso de reactivos químicos de tal forma que minimicen potenciales accidentes químicos como derrames, explosiones e incendios.

Economía circular.

Las empresas se encuentran constantemente innovando, buscando solucionar problemas, satisfacer necesidades y generar beneficios económicos. En este sentido, los recursos naturales son extraídos, procesados y transformados en diversas formas para su posterior comercialización, uso y desecho. No obstante, esto genera grandes cantidades de residuos que ocupan cada vez más espacio para su disposición final, a esto se le denomina modelo de economía lineal (Garabiza et al., 2021; Pino, 2020).

Por otro lado, la economía circular gira en torno a un esquema: extracción-diseño-producción-consumo-reciclado. Surge como respuesta al modelo de economía lineal, buscando reincorporar los residuos al proceso de producción. Este enfoque evita la extracción total de materias primas no renovables, trayendo consigo grandes beneficios ambientales, económicos, así como también sociales (Garabiza et al., 2021).

Agroindustria y residuos agroindustriales

La agroindustria son todas aquellas actividades encaminadas a la producción, industrialización y distribución de productos pertenecientes a los sectores agrícola, pecuario y forestal (Universidad Tecnológica Metropolitana (UTEM), 2020). No obstante, este proceso conlleva la generación de desechos, también conocidos como residuos agroindustriales, de los cuales gran parte de ellos son dispuestos de manera inadecuada en botaderos a cielo abierto,

terrenos vacíos y secos que al ser arrastrados por el viento contribuyen al daño de la naturaleza (Riera et al., 2019).

Los residuos agroindustriales poseen una composición química rica en materia lignocelulósica o almidón, lo cual lo convierten en una fuente importante de materia prima que posibilitan su uso a través de transformaciones químicas, físicas o biotecnológicas que pueden ser aprovechadas para la elaboración de productos como polímeros biodegradables, biodiésel, biogás, abonos orgánicos, bioaceites, materiales de construcción, entre otros (Riera et al., 2019).

Fruta

Parte de la planta que contienen grandes cantidades de azúcar y vitaminas, estas presentan sabores tanto ácidos como dulces y son fácilmente digeribles incluso cuando están crudas. Además, la mayoría de las frutas exhiben colores llamativos con aromas intensos y agradables propios de cada fruta, que las convierten en placenteras de consumir. La clasificación más común que se suele dar a las frutas se basa en el lugar donde se producen, dado que pueden crecer en climas fríos o templados, así como en entornos cálidos con alta humedad como las zonas tropicales o subtropicales (Kobayashi et al., 2023; INCAP-SECAC, 2017).

Otros autores definen a la fruta como un ovario maduro destinado al consumo, y están compuestas a menudo por tres capas distintas que se desarrollan durante su crecimiento: el exocarpio, que es la capa exterior, cáscara o piel; el mesocarpio, que es la capa intermedia o pulpa; y finalmente, el endocarpio, que representa la capa más interna y puede ser fina o tan dura como el hueso. La carnosidad y el grosor de las capas varían según el tipo de fruta, aunque en ciertos casos pueden estar ausentes una o dos capas. El conjunto de estas tres capas, independiente de si la fruta contiene una, dos o tres capas, se denomina pericarpio (Shipunov, 2018; Mauseth, 2014).

Frutas en el Ecuador

Ecuador se ubica en una región estratégicamente favorable, pues las condiciones climáticas y diversidad de suelos, permiten el cultivo de frutas de excelente calidad, incluso gran parte de ellas son destinadas a la exportación. Un ejemplo claro de ello tenemos al banano, piña, mango y brócoli, que entre 2014 y 2018 generaron ingresos por exportaciones que superaron los 3 500 millones de dólares estadounidenses. Por otro lado, frutas poco comunes como los aguacates, manzanas, duraznos, peras, uvas también son exportadas, aunque en menor cantidad. También se cultiva frutas con destino al mercado nacional (Ministerio de Agricultura y Ganadería, 2020).

Semilla

Es un óvulo que ha sido fecundado, es una parte esencial de la fruta y alberga el embrión capaz de dar origen a una nueva planta (Karplan, 2022). El tamaño de las semillas puede variar desde macroscópicos como los cocos hasta microscópicos como las semillas de las orquídeas. A demás, estas semillas pueden ser tipo monocotiledóneas o dicotiledóneas (Chuncho et al., 2019).

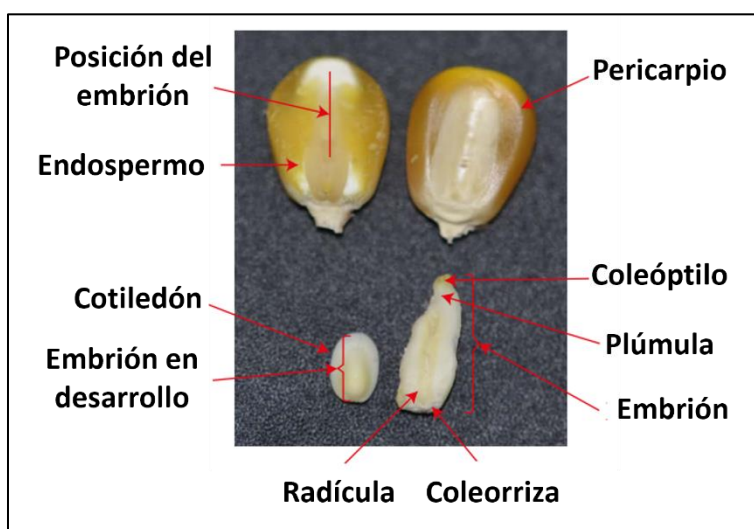
Partes de una semilla

Dependiendo del tipo de estructura que tenga la semilla, esta puede ser monocotiledónea o dicotiledónea, a continuación, se resumen las partes más importantes:

Semillas monocotiledóneas. Son semillas que tienen un solo cotiledón (hoja que almacenan alimentos para nutrir a la plántula cuando esta empieza a germinar). Y sus partes son: endospermo, un tejido nutritivo que además contiene almidón cuya función principal es proporcionar los nutrientes necesarios durante la etapa de crecimiento de la planta; coleóptilo, una envoltura que protege la plúmula durante la germinación de la semilla; coleorriza, encargada de proteger a la radícula del embrión; y finalmente, el cotiledón, que almacena las sustancias de reserva necesarias para el crecimiento de la plántula (Chuncho et al., 2019).

Figura 1

Partes de una semilla monocotiledónea

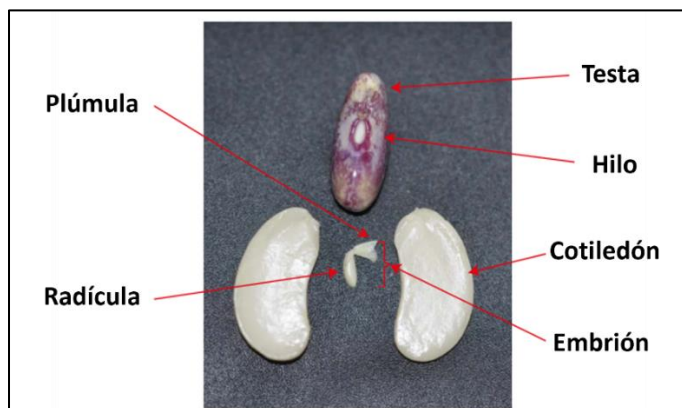


Nota. En la figura se representa las partes de una semilla de maíz. Adaptado de *Anatomía y Morfología Vegetal* (p. 119), por Chuncho, G. A., Chuncho, V. C. G., & Aguirre, Z. H.

Semillas dicotiledóneas. Son semillas que tienen dos cotiledones y consta de las siguientes partes: tegumento o epispermo, que es una estructura que protege a la semilla de lesiones mecánicas, gérmenes patógenos, etc., y consta de: una testa, que es la capa externa, brillante y dura, y; un tegmen, que es una capa de membrana que cubre internamente la testa. Embrión, es la parte más importante de una semilla, pues de esta emerge una nueva planta (Chuncho et al., 2019).

Figura 2

Partes de una semilla dicotiledónea



Nota. En la figura se representa las partes de una semilla de maíz. Adaptado de *Anatomía y Morfología Vegetal* (p. 118), por Chuncho, G. A., Chuncho, V. C. G., & Aguirre, Z. H.

Granadilla

La granadilla (*Passiflora ligularis*), perteneciente a la familia de las *Passifloraceae*, es una planta cuyo fruto tiene una forma redonda u ovalada. En esta fruta, se puede distinguir varias partes: una cáscara lisa (exocarpio) que rodea las semillas comestibles, y su color puede variar desde tonos intensos de mostaza hasta morado oscuro o anaranjado, dependiendo del estado de madurez; las semillas están rodeadas de una capa gruesa y lisa no comestible (mesocarpio); y la pulpa (endocarpio). La planta es una especie trepadora que puede alcanzar

varios metros de longitud, adaptándose a las condiciones del lugar y al soporte en el que se apoya para crecer (Kobayashi et al., 2023; Luna, 2019).

La granadilla o maracuyá dulce es nativa de los Andes tropicales, que crece en altitudes comprendidas entre 1500 y 2600 m.s.n.m. A la fruta menudo se le conoce como la “fruta de la pasión”, nombre otorgado por los españoles cuando llegaron a América del Sur debido a su parecido que tienen con las espinas, clavos y martillo (Gaona-Gonzaga et al., 2020; Luna, 2019).

Figura 3

Flor y fruta de granadilla



Nota. Tomado de *Vegetable Fats and Oils* (p. 535), por Krist, S., 2020, Springer International Publishing.

Usos

Aunque la fruta contiene numerosas semillas, es perfectamente apta para el consumo directamente gracias a su sabor dulce y refrescante. Además, se utiliza para elaborar jugos, mermeladas, jarabes, néctares, entre otros productos. En Ecuador, las hojas de la granadilla son utilizadas como infusiones alternativas para controlar la fiebre (Luna, 2019).

Taxonomía de la granadilla.

Según la Infraestructura Mundial de Información en Biodiversidad, (GBIF, 2023c) la granadilla presenta la siguiente taxonomía:

- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Tracheophyta
- **Clase:** Magnoliopsida.
- **Orden:** Magnoliopsida.
- **Familia:** Passifloraceae.
- **Género:** *Passiflora* L.
- **Especie:** *Passiflora ligularis* A. Juss.
- **Nombre científico:** *Passiflora ligularis*.

Variedades de la granadilla

Existen alrededor de 525 especies conocidas, distribuidos alrededor del mundo. En Ecuador, la producción de granadilla se concentra en climas fríos moderados, principalmente en las provincias de Azuay, Imbabura, Loja, Pichincha y Tungurahua con temperaturas que oscilan entre los 15 °C y 20 °C (Gaona-Gonzaga et al., 2020). Entre las variedades cultivadas en Ecuador se encuentran Ambato, colombiana, Nacional, Nativa, Cáscara gruesa, Buchona, Paragache, entre otras (Navarrete, 2017).

Valor nutricional

La fruta posee una pulpa transparente, aromática, jugosa y dulce, rica en calorías, minerales como el potasio y sodio, así como en vitaminas (A, B1, B2, B3, B9, C, E y K). Adicionalmente, presenta propiedades digestivas y diuréticas (Kobayashi et al., 2023; Luna, 2019). Una porción de 100 de pulpa de granadilla aporta con 97 kcal, 24 g de carbohidratos y 11 g de azúcar (Kobayashi et al., 2023). En cuanto a su composición, la fruta está compuesta

aproximadamente de un 6 % de semillas (200 a 250 semillas) rodeadas por un mucílago, un 46.3 % de pulpa y fibra, y un 50.4 % de piel. Además, se ha observado que las semillas presentan un alto contenido de grasas

Ovo.

El ovo (*Spondias purpurea*), perteneciente a la familia *Anacardiaceae*, es una planta cuya fruta es comúnmente conocida como ovito, ciruelo o jocote, sin embargo, su nombre puede variar dependiendo del país ((SIN), 2012; Cadena, 2019). La fruta puede alcanzar una longitud de hasta 5.5 cm y adoptar formas de huevo (ovalado), oblongas, obovoides o adquirir una forma semejante a la pera. La piel (exocarpio) puede ser de distintos colores, como púrpura, rojo, naranja, amarillo o verde, con una masa que oscila de entre 12 a 28 g dependiendo de la especie (de Almeida et al., 2017; Sosa-Moguel et al., 2018).

La planta es nativa de América Central y han sido introducidos en varios continentes, como Asia y África. Crece en climas tropicales y subtropicales, alcanzando una altura de entre 4 y 8 metros (Abreu et al., 2022; SIN, 2012).

La pulpa (mesocarpio) de la fruta es jugosa, ligeramente ácida y dulce, con un sabor similar al de la ciruela. Esta pulpa es apta para el consumo tanto en estado crudo como en su total madurez. En contraste, el endocarpio se caracteriza por ser duro y fibroso (Kobayashi et al., 2023; (SIN), 2012).

Figura 4

Planta, flores y frutos de ovo



Nota. Adaptado de *Verduras y frutas para todos: Enciclopedia didáctica y visual* (p. 183), por Kobayashi, S., Kondo, T., Rojas-Ramírez, D. A., & Kobayashi, N., 2023. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Agrosavia).

Usos

La pulpa del ovo es muy versátil en la cocina, ya que su sabor es apto para preparar postres y bebidas. Ejemplos incluyen mermeladas, helados, gelatinas, vinagre y vino. Además, se emplea para producir una bebida alcohólica conocida como “canario”, que combina jugo de ovo con aguardiente de caña y leche condensada. También es utilizada en repostería para la elaboración de cupcakes y pasteles (Ruiz, 2015). En el campo de la medicina para tratar las diuresis y la diarrea (de Almeida et al., 2017). Inclusive, sus aplicaciones se extienden al ámbito de la cosmética, donde puede emplearse para la fabricación de lociones corporales, champús, jabones, crema de manos y otros productos de cuidado personal (Kozioł & Macía, 1998).

Taxonomía del ovo

Según la Infraestructura Mundial de Información en Biodiversidad (GBIF, 2023e; Cadena, 2019), el ovo posee la siguiente taxonomía:

- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Tracheophyta
- **Clase:** Magnoliopsida.
- **Orden:** Sapindales.
- **Familia:** Anacardiaceae.
- **Género:** *Spondias*.
- **Especie:** *Purpurea L.*
- **Nombre científico:** *Spondias purpurea L.*
- **Nombre común:** Ovo, ovito, ciruelo, jocote.

Variedades de ovo

En el Ecuador, se cultivan tres variedades de ovos; *Spondias mombin L* y *Spondias cytherea L.* en la región Costa, mientras que *Spondias purpurea L.* se cosecha en Ambuquí (Reina, 2017). Sin embargo, estudios revelan que existen al menos 20 variedades de este fruto (Kobayashi et al., 2023).

Valor nutricional del ovo

La fruta, en su estado maduro, presente un promedio de un 70 % de pulpa, 14 % de cáscara y 16 % de semilla, además es rica en vitamina C, diversas vitaminas del complejo B, fósforo, calcio, hierro y varios aminoácidos esenciales. También contiene carbohidratos, carotenoides y antioxidantes, que desempeñan un papel crucial en la eliminación de radicales libres del cuerpo (Kobayashi et al., 2023; Abreu et al., 2022).

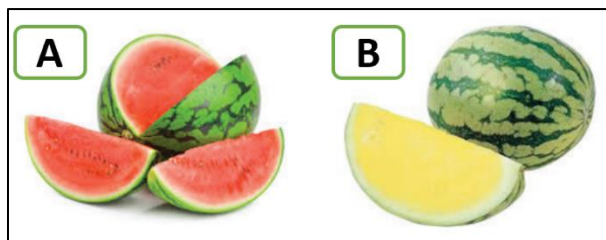
Sandía

La sandía (*Citrullus lanatus*) es una verdura que se destaca por su sabor bastante dulce y como tal, es consumida como una fruta (Kobayashi et al., 2023). Se cree que su origen viene de África, aunque actualmente se cultiva en todo el mundo. Crece sobre todo en regiones templadas y tropicales. (Sani et al., 2018; Rezig et al., 2020). Perteneciente a la familia *cucurbitáceae*, la sandía abarca varias especies trepadoras y rastreras que pueden extenderse de 2.9 m hasta 4.0 m de longitud (Averos, 2020). La fruta presenta una amplia variedad de formas, desde redondas, oblongas, ovaladas, hasta cilíndricas achatadas en los extremos. Incluso se han desarrollado técnicas para obtener frutas de forma cuadrada. La corteza exhibe una amplia gama de colores que va del color verde, amarillo, negro, verde con rayas irregulares de color verde oscuro con un grosor entre 0.5 cm a 4 cm. Aunque su tamaño puede ser pequeño, lo suficiente como para sostenerlo en la mano con un peso cercano a 2 kg, algunas especies pueden alcanzar más de 90 kg (Averos, 2020; Kobayashi et al., 2023).

En cuanto a la pulpa, generalmente suele ser de color rojo o medio rosa aunque también las hay de color naranja, amarillo o blanco (Crawford, 2017). La fruta está compuesta en su mayoría de agua, superando el 90 % de su contenido. Además, contiene entre 200 a 250 semillas de color negro, blanco o marrón, con longitudes que oscilan entre 5 mm a 10 mm de longitud y anchos de 3 mm a 5 mm. Sin embargo, interés por obtener variedades sin semilla ha ido creciendo los últimos años, obtenidas de la cruce de parentales diploides (2n) con tetraploides (4n), lo que da lugar a un producto triploide (3n), es decir, una fruta estéril que no desarrolla semillas (Crawford, 2017).

Figura 5

Fruta de la sandía de: A) pulpa roja y B) pulpa amarilla



Nota. Tomado de *Manual de manejo agronómico para cultivo de sandía (Citrullus lanatus)* (p. 10), por Crawford, H., 2017.

Usos

La fruta es apreciada por su alto contenido de pulpa jugosa y refrescante, lo que la convierte en un ingrediente ideal para la elaboración de diversos productos, tales como néctares, zumos, mermeladas, dulces, confituras y cocteles de frutas (Poornima et al., 2019; Rezig et al., 2020). En la India, las semillas de sandía se consumen como aperitivo, mientras que en África y Arabia se lo utilizan como aditivo en diversas preparaciones culinarias, e incluso como elemento decorativo en pasteles. Además, los residuos de la sandía son apreciados como una fuente de combustible para la cocina (Rezig et al., 2020).

Según Ouassor et al. (2020), en las culturas asiáticas y africanas, la fruta ha sido utilizada como tratamiento para enfermedades gastrointestinales, gonorrea, prostáticas y enfermedades infecciosas urinarias.

Taxonomía de la sandía

Según la Infraestructura Mundial de Información en Biodiversidad (GBIF, 2023a), la sandía posee la siguiente taxonomía:

- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Tracheophyta.
- **Clase:** Magnoliopsida.
- **Orden:** Cucurbitales.

- **Familia:** Cucurbitaceae.
- **Género:** *Citrullus Schrad. ex Eckl. & Zeyh.*
- **Especie:** *Citrullus lanatus (Thunb.) Matsum. & Nakai.*
- **Nombre científico:** *Citrullus lanatus.*

Variedades de la sandía

Se han identificado más de 50 variedades de sandías, clasificadas en función del color de la cáscara, el tamaño de la fruta, el sabor, la forma, entre otros factores. No obstante, a nivel genético existen cultivos de sandía sin semillas (Crawford, 2017).

En el Ecuador, se cultivan tres variedades principales: Charleston Gray, American Sweet y Quetzali las cuales se han adaptado fácilmente a las condiciones agronómicas y climáticas (El Comercio, 2010). Los cultivos de sandías más importantes se concentran en las zonas tropicales, especialmente en las provincias de Los Ríos, Manabí, Santa Elena y Guayas (Hidalgo, 2015).

Valor nutricional de la sandía

Por cada 100 g fruta fresca, la sandía proporciona aproximadamente 30,0 kcal de energía, 91,45 g de agua, 7,55 g de hidratos de carbono, 0,6 g de proteínas. Se caracteriza por su bajo contenido de grasas con unos 0,15 g de grasa total y 0,25 g de ceniza. Además, la sandía también, es una fuente de vitamina C y carotenoides, incluido el licopeno, que le confiere su color rojo característico (Dieta Y Nutrición, 2023; Kobayashi et al., 2023). En cuanto a los azúcares presentes, se encuentran la están la sacarosa, glucosa, fructosa y maltosa, con valores de 1,21 g, 1,58 g, 3,36 g y 0,06 g respectivamente. No contiene lactosa ni galactosa. Es importante mencionar que estos valores pueden variar dependiendo del grado de madurez de la sandía (Dieta Y Nutrición, 2023).

Mango

El mango (*Mangifera Indica*) es una planta que pertenece a la familia de las Anacardiácea, crece en climas tropicales y es originaria de Asia. Su introducción en América se llevó a cabo gracias a la llegada de los españoles en el siglo XVII (Eslava & Fajardo, 2020; Gurjar & Raj, 2022). En condiciones óptimas, el árbol puede alcanzar hasta 40 m de altura, con una copa que puede extenderse hasta 20 m de diámetro. Las frutas del mango crecen en racimos y presenta formas ovalada, redondeada o en forma de riñón. La piel del mango puede presentar una amplia gama de colores que abarcan desde verde, amarillo, amarillo-naranja, amarillo-rojo hasta el rojizo. Esta piel es suave y cerosa, con una fragancia característica, además, su textura es similar al cuero. En el interior de la fruta alberga una única semilla larga, plana y fibrosa (Kobayashi et al., 2023).

Figura 6

Planta, flores y frutas de mango



Usos

La fruta madura emite un olor agradable, su pulpa es jugosa y contiene cierta cantidad de fibras bien dispersas. Se consumen en diversas formas, como mermeladas, almíbares, jugos, néctar, helados, o incluso se puede consumir directamente de la planta (Kobayashi et al., 2023; Santos et al., 2013).

Taxonomía del mango

Según la Infraestructura Mundial de Información en Biodiversidad (GBIF, 2023b), la sandía posee la siguiente taxonomía:

- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Tracheophyta.
- **Clase:** Magnoliopsida.
- **Orden:** Sapindales.
- **Familia:** Anacardiaceae.
- **Género:** *Mangifera* L.
- **Especie:** *Mangifera indica* L.
- **Nombre científico:** *Mangifera indica*.

Variedades del mango

En el mundo estudios revelan que existen más de 1 000 variedades. El color, tamaño, forma, calidad nutritiva y dulzura varían de una especie a otra (Kobayashi et al., 2023). De un total de 69 especies, 15 son comestibles, entre las cuales se encuentran la *M. altísima*, *M. longipes*, *M. cacsia*, *M. macrocarpa*, *M. cochinchinensis*, *M. odorata*, *M. foetida*, *M. pajang*, *M. griffithii*, *M. pentandra*, *M. indica*, *M. sylvatica*, *M. lagenifera* y la *M. Zeylanica*. No obstante, la especie *Indica* se encuentra las variedades más representativas como Criollo, Diplomático, Haden, Manila, Manila rosa, Manila Oro, Keitt y Atoail (Eslava & Fajardo, 2020). Según Agrosericios & Asociados (AGRO, 2023), entre las variedades más cultivadas en Ecuador se encuentran Ataulfo, Criollo, Kent, Keitt, Tommy Atkins y la Haden.

Valor nutricional del mango

La fruta de mango contiene entre un 40 % y 60 % de piel, hueso y bagazo, mientras que el resto corresponde al contenido de pulpa (Santos et al., 2013). Esta proporción puede variar según el nivel de maduración y la variedad del fruto. Por cada 100 g de fruta, puede aportar entre 69 kcal y 79 kcal, además, posee grandes cantidades de azúcares y ácidos (Kobayashi et al., 2023).

La fruta tiene alrededor de un 85,5 % de agua y es rica en minerales como fósforo, zinc, potasio, sodio, hierro, calcio, magnesio y manganeso y vitaminas (A, B, C, E y K). Además, aporta con fibra dietética y carbohidratos (Kobayashi et al., 2023).

Mora

La mora (*Rubus glaucus*), el nombre *Rubis* proviene de latín *ruborum* que significa rojo, la mora es un arbusto trepador, pertenece a la familia *rosaceace* de origen Andino, por lo que crece en climas fríos entre temperaturas que oscilan entre 11 °C y 18 °C y altitudes de entre 2 000 y 3 000 m.s.n.m. La planta está rodeada de espinas de diferentes tamaños y formas. Sus flores son de color rosado, blanco o magenta (Romoleroux et al., 2018; Cevallos, 2020).

El tamaño de la fruta puede alcanzar un largo de hasta 3 cm, con una forma cónica y un peso que oscila entre 4,16 g y 5,48 g. Su color puede variar desde el rojo hasta el púrpura dependiendo del estado de madurez (Romoleroux et al., 2018; Cevallos, 2020).

Figura 7

Planta, flores y frutas de mango



Nota. Tomado de Manejo agronómico del cultivo de mora de castilla (*Rubus glaucus*) (p.57), por Cevallos, 2020.

Usos

La fruta es ampliamente utilizada para elaboración de bebidas, mermeladas, postres, jaleas, helados. Además, de sus usos culinarios, las hojas de la planta poseen muchos fenoles y antioxidantes. Estos elementos han demostrado ser excelentes para tratar dolencias corporales y sus síntomas. Históricamente, en las culturas chinas, griegas y romanas utilizaban la infusión de las ramas de mora para tratar la diarrea y hasta como un antídoto contra mordeduras de serpientes. Incluso se encontraba que masticar las hojas aliviaban el dolor en las encías. Además, debido a su fácil adaptabilidad, la mora es sembrada como una cerca viva (Romoleroux et al., 2018).

Taxonomía de la mora

Según la Infraestructura Mundial de Información en Biodiversidad (GBIF, 2023d), la mora posee la siguiente taxonomía:

- **Reino:** Plantae.
- **Filo:** Tracheophyta.
- **Clase:** Magnoliopsida
- **Orden:** Rosales.
- **Familia:** Rosaceae.
- **Género:** *Rubus* L.
- **Especie:** *Rubus glaucus* Benth.

Variedades de la mora en Ecuador

A nivel global, se han identificado alrededor de 250 especies de *Rubus*, las cuales se encuentran agrupadas en cinco subgéneros: *Cyclatis* Focke, *Chamaemorus* Focke, *Anoplobatus* Focke, *Rubus* Linn e *Idaeobatus* Focke. No obstante, es importante destacar que esta clasificación aún se encuentra en debate, sosteniendo la posibilidad de hasta 1000 especies. No obstante, en el Ecuador solo están presente 23 de estas especies de *Rubus* y se cultivan principalmente en las provincias de Carchi, Cotopaxi, Pichincha y Tungurahua (Romoleroux et al., 2018; Realpe, 2020).

Valor nutricional de la mora

La fruta es muy nutritiva, pues por cada 100 g aporta con 53 kcal, 6.5 g de fibra, y 1.2 g de proteína. Además, contiene minerales como el calcio, hierro, fósforo, magnesio, manganeso, potasio, sodio y zinc, así como de vitaminas (B1, B3, B5, B6, B9, C, E y K) y antioxidantes beneficiosos para el cuerpo humano (Kobayashi et al., 2023).

Aceites y grasas

Los aceites y grasas son compuestos químicos formados por triésteres de diversos ácidos monocarboxílicos alifáticos no ramificados unidos a un glicerol. Se denominan aceites cuando un alto porcentaje de ácidos grasos presentes en los triglicéridos son insaturados y, por lo tanto, a temperatura ambiente son líquidas. Por otro lado, se denomina grasas cuando un alto porcentaje de ácidos grasos en los triglicéridos son saturados y, en consecuencia, son sólidas a temperatura ambiente (Krist, 2020).

Tipos de aceites

Aceites vegetales

Los aceites vegetales están formados mayoritariamente por ésteres naturales de ácidos grasos unidos aún esqueleto de glicerol, se los conoce también como triglicéridos (triestéres de ácidos grasos saturados e insaturados de cadena larga combinados con glicerol), que produce una planta durante su ciclo de vida y se encuentra en forma líquida a temperatura ambiente. Estos aceites se localizan principalmente en las semillas, las cuales están compuestas por dos componentes principales: la parte oleaginosa y la parte sólida o harina (Gnanasekaran & Chavidi, 2018).

Son aceites que se encuentran presentes en las plantas, ya sea en las semillas o en la pulpa, y son extraídos por distintos procedimientos para obtener aceites purificados. Por ejemplo, los aceites de olivo y palma se extraen de la pulpa, mientras que los aceites de canola, girasol, maíz, algodón, aceitunas, coco y maní se extraen de las semillas. También se pueden obtener aceites vegetales de semillas como la sandía, aguacate, manzana, papaya, uva, etc. Otra fuente importante de aceite vegetal se encuentra en los frutos secos como las almendras, nuez, piñón, pistachos, avellanas, entre otros (Kobayashi et al., 2023).

Usos de los aceites vegetales

Según Kobayashi et al. (2023), los aceites vegetales son ampliamente usados en:

- La industria alimentaria. Se utiliza en la preparación de comidas, masa de pastelería, productos fritos, como aderezo de ensaladas y como componentes para elaborar chocolates, como el aceite o la manteca de cacao.
- En la industria de cuidado personal, cosmética y productos de limpieza. Los aceites vegetales se emplean en la elaboración de cremas hidratantes, productos de cuidado para el cabello, champús, jabones, detergentes, etc.
- En la industria farmacéutica. Se utiliza en la síntesis de medicamentos, purgantes.
- En la industria de combustibles. Se emplea en la producción del biodiésel.
- En la industria automotriz. Para la fabricación de lubricantes para automóviles.

Aceites esenciales

También conocidos como aceites volátiles, estos constituyen una mezcla compleja de aromas presentes en plantas comestibles, medicinales y herbáceas extraídos de flores, frutos, semillas, raíces, hojas, brotes, madera y ramitas. La producción de aceites esenciales por parte de las plantas es una respuesta al estrés fisiológico, factores ecológicos, y al ataque de patógenos (Hashemi et al., 2017; Franz, C. & Novak, 2020).

Los aceites esenciales se componen principalmente de terpenos como el limoneno, mirceno, etc., junto con una poca cantidad de compuestos aromáticos como lo que contienen el anís estrellado, anís, nuez moscada, perejil, etc. También contienen alcoholes como alcohol cinámico, aldehídos (cinamaldehído), fenoles (eugenol), entre otros. La extracción de aceites esenciales puede llevarse a cabo por métodos como la destilación con agua o hidrodestilación, la destilación al vapor, la extracción con disolventes, la extracción con fluidos supercríticos, etc.

Estos aceites esenciales se los destina principalmente para la elaboración de fragancias y cosméticos, así como a la industria alimentaria y farmacéutica (Hashemi et al., 2017; Franz, C. & Novak, 2020).

Extracción de aceites vegetales

Es un proceso que consiste en separar los triglicéridos presentes en las semillas oleaginosas aplicando diversos métodos, ya sean mecánicos, químicos y bioquímicos (Nde & Foncha, 2020).

Métodos de extracción de aceites

Extracción de aceite por prensado en frío

La extracción en frío constituye un proceso mecánico mediante el cual se obtiene el aceite al aplicar presión a las semillas oleaginosas a bajar temperaturas no superiores a 50 °C, sin recurrir al empleo de químicos (Espinoza, 2021).

El proceso de extracción en frío es ideal para semillas oleaginosas que contienen más del 20 % de aceite. Pero este método tiene interés porque no implica tratamientos térmicos ni químicos, lo que resulta en productos más seguros. Esta particularidad contribuye a prevenir la liberación de sustancias químicas al medio ambiente, la formación de compuestos no deseados y la degradación de componentes principales del aceite (Rezig et al., 2020).

Ventajas.

- La temperatura que alcanza durante el prensado en frío no supera los 50 °C, por lo que las vitaminas, ácidos grasos se conservan sin alterar su composición química, además de que su torta puede ser utilizada (Rezig et al., 2020; Nde & Foncha, 2020).
- Es un proceso tanto económico como seguro, pues no requiere de personal altamente capacitado para operar las máquinas (Nde & Foncha, 2020).

Desventajas.

- El rendimiento es bajo comparado con la extracción por disolventes (Rezig et al., 2020).

Etapas del proceso de prensado en frío.

El proceso de extracción de los aceites de semillas oleaginosas implica los siguientes aspectos descritos por (Florin Switzerland, 2023):

Paso 1: Las semillas deben ser limpiadas y trituradas. A continuación, se prensa para obtener el aceite.

Paso 2: La refinación. Después del prensado, los aceites o grasas contienen partículas de semillas, cáscaras, colorantes, ácidos grasos libres y sustancias olorosas. Por lo que en esta etapa se eliminan los materiales orgánicos e inorgánicos, para garantizar una vida útil más duradera.

A su vez, este proceso consiste en:

- **Desgomado.** Este proceso implica la pulverización con agua caliente junto con la adición de ácido cítrico para eliminar las lectinas, también conocidas como mucílago, y partes de las cáscaras.
- **Neutralizado.** En esta etapa, aceite se rocía con hidróxido de sodio para formar ácidos grasos libres en jabón soluble en agua. Posteriormente, estos compuestos son drenados a través del extremo cónico del neutralizador.
- **Blanqueamiento y filtración.** Durante esta fase, se eliminan esteroides, colorantes y oligoelementos metálicos del aceite. Inicialmente, el aceite primero es sometido a secado para facilitar la aplicación de una arcilla blanqueadora. Finalmente, la suspensión resultante se filtra para separar la arcilla blanqueadora contaminada.

- **Desodorización.** A este proceso se le conoce también como vaporización, mediante el cual se eliminan las sustancias con sabor y olor no deseados del aceite. El agua se rocía sobre el aceite calentado y según se escapa, este llevará consigo sustancias como peróxidos, sustancias volátiles y otros contaminantes.

Paso 3: Centrifugación. Este paso contribuye a la separación de los componentes del aceite en suspensiones y emulsiones.

Extracción de aceite por prensado en caliente

En este proceso de extracción de aceite, se combinan calor y presión mecánica, los que no solo simplifica su ejecución, sino que también genera un mayor rendimiento como consecuencia de la aplicación del calor (Espinoza, 2021).

Extracción de aceite por el método Soxhlet

Este método se basa en el uso de solventes volátiles, tales como n-hexano, cloroformo/metanol o éter de petróleo. Junto con un aparato soxhlet, implica en ciclos repetitivos de evaporación y condensación del disolvente, lo que posibilita la extracción de los lípidos presentes en las semillas oleaginosas. Para lograr una extracción eficiente, resulta crucial reducir el tamaño de las semillas, con el propósito de exponer una mayor área de contacto con el disolvente volátil. Una vez obtenida la mezcla disolvente-aceite, es posible separar ambos componentes a través de un destilador o un rotavapor (Espinoza, 2021).

Ventajas

- El disolvente se puede utilizar en un nuevo proceso.
- Se obtiene un mayor rendimiento de aceite.

Desventajas

- Las altas temperaturas pueden afectar la calidad del aceite

- Requiere de un proceso físico de separación como lo es la destilación para obtener un producto con una pureza alta.
- Existe el riesgo a la degradación térmica de ácidos grasos insaturados y los grupos funcionales que lo conforman (Espinoza, 2021).

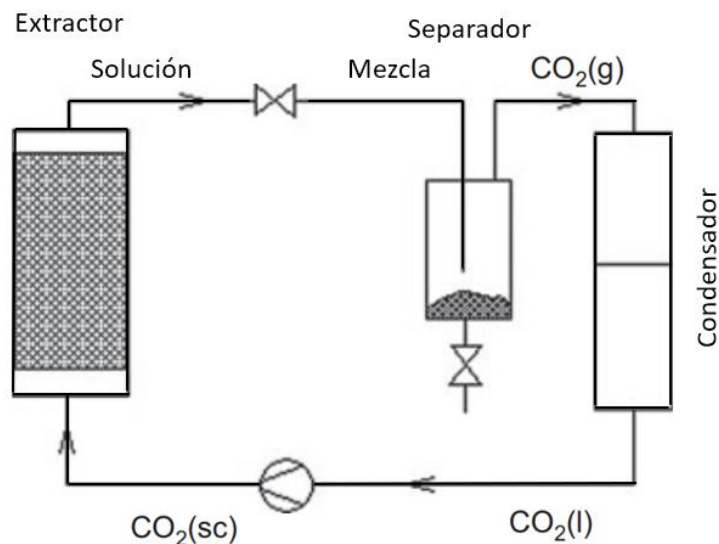
Extracción supercrítica

Es un método que utiliza un fluido supercrítico, es decir, utiliza una sustancia que con presión y temperaturas críticas adquieren propiedades de un líquido y un gas, además de que este presenta una baja viscosidad, lo que le permite una mejor transferencia de masa entre los líquidos. Sin embargo, este método de extracción implica elevados costes para llegar a dichas condiciones supercríticas (Sovová & Stateva, 2011).

El compuesto químico utilizado para dicho proceso es el dióxido de carbono, pues no es un disolvente tóxico, ni inflamable y, además, es barato y de fácil acceso, sus condiciones críticas son $T_c = 31,1\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $P_c = 7,38\text{ MPa}$ (Sovová & Stateva, 2011). Otros disolventes utilizados también incluyen gases comprimidos como el propano, etano, etileno y óxido de dinitrógeno (Nde & Foncha, 2020). En la extracción es necesario que el material vegetal este seco, se carga en un recipiente de forma cilíndrica para la extracción, el disolvente supercrítico es alimentado continuamente al extractor con una bomba de alta presión, después la solución fluye a un separador donde las sustancias extraídas se precipitan mediante cambios de temperatura y/o presión, y finalmente el disolvente se regenera y circula nuevamente tal como se muestra en la figura 7 (Sovová & Stateva, 2011).

Figura 8

Esquema simplificado del equipo de extracción supercrítica



Nota. Tomado de *Supercritical fluid extraction from vegetable materials* (p. 80), por, Sovová, H., & Stateva, R. P., 2011.

Extracción asistida por ultrasonido (EAU)

Es un método que aprovecha la energía de las ondas ultrasónicas para extraer los aceites, este tipo de onda tiene una frecuencia que oscila entre 20 y 100 MHz. Entre las ventajas incluyen tiempos de extracción más cortos, alta eficiencia de extracción y baja demanda de energía. Utiliza la cavitación para provocar la formación, crecimiento y colapso de burbujas, facilitando el movimiento de disolventes como el hexano en la muestra, así como la liberación de compuestos. Cuando el tiempo de saponificación aumenta, altera la pared celular y aumenta la interacción entre el disolvente y la muestra, lo que se refleja en un incremento del aceite extraído. Además, el aumento del volumen del disolvente aumenta la diferencia de concentración entre el aceite de la semilla y el disolvente, lo que favorece una mayor transferencia de masa (Nde & Foncha, 2020).

Extracción asistida por microondas (MAE)

Es un método de extracción de aceites más modernos y atractivos. Durante este proceso la muestra se desnaturaliza, mejorando de esta forma la extracción, además de que requiere pocas cantidades de disolvente para producir un aceite de alta calidad. Entre otras ventajas destacan el uso de menor cantidad de energía, bajos costos de producción, así como disminución del impacto ambiental (Nde & Foncha, 2020).

Caracterización físico-química de aceites

Tabla 1

Normas utilizadas en la caracterización físico-química de los aceites

ENSAYO	NORMA	DESCRIPCIÓN
<ul style="list-style-type: none"> • Densidad relativa 25/25°C • Pérdida por calentamiento • Índice de refracción 	<ul style="list-style-type: none"> NTE INEN 0035 ISO 662 ISO 6320 	<ul style="list-style-type: none"> • Relación densidad de la sustancia con respecto al agua • Determinación de agua y otros compuestos volátiles. A 103 ± 2 °C • Velocidad de la luz a través del aire en relación con el aceite.
<ul style="list-style-type: none"> • Índice de yodo • Índice de acidez • Índice de saponificación • Materia insaponificable • Ensayo de rancidez • Índice de peróxidos 	<ul style="list-style-type: none"> NTE INEN 0037 ISO 660 ISO 3657 ISO 3596 NTE INEN 0045 ISO 3960 	<ul style="list-style-type: none"> • [g I₂/100 g]. Mide el grado de insaturación de los componentes de una muestra. • [mg KOH/g]. Masa de KOH requeridos para neutralizar los ácidos grasos presentes en un gramo de muestra • [mg KOH/g]. Miligramos hidróxido de potasio para saponificar 1 g muestra • Compuestos presentes en los aceites que no pueden saponificarse • Mide el grado de deterioro de aceites • [meqO₂/Kg muestra]. Cantidad de peróxidos presentes

Densidad relativa

Es una propiedad física que relaciona la cantidad de materia contenida en un volumen determinado de una sustancia a 25 °C y la cantidad de materia de un volumen idéntico de agua a la misma temperatura (NTE INEN 0035, 2012).

Índice de yodo

Es una medida que muestra el grado de insaturación que los componentes de una grasa pueden presentar. Dicho resultado muestra la cantidad de yodo reaccionado o absorbido por cada 100 g de muestra (ISO 3596:2000(E), 2000).

Un aceite con un índice de yodo igual a cero indicará que está totalmente saturado. Según el índice de yodo, los aceites pueden clasificarse en cuatro grupos: A. Saturados: índice de yodo entre 5 y 50; A. Monoinsaturados: índices de yodo entre 50 y 100; A. Biinsaturados: índices de yodo entre 100 y 150; A. Triinsaturados: índices de yodo mayores a 150 (Espinoza, 2021).

Índice de acidez

Se define como la masa en miligramos de hidróxido de potasio requeridos para neutralizar los ácidos grasos libres que se encuentran presentes en un gramo de grasa (ISO 660:2020(E), 2020).

Pérdida por calentamiento

Consiste en determinar el contenido total de humedad (agua) y otros compuestos volátiles de muestras grasas y aceites animales o vegetales por calentamiento a 103 ± 2 °C (ISO 662:2016(E), 2016).

Índice de saponificación

Según la Organización Internacional de Normalización (ISO 3657:2020(E), 2020), el índice de saponificación es definido como los miligramos necesarios de hidróxido de potasio para saponificar 1 g de una cierta muestra.

Materia insaponificable

Son todas aquellas sustancias que por lo general se encuentran disueltas en grasas y aceites que no se pueden saponificar por álcalis, pero son solubles en solventes de grasas (NTE INEN 0041, 1973).

Índice de refracción

Es definido como la relación entre la velocidad de la luz de una determinada longitud de onda en el vacío y su velocidad de propagación en cierto medio (ISO 6320:2017(E), 2017).

Rancidez

Es el deterioro que puede llegar a experimentar las grasas y aceites comestibles debido a las transformaciones químicas o enzimáticas que tienen lugar durante su exposición al oxígeno (NTE INEN 0045, 1973).

Índice de peróxido

Es una medida que evalúa la cantidad de peróxidos presentes, expresado en milliequivalentes de oxígeno activo por kilogramo de muestra de grasa. Estos peróxidos provocan la oxidación del yoduro de potasio, y el valor obtenido refleja el estado de oxidación inicial de un aceite (A. Alvarez & Bosquez, 2023).

Cromatografía de gases (GC)

La palabra cromatografía proviene del griego *chroma*, cuyo significado es "color" y *graphein*, que significa "escribir". La cromatografía es un método físico de separación entre los cuales los componentes a separar se distribuyen en dos fases, una estacionaria y otra móvil, para su análisis cualitativo y cuantitativo. Existen dos tipos de cromatografía, cromatografía de gases (GC) y cromatografía de líquidos (LC) (Gary, 2009).

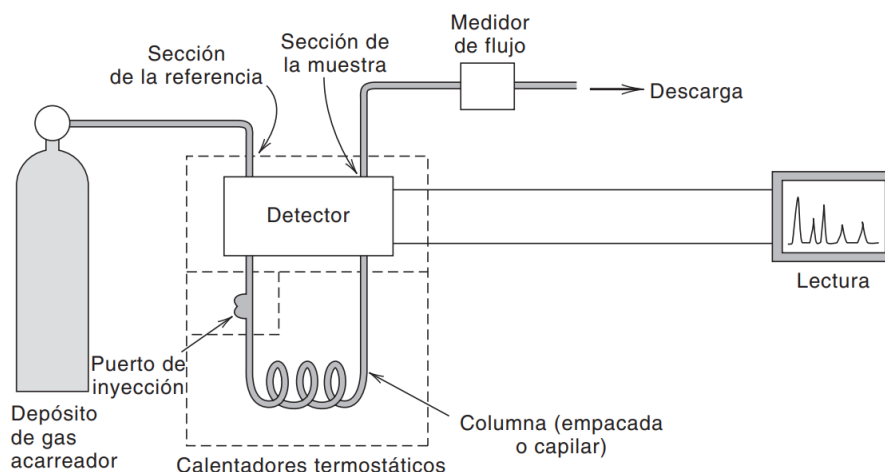
La cromatografía de gases es usada en la determinación de compuestos orgánicos, aunque existen limitaciones, pues estos deben ser volátiles y estables a las temperaturas entre 50 °C a 300 °C. En la cromatografía de gases se separan sustancias gaseosas con base a su

adsorción o partición en una fase estacionaria a partir de una fase gaseosa. Existen dos tipos de cromatografía de gases: cromatografía de gas-sólido (de adsorción) y cromatografía de gas-líquido (de partición), esta última es la más importante, usada en forma de columna capilar (Gary, 2009).

En la separación por cromatografía de gases, los componentes de una muestra son vaporizada e inyectada en la parte superior de la columna cromatográfica (Skoog et al., 2015).

Figura 9

Esquema de un cromatógrafo de gases



Nota. Tomado de *Química analítica* (p. 575), por Gary, 2009, Limusa.

En cromatografía de gases, la muestra a analizar pasa al estado de vapor (o ya es gaseosa) cuando se inyecta a un puerto calentado, donde el eluyente será un gas acarreador. La fase estacionaria suele ser un líquido no volátil soportado en una pared capilar (Gary, 2009).

Los componentes que son retenidos fuertemente por la fase estacionaria se mueven lentamente con el flujo de la fase móvil, por lo contrario, los componentes débilmente unidos a la fase estacionaria se mueven más rápido. Producto de este movimiento, los componentes se representan en una gráfica en función de los tiempos de retención. A la gráfica obtenida se le

denomina cromatograma, este proporciona información cualitativa de las especies presentes en una muestra, por lo tanto, nos ayuda a determinar la presencia o ausencia de una especie, y esta podría ser identificada si se dispone de un patrón. Por otro lado, para realizar un análisis cuantitativo se toma en consideración el área y la altura del analito con patrones (Chacón, 2017).

Espectroscopia infrarroja con transformada de Fourier (FTIR)

Los espectrómetros infrarrojos de transformada de Fourier o FTIR por sus siglas en inglés, utiliza un dispositivo conocido como interferómetro de Michelson para medir de forma precisa las longitudes de onda de la radiación electromagnética (Skoog et al., 2015).

FTIR, se considera herramienta útil para el estudio de estructuras de moléculas mediante interacción entre la energía electromagnética infrarroja y la materia, además permite hacer mediciones cuantitativas y cualitativas de numerosas muestras. La región de interés para el IR en el análisis químico es la del infrarrojo medio, situada entre $4\ 000\text{ cm}^{-1}$ y 400 cm^{-1} , la región del infrarrojo lejano situada entre 400 cm^{-1} y 10 cm^{-1} y la región del infrarrojo cercano situada entre $4\ 000\text{ cm}^{-1}$ y $14\ 0000\text{ cm}^{-1}$ útil en el análisis de moléculas que contienen átomos pesados, tales como los compuestos inorgánicos (Abidi, 2021).

La espectroscopia infrarroja es ampliamente utilizada en la identificación de compuestos orgánicos e inorgánicos puros, a excepción de las moléculas homonucleares como N_2 , O_2 y Cl_2 , todos los compuestos químicos absorben radiación infrarroja, ya que cada compuesto molecular tiene un espectro de absorción única, a excepción de moléculas quirales en estado cristalino (Skoog et al., 2015).

Monómero

Un monómero, es una palabra que proviene del griego *mono* que significa “uno”, y hace refiere a una molécula simple que se unen para formar polímero (Wade. L.G, 2012).

Polímero

El término “polímero” proviene del griego *poly*, cuyo significado es “muchos” y *mero*, que se refiere a “parte”. Por lo tanto, un polímero se define como una molécula compuesta por la unión de unidades más pequeñas llamados monómeros (Koltzenburg et al., 2017; Seymour & Charles Jr, 2021). Al polímero también se le conoce como plástico o macromolécula formada a partir de más de un monómero (Padinjakkara et al., 2018).

Comonomero

Es un monómero que se incorpora a la formación de un polímero compuesto por uno o varios monómeros diferentes, al producto obtenido se le denomina copolímero (Koltzenburg et al., 2017).

Vulcanización inversa

Es un proceso mediante el cual se abre los anillos del azufre octomolecular (S₈) a temperaturas elevadas y que al incorporar monómeros insaturados, formen enlaces con el azufre, dando lugar a polímeros químicamente estables denominados copolímeros (Chung et al., 2013; Boyd, 2016).

Calorimetría Diferencial de Barrido (DSC)

Es una técnica que mide la diferencia de flujo de calor suministrado a una muestra objeto de estudio y una muestra referencial. Ambas se exponen al mismo programa de temperaturas en atmósferas inertes (helio, nitrógeno) o en atmósferas oxidantes (aire) que permiten la combustión. Cuando existe un cambio de transición térmica que provoca una emisión o absorción de calor en la muestra, se añade energía térmica a la muestra o referencia para mantener ambas a la misma temperatura (Seymour, R. B. & Charles Jr, 2021; Braun et al., 2013).

Toda la información se ve reflejada en un termograma, un gráfico del proceso térmico donde generalmente en el eje horizontal se representa la temperatura y en el eje vertical se representa el flujo de calor o potencia calorífica.

La DSC es ampliamente utilizada para identificar transiciones de fusión, descomposición, cambios de fase cristalina y cambios por reacciones químicas. Además, permiten la cuantificación de entalpías, temperaturas de transición vítrea y fusión, así como el cálculo de energía de activación, determinación del calor específico, entre otros (Seymour, R. B. & Charles Jr, 2021).

Capítulo III

Metodología

En el presente trabajo se describen los equipos, materiales y reactivos proporcionados por los laboratorios de Petroquímica de la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE-Latacunga, así como los equipos del laboratorio de la Facultad de Alimentos de la Universidad Técnica de Ambato UTA y de la empresa Isabrubotanik S.A., para el procesamiento de la materia prima, la caracterización físico-química del aceite extraído de distintas semillas de frutas, así como la obtención de un copolímero. A continuación, se detallarán los más importantes:

Materia prima

- Residuos del proceso de despulpado de las frutas, mango, variedad Kent y mora de castilla, generados en la fábrica de helados Manny Fruit's de la ciudad de Salcedo.
- Residuos del proceso de despulpado del ovo, pertenecientes al emprendimiento "Ovito Dulce Mangar", provenientes de la parroquia Ambuquí del cantón Ibarra.
- Frutas de granadilla, variedad colombiana y sandía, variedad Quetzali procedentes del mercado mayorista de la ciudad de Latacunga.

Equipos, materiales y reactivos

Tabla 2

Obtención de semillas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora

Equipos	Materiales
<ul style="list-style-type: none"> • Estufa-Boeco Isotherm OFA 	<ul style="list-style-type: none"> • Colador • Recipientes plásticos • Bandejas de aluminio • Fundas de polipropileno

Tabla 3

Extracción de aceite por prensado en frío y soxhlet

Método	Equipos	Materiales	Reactivos
<ul style="list-style-type: none"> • Prensado en frío 	<ul style="list-style-type: none"> • Máquina de prensado en frío. 	<ul style="list-style-type: none"> • Semillas secas 	
<ul style="list-style-type: none"> • Soxhlet 	<ul style="list-style-type: none"> • Estufa-Boeco Isotherm OFA Equipo soxhlet: <ul style="list-style-type: none"> • Manta de calentamiento • Balón de 500 ml • Extractor Soxhlet • Refrigerante DIMROTH • Mangueras de hule 	<ul style="list-style-type: none"> • Semillas secas • Molino manual de hierro fundido para granos • Malla N. 40 • Dedales de celulosa • Algodón 	<ul style="list-style-type: none"> • Éter de petróleo

Tabla 4

Caracterización física-química de aceites

Prueba física-química	Equipos	Materiales	Reactivos
<ul style="list-style-type: none"> • Análisis de Ésteres Metílicos de Ácidos Grasos 	<ul style="list-style-type: none"> • Cromatógrafo de gases PerkinElmer 	<ul style="list-style-type: none"> • Viales • Pipetas 	<ul style="list-style-type: none"> • Hidróxido de Potasio 2 M en metanol • Aceites vegetales
<ul style="list-style-type: none"> • Densidad relativa 	<ul style="list-style-type: none"> • Baño María • Estufa-Boeco Isotherm OFA • Balanza analítica 	<ul style="list-style-type: none"> • Picnómetros tipo Gay-Lussac de 10 ml 	<ul style="list-style-type: none"> • Solución sulfo-crómica • Aceites vegetales
<ul style="list-style-type: none"> • Índice de yodo 	<ul style="list-style-type: none"> • Balanza analítica 	<ul style="list-style-type: none"> • Matraz Erlenmeyer de 500 ml • Pipeta de 25 ml • Bureta de 25 ml y 50 ml 	<ul style="list-style-type: none"> • Reactivo de Wijs • Yoduro de potasio $\rho = 150 \text{ g/l}$. • Tiosulfato de sodio 0.1 N • Solución de almidón $\rho = 10 \text{ g/l}$ • Tetracloruro de carbono • Aceites vegetales
<ul style="list-style-type: none"> • Índice de acidez 	<ul style="list-style-type: none"> • Balanza analítica 	<ul style="list-style-type: none"> • Bureta de 25 ml graduada • Soporte universal • Matraces aforados graduados 	<ul style="list-style-type: none"> • Etanol al 95 % • Solución patrón de hidróxido de sodio 0.1 M en etanol • Solución en etanol de fenoltaleína concentración másica $\rho = 1 \text{ g/100 ml}$ • Aceites vegetales

Prueba física-química	Equipos	Materiales	Reactivos
• Pérdida por calentamiento	<ul style="list-style-type: none"> • Estufa-Boeco Isotherm OFA • Balanza analítica • Desecador • Analizador de humedad HB43-S - Mettler Toledo 	<ul style="list-style-type: none"> • Cajas Petri • Portamuestras de aluminio 	<ul style="list-style-type: none"> • Aceites vegetales
• Materia insaponificable	<ul style="list-style-type: none"> • Baño María • Estufa-Boeco Isotherm OFA • Desecador 	<ul style="list-style-type: none"> • Embudos de decantación de 500 ml • Matraz de 250 ml • Condensador de reflujo 	<ul style="list-style-type: none"> • KOH 0,5 M en etanol al 95 % • Solución de fenolftaleína $\rho = 10 \text{ g/l}$ en etanol al 95 % • Éter dietílico • Aceites vegetales
• Índice de refracción	<ul style="list-style-type: none"> • Refractómetro Abbe PCE-ABBE-REF 2 • Baño María 	<ul style="list-style-type: none"> • Agua destilada • Éter de petróleo • Algodón 	<ul style="list-style-type: none"> • Aceites vegetales
• Rancidez	<ul style="list-style-type: none"> • Balanza analítica 	<ul style="list-style-type: none"> • Tubos de ensayo 	<ul style="list-style-type: none"> • HCl $\rho = 1,19 \text{ g/ml}$ • Floroglucinol al 0,1 % • Aceites vegetales
• Índice de peróxido	<ul style="list-style-type: none"> • Balanza analítica • Plancha de calentamiento 	<ul style="list-style-type: none"> • Matraz Erlenmeyer de 250 ml, 500 ml y 1 000 ml • Bureta de 50 ml • Pipetas de 0.5 ml, 1 ml, 10 ml • Varilla de agitación 	<ul style="list-style-type: none"> • Solución ácido acético glacial y cloroformo en una relación 3:2 • Yoduro de potasio $\rho = 175 \text{ g/100 ml}$ • Yodato de potasio • Tiosulfato sódico 0,01 N, preparado en agua recién hervida • Solución de almidón $\rho = 1 \text{ g/100 ml}$ • Ácido clorhídrico 4 M • Aceites vegetales

Tabla 5

Análisis de FT-IR de los aceites de semillas

Equipos	Materiales
<ul style="list-style-type: none"> • Espectrómetro de infrarrojos por transformada de Fourier FT-IR ATR PerkinElmer, modelo Frontier 	<ul style="list-style-type: none"> • Aceites

Tabla 6

Equipos, materiales y reactivos utilizados en la obtención del copolímero

Equipos	Materiales	Reactivos
<ul style="list-style-type: none"> • Estufa-Boeco Isotherm OFA • Calentador y Agitador magnético, HEIDOLPH INSTRUMENTS GMBH, modelo MR Hei Tec 505-30000-00-2 • Campana de extracción, ESCO, modelo EBA-5UDG-0 2015-102554 • Agitador mecánico • Balanza analítica 	<ul style="list-style-type: none"> • Vasos de precipitado de 150 ml y 50 ml • Cuchara • Mortero y pistilo • Termómetro 	<ul style="list-style-type: none"> • Azufre elemental • Cloruro de sodio • Aceite de semillas de fruta

Tabla 7

Pruebas de absorción del copolímero

Equipos	Materiales	Insumos
<ul style="list-style-type: none"> • Balanza analítica 	<ul style="list-style-type: none"> • Copa de vidrio • Vasos pequeños de polipropileno • Cuchara • Jeringas • Papel absorbente 	<ul style="list-style-type: none"> • Petróleo de 29,4 ° API • Agua destilada • Copolímero

Tabla 8

Equipo y materiales utilizados en el análisis del copolímero por DSC

Equipos	Materiales
<ul style="list-style-type: none"> • DSC (Calorimetría Diferencial de Barrido) Mettler Toledo DSC 1 STAR System 	<ul style="list-style-type: none"> • Copolímeros

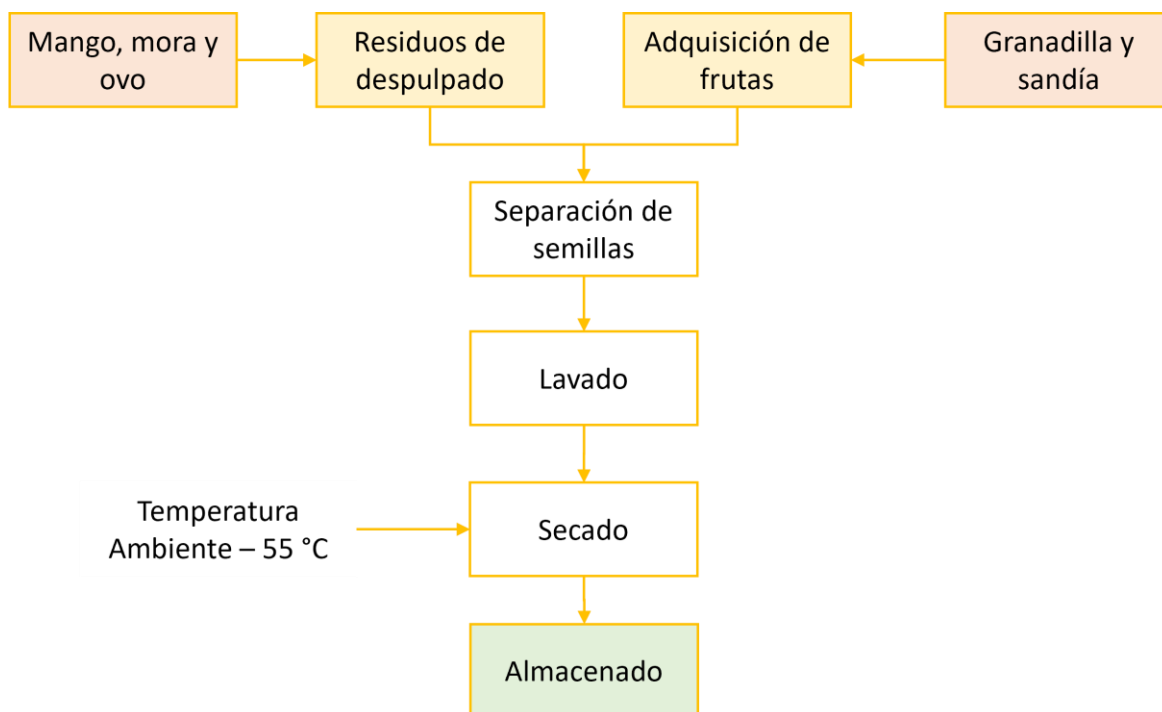
Obtención de semillas secas

A continuación, se detalla el proceso para la obtención de las semillas secas de las frutas, granadilla, ovo, sandía, mango y mora:

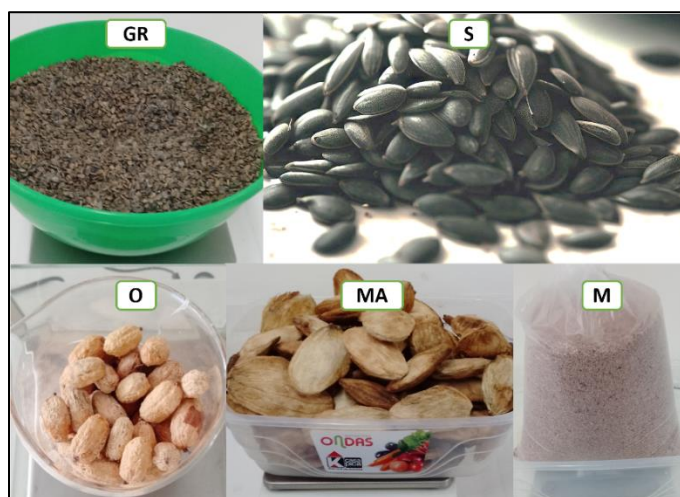
- **Granadilla y sandía:** Se extrae cuidadosamente las semillas de la pulpa, luego se procede a lavar y someterlas a un proceso de secado a 50 °C. Este proceso tiene como objetivo eliminar la humedad de las semillas.
- **Ovo y mora:** El proceso inicia con la recolección de los residuos de ovo y mora provenientes del proceso de despulpado. Estos son sometidos a un lavado para eliminar los restos de pulpa y piel de la fruta. Por último, las semillas se secan a 50 °C.
- **Mango:** Se recolectan los residuos de mango de la despulpadora. Después, se eliminan los restos de pulpa adheridas a la almendra. A continuación, se separa la almendra de la cáscara. Luego, la almendra se somete a un proceso de secado a una temperatura de 55 °C en la estufa por 15 horas o hasta que el contenido de humedad se reduzca a 10.0 % ± 0.2 %, (Hiwot, 2018; Santos et al., 2013).

Figura 10

Recolección de semillas de las frutas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora

**Figura 11**

Semillas secas de las frutas, granadilla, ovo, mango y mora



Nota. Semillas de: Granadilla (GR), Sandía (S), Ovo (O), Mango (Ma) y Mora (M).

Obtención del aceite de semilla

Las semillas almacenadas son enviadas a la empresa Isabrubotanik S.A. para la extracción de aceites mediante prensado en frío.

Extracción soxhlet

Las semillas secas, se trituran y se tamizan con malla N.º 40. La harina resultante se coloca en los dedales de celulosa y se introduce en el aparato soxhlet. En el balón se introduce 375 ml de éter de petróleo, el cual se calienta. El proceso finalizará cuando se deja de observar el color característico que el aceite presenta en el aparato soxhlet cuando el éter de petróleo está en contacto directo con la muestra.

Figura 12

Proceso de obtención de aceites de las semillas de ovo y mango por soxhlet

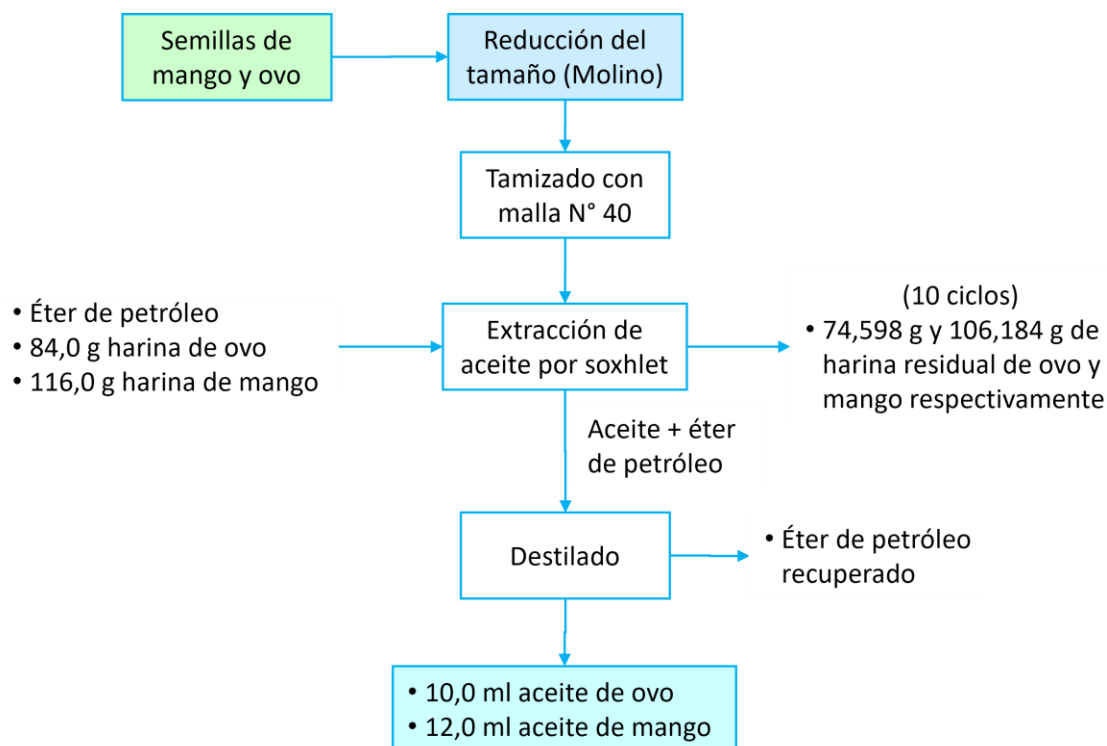


Figura 13

Extracción de aceites vegetales por el método soxhlet

***Preparación de muestras para la caracterización***

Para la preparación de muestras a partir del aceite obtenido mediante prensado en frío, se sigue el procedimiento descrito por la Organización Internacional de Normalización, (ISO 661:2003(E), 2003), el cual incluye la verificación del tipo de muestra, según se detalla a continuación:

1. Muestras líquidas, claras y sin sedimentos: Colocar la muestra en un recipiente y agitar hasta homogeneizar.

Nota. Para el análisis del índice de acidez, en el caso de que las muestras contengan ácidos grasos volátiles, no se deben ser sometidas a calentamiento ni ha filtrado.

2. Muestras líquidas, turbias o con sedimentos: Para determinar propiedades como la a) humedad y materia volátil, b) impurezas insolubles, c) densidad, y/o d) cualquier

ensayo que requiera el uso de muestras no filtradas o que se vean afectadas cuando son sometidas a calor, se debe seguir estos pasos:

- Agitar la muestra hasta que el sedimento se separe de las paredes del recipiente, para ello es necesario vaciar el recipiente y comprobar que no exista sedimentos sobre la pared del recipiente.
- En caso de que se requiera determinar otras propiedades, colocar la muestra en un recipiente y calentar en la estufa a 50 °C, finalmente agitar el recipiente para homogeneizar.
- Si la muestra no está completamente clara, filtrarla dentro de una estufa a 50 °C, en un embudo filtrante.
- Procurar que el tiempo de exposición de la muestra dentro de la estufa no genere posibles reacciones de oxidación y polimerización.

3. Muestras sólidas: Si se desea determinar las propiedades mencionadas en la parte 2, es necesario seguir los siguientes pasos:

- Someter la muestra al calor hasta que pueda mezclarse y adquiera una homogeneidad lo más uniforme posible.
- Para otras determinaciones, la muestra debe ser fundida dentro de una estufa a una temperatura al menos superior en 10 °C a la temperatura de fusión
- Si la muestra una vez calentada está limpia, seguir el procedimiento descrito en la parte 1.
- Mientras que, si la muestra está turbia o contiene sedimentos, puede filtrarse dentro de la estufa hasta que el filtrado sea completamente claro.

Caracterización físico-química

Análisis de Ésteres Metílicos de Ácidos Grasos (FAMES)

Para la determinación de los ácidos grasos presente en los aceites vegetales se siguió el procedimiento descrito en la técnica de GC-MS en forma cualitativa y cuantitativa y redactado por (Cert et al., 2000). El método consiste en:

Agregar en un vial de 5 ml una cantidad de 0,10 g de aceite y 2 ml de hexano, agitar durante 15 s y dejar reposar. Después, se introduce 0,20 ml de hidróxido de potasio 2 M en el vial, se tapa y se agita nuevamente por 15 segundos.

Luego, se deja reposar durante 15 minutos o hasta que la solución separe en fases y la parte superior se vuelva transparente. Finalmente, se transfiere 0,1 ml de la solución superior y 1,0 ml de hexano a un vial de 2 ml destinado para el GC-MS, que se inserta el vial y se opera en el equipo mediante el software GC-MS TurboMass en la computadora, siguiendo las condiciones establecidas que se detallan a continuación en la siguiente tabla:

Tabla 9

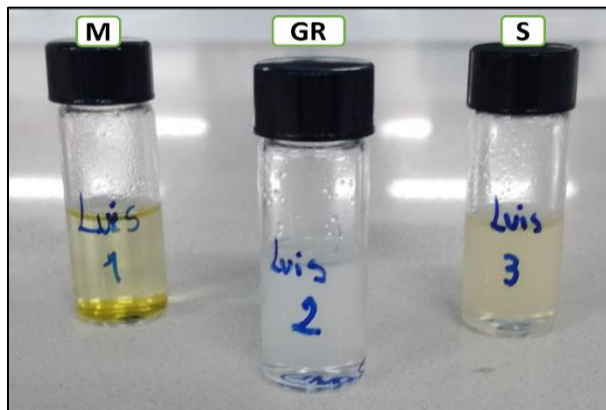
Condiciones establecidas en el Cromatógrafo de gases

Parámetros	Condiciones
• Gas portador	• Nitrógeno (1,5 ml/min)
• Temperatura de horno	• 120 °C – 300 °C a 10 °C/min
• Temperatura de inyector y de detector	• 250 °C
• Relación de división	• 1:20
• Volumen de muestra	• 100 μ l de n-hexano
• Método de integración	• Se integraron picos entre 1 y 27 minutos
• Columna	• Capilar Zebron TM ZB 5MS (30 m x 0,25 mm) con 0,25 μ m de espesor de película

Para determinar la composición de ácidos grasos presentes en los aceites vegetales, se empleó el método de normalización de áreas. Este método establece una relación entre el área del componente identificado por el equipo y el área total del cromatograma, permitiendo así obtener la composición relativa de cada ácido grasos presente (J. Alvarez, 2018).

Figura 14

Síntesis de ésteres metílicos de ácidos grasos



Nota. Preparación de muestras de aceite de Mora (M), Granadilla (GR) y Sandía (S) para su análisis en el cromatógrafo de gases.

Densidad relativa

La densidad relativa a 25/25 °C se lleva a cabo siguiendo el procedimiento establecido en la norma técnica NTE INEN 0035, el cual consiste en:

Preparación de la muestra para la determinación de la densidad:

En el caso de muestras líquidas con un color claro y sin sedimento, se homogeneiza invirtiendo el recipiente por repetidas ocasiones. Para el caso de muestras turbias o con sedimento, es necesario calentar la muestra en la estufa a una temperatura de $50\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$ durante 5 minutos y homogeneizar, si aún presenta el aspecto turbio y con sedimento, se debe filtrar la muestra de aceite dentro de la estufa. Finalmente, si la muestra es sólida o semisólida, se repite el proceso anterior, pero a una temperatura entre 40 °C y 60 °C.

Procedimiento.

El picnómetro debe estar completamente limpio y seco, caso contrario, se debe sumergir en una solución sulfo-crómica durante dos horas (la solución debe prepararse disolviendo 45 g de dicromato de potasio en 100 ml de agua destilada y luego agregando 1 000

ml de ácido sulfúrico concentrado), seguidamente enjuagar el picnómetro 5 veces con agua corriente y 2 veces con agua destilada. Finalmente, lavar con etanol y con éter etílico.

A continuación, pesar el picnómetro limpio, vacío y seco, incluyendo sus partes, y registrar como m_o . Llenar el picnómetro con agua destilada a 20 °C y sumergirlo en el baño María a 25 ± 0.2 °C por 30 min. Luego se coloca el termómetro o tapón evitando la formación de burbujas, se seca con papel absorbente y se registra como m_1 . Finalmente, se repite el proceso anterior, pero esta vez reemplazando el agua destilada por la muestra a analizar, el valor se registra como m_2 .

Para obtener el valor de la densidad relativa a 25/25 °C se utiliza la siguiente fórmula:

$$\rho_{25} = \frac{m_2 - m_o}{m_1 - m_o} \quad \text{Ec. 1}$$

Donde:

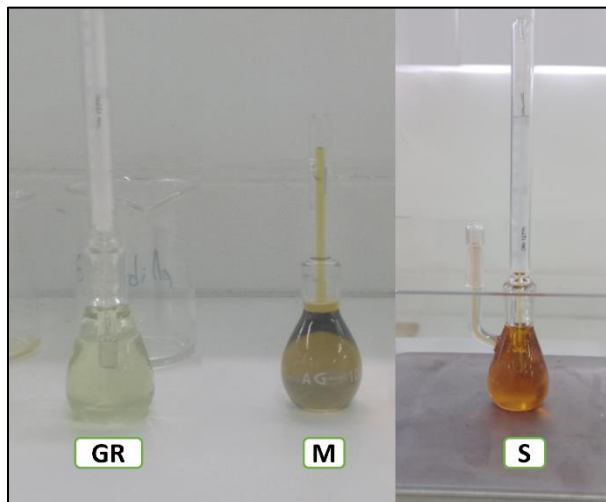
m_o : masa del picnómetro vacío [g].

m_1 : masa del picnómetro lleno de agua [g].

m_2 : masa del picnómetro lleno de la muestra [g].

Figura 15

Densidad de relativa de aceites: A) granadilla, B) mora y C) sandía



Nota. Determinación de la densidad de los aceites de: Granadilla (GR), Mora (M) y Sandía (S).

Índice de yodo

Para la determinación del índice de yodo, se sigue el procedimiento establecido en la norma técnica NTE INEN 0037. Este método consiste en:

Preparar las siguientes soluciones:

- Almidón: Mezclar 1 g de almidón en 100 ml de agua destilada hirviendo.
- Tiosulfato de sodio 0.1 N, normalizado como máximo 7 días antes de su uso.
- Reactivo de Wijs: Mezclar monoclóruo de yodo en ácido acético con una relación I/Cl que estará dentro del rango 1.10 ± 0.1 . Este reactivo debe almacenarse en un recipiente oscuro a una temperatura inferior a 30 °C.

Pesar la muestra de prueba tal, que el volumen de la solución de Wijs que se añade, asegure un exceso del 100 % a 150 % con respecto a la cantidad de yodo absorbido por la muestra, esta condición se puede alcanzar con la siguiente relación.

$$m = 26/i$$

Ec. 2

Donde:

m : masa de muestra de aceite [g].

i : índice de yodo que se esperar encontrar [cg/g].

El procedimiento se empieza añadiendo una porción de la muestra al matraz Erlenmeyer de 500 ml. A continuación, se adiciona 20 ml de tetracloruro de carbono, seguido por la adición de 25 ml de reactivo de Wijs. Después, se tapa el recipiente, se agita el contenido y se deja reposando en la oscuridad a una temperatura entre 20 °C y 30 °C durante una hora en el caso de muestras con un índice de yodo inferior a 150, o durante dos horas si el índice de yodo de las muestras es superior a 150.

Para el caso de la preparación del blanco, se repite el proceso anterior, pero se omite la muestra a ensayar.

Una vez concluido el tiempo de reacción, se añade 20 ml de yoduro de potásico y 100 ml de agua recién hervida y enfriada. A continuación, se valora la solución con tiosulfato de sodio 0,1 N hasta que el color amarillo de la solución se desvanezca. Luego, se agrega de 1 a 2 ml de la solución de almidón, se agita y se procede a valorar nuevamente hasta que el color azul desaparezca. Se registra el volumen de tiosulfato utilizado como V_2 . El mismo procedimiento se realiza con el blanco, registrando el volumen de tiosulfato de sodio necesario para alcanzar el punto final como V_1 .

Calcular el valor del índice de yodo mediante la siguiente fórmula:

$$i_y = 12,69 * c * \left[\frac{V_1 - V_2}{m} \right]$$

Ec. 3

Donde:

i_y : índice de yodo de la muestra [cg/g].

c : concentración de tiosulfato de sodio [M].

V_1 : volumen de tiosulfato de sodio utilizado en el blanco [ml].

V_2 : volumen de tiosulfato de sodio utilizado en la titulación de la muestra [ml].

m : masa de la porción de prueba [g].

Índice de acidez

Para determinar índice de acidez, se emplea el método del etanol caliente utilizando el indicador, como lo describe la Organización Internacional de Normalización, (ISO 660:2020(E), 2020). A continuación, se detalla el procedimiento:

Pesar 10 g de aceite en un matraz Erlenmeyer. Luego, en un segundo matraz Erlenmeyer de 250 ml, se agregaron 50 ml de etanol que contiene 0.5 ml de indicador, seguidamente se calienta a 70 °C y se neutraliza con la solución de hidróxido de sodio 0.1 M.

Se añade el etanol neutralizado al matraz Erlenmeyer que contiene la muestra, se lleva a ebullición y se procede a la valoración empleando una solución de hidróxido de sodio. Se considera que se ha alcanzado el punto final de la valoración cuando una única gota de álcali provoca un cambio de color ligero, pero definido, la cual se mantiene visible durante al menos 15 s.

El valor de la acidez o contenido de ácidos grasos libres se obtiene empleando la siguiente fórmula:

$$I_A = \frac{56.1 * c * V}{m} \quad \text{Ec. 4}$$

Donde:

I_A : Índice de acidez [mg KOH/g].

c : concentración de la solución patrón de hidróxido de sodio utilizado [M].

V : volumen de la solución de hidróxido de sodio o hidróxido de potasio utilizada [ml].

m : masa de la porción de prueba [g].

Pérdida por calentamiento

Según la Norma ISO 662

Para determinar el contenido de humedad, se sigue el procedimiento establecido por la Organización Internacional de Normalización, (ISO 662:2016(E), 2016), la cual consiste en:

Pesar de 5 g a 10 g de muestra de aceite en una caja Petri previamente secada y pesada. Posteriormente, se calienta a $103\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$ durante una hora y deja enfriar a temperatura ambiente dentro de un desecador antes de registrar su peso. Este proceso de calentamiento, enfriamiento y pesado se repitió con intervalos de 30 min en una estufa hasta observar una pérdida de masa entre dos pesadas sucesivas de 2 mg o 4 mg.

La determinación del contenido de humedad y material volátil se obtiene empleando la siguiente fórmula:

$$w = \frac{m_1 - m_2}{m_1 - m_o} * 100 \% \quad \text{Ec. 5}$$

Donde:

m_o : masa de caja petri vacía [g].

m_1 : masa de caja petri vacía más masa de muestra antes del calentamiento [g].

m_2 : masa de caja petri vacía más masa de muestra después del calentamiento [g].

Figura 16

Contenido de humedad y material volátil según la norma ISO 662

**Analizador de humedad HB43-S**

Para determinar el contenido en humedad en aceites mediante el analizador HB43-S, se requiere una configuración específica del equipo. En primer lugar, se elige el método A o B para acceder a la base de datos, y luego se selecciona el parámetro 1540.01 "Margarina" como referencia para ajustar los parámetros del análisis de humedad del aceite. Estos parámetros se ajustan de la siguiente manera: se nombra la muestra como "Aceite" (no necesario), se selecciona el programa de secado "Estándar", se fija la temperatura en 103 °C y se establece el modo de visualización en "%MC" para mostrar el porcentaje de humedad. El proceso de medición implica abrir la unidad de calentamiento y la colocación de un portamuestras vacío antes de cerrar la unidad. Luego, se introduce una muestra de aceite de entre 0.5 a 54 g (recomendado: 3 a 5 g), en la unidad de calentamiento y se procede a cerrarla. Una vez concluido el proceso, el equipo emitirá una alarma y mostrará el porcentaje de humedad presente en la muestra analizada (Mettler Toledo, 2011).

Índice de saponificación

Para determinar el índice de saponificación se basa en la Organización Internacional de Normalización, (ISO 3657:2020(E), 2020) Anexo B, el cual consiste en calcular el valor a partir

de los datos de composición de ácidos grasos y ésteres metílicos de ácidos grasos obtenidos por cromatografía de gases utilizando las siguientes fórmulas:

Cálculo de la masa molecular relativa de ácidos grasos o ésteres

$$M_{F(i)} = 14,0267 * (C_{F(i)} - 1) - (2,0159 * n_i) + 46,0255 + (14,0267 * k) \quad \text{Ec. 6}$$

Donde:

$k=1$ para metil esterres.

$C_{F(i)}$: número de carbonos.

n_i : cantidad de dobles enlaces.

Cálculo de la masa molecular relativa de los triacilgliceroles (TAG)

Es igual a la suma de las masas de los tres FAMES menos la masa de cuatro átomos de hidrógeno:

$$M_{T(i)} = m_{F1(i)} + m_{F2(i)} + m_{F3(i)} - 4,0318 \quad \text{Ec. 7}$$

Cálculo de la masa molecular relativa media de los triacilgliceroles

Se calcula como el producto de las fracciones másicas de los ésteres metílicos de ácidos grasos con su masa molecular relativa:

$$\bar{M}_T = \frac{\sum_i x_{T(i)} * M_{T(i)}}{100} \quad \text{Ec. 8}$$

Cálculo del índice de saponificación

$$I_{sc} = \frac{3 * 1000 * 56,1}{\bar{M}_T} \quad \text{Ec. 9}$$

Índice de refracción

El procedimiento para determinar el índice de refracción se basa en la Organización Internacional de Normalización, (ISO 6320:2017(E), 2017), el cual consiste en:

Calentar la muestra en baño María a 20 °C, 40 °C, 50 °C, 60 °C u 70 °C, procurando que esta se encuentre completamente líquida a dicha temperatura. A continuación, se introduce una o dos gotas de la muestra en el prisma del refractómetro, previamente limpiado y secado. Luego, se ajustan las perillas hasta observar hasta que, a través del ocular del refractómetro, se logre visualizar una línea de sombra bien definida en la circunferencia con la mitad inferior oscura y la otra mitad clara. En ese punto, se toma el valor del índice de refracción que se observa en el instrumento.

Es importante destacar que después de cada uso, se debe limpiar el prisma con algodón o paño suave, humedecidos con gotas de agua destilada y éter de petróleo, seguido de un proceso de secado para su uso posteriormente.

La determinación del índice de refracción de las muestras de aceite se determina aplicando la siguiente fórmula:

$$n_D^t = n_D^{t_1} + (t_1 - t) * F \quad \text{Ec. 10}$$

Donde:

t_1 : temperatura de medición [°C].

t : temperatura de referencia [°C].

F : factor igual a:

0.000 35 a $t = 20$ °C; 0.000 36 a $t = 40$ °C, 50 °C y 60 °C; y 0.000 37 a $t \geq 80$ °C.

Nota. En caso de que la diferencia de temperatura, $(t_1 - t) \geq 3 \text{ }^\circ\text{C}$ descartar el resultado y realizar nuevamente la medición.

Rancidez

La rancidez de los aceites se determina siguiendo el procedimiento descrito en la Norma Técnica (NTE INEN 0045, 1973), el cual consiste en:

Colocar 10 ml de HCl en un tubo de ensayo y 10 ml de muestra de aceite. Cerrar el tubo de ensayo con un tapón de caucho y agitar la mezcla vigorosamente durante 30 segundos. Tras esta etapa, se añade 10 ml de solución al 0,1 % de floroglucinol, agitar nuevamente durante 30 segundos y dejar reposar durante 10 minutos. Durante este intervalo de tiempo, es posible observar un color rojo en la capa ácida, el cual indicará la presencia de deterioro por rancidez.

Índice de peróxido

Para determinar el índice de peróxido se sigue el procedimiento establecido por la Organización Internacional de Normalización (ISO 3960:2017(E), 2017), el cual destaca la importancia de evitar la exposición directa a la luz solar. Por lo contrario, el análisis debe llevarse a cabo bajo luz diurna, y este implica:

Determinación del título de tiosulfato de sodio 0.01 N

Preparar una solución de yodato de potasio en un matraz de 250 ml, pesando una cantidad entre 0.27 g y 0.33 g en 250 ml en agua. A continuación, en otro matraz, agregar 5 ml o 10 ml de la solución de yodato de potasio previamente preparada, seguidos de la adición de 60 ml de agua hervida, 5 ml de ácido clorhídrico 4 M y 0,5 ml de solución de yoduro de potasio. Finalmente, proceder a titular la solución utilizando la solución patrón de tiosulfato de sodio 0.01 N y calcular el valor del factor F utilizando la siguiente fórmula:

$$F = \frac{m_{KIO_3} * V_1 * 6 * 1000 * w_{KIO_3}}{M_{KIO_3} * V_2 * V_3 * c_{thio} * 100} \quad \text{Ec. 11}$$

Donde:

6 : masa equivalente para el título ($1 \text{ mol de } KIO_3 \leftrightarrow 3 \text{ mol de } I_2$) [g].

V_1 : volumen de la solución de yodato de potasio utilizada para la determinación del título [5 ml o 10 ml].

V_2 : volumen total de la solución de yodato de potasio [250 ml].

V_3 : volumen de solución de tiosulfato 0.01 N utilizado en la determinación [ml].

m_{KIO_3} : masa del yodato de potasio [g].

w_{KIO_3} : pureza del yodato de potasio [g/100 g].

M_{KIO_3} : peso molecular del yodato de potasio [214 g/mol].

c_{thio} : concentración de la solución patrón de tiosulfato sódico [M].

Determinación del valor del peróxido

Pesar $5,0 \pm 0,1$ g de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 ml, seguido por la adición de 50 ml de solución ácido acético/cloroformo con agitación suave. Luego, se añade 0,5 ml de solución saturada de yoduro de potasio, se cierra el matraz Erlenmeyer y se continúa con una agitación suave por un minuto. Transcurrido ese tiempo, se abre el matraz Erlenmeyer y se añade inmediatamente 100 ml de agua destilada. El yodo liberado se valora inmediatamente con la solución patrón de tiosulfato sódico 0,01 N hasta observar un color de amarillo anaranjado a amarillo pálido. En ese punto, agregar 0,5 ml de solución de almidón y continuar con la titulación hasta observar una solución incolora durante 30 s.

Para llevar a cabo un ensayo en blanco, se sigue el procedimiento anterior, pero sin la inclusión de la muestra.

El cálculo del índice de peróxido se realiza utilizando siguiente fórmula:

$$PV = \frac{(V - V_0) * C_{thio} * F * 1000}{m} \quad \text{Ec. 12}$$

Donde:

PV : Índice de peróxido [$meq O_2 / kg$].

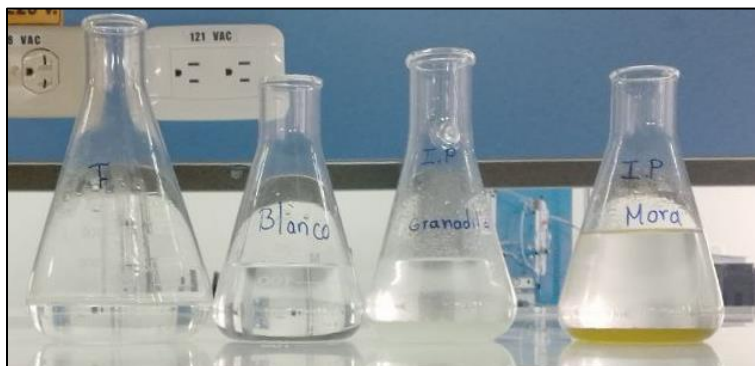
V : volumen de la solución de tiosulfato sódico utilizado [ml].

V_0 : volumen de la solución de tiosulfato sódico utilizado en el ensayo en blanco [ml].

m : masa de la muestra de ensayo [g].

Figura 17

Determinación del índice de peróxido de aceites



Caracterización de aceites por espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

Para el análisis de los aceites vegetales se utilizó el Espectrómetro de infrarrojos por transformada de Fourier FT-IR ATR PerkinElmer, modelo Frontier para obtener el espectro de los aceites.

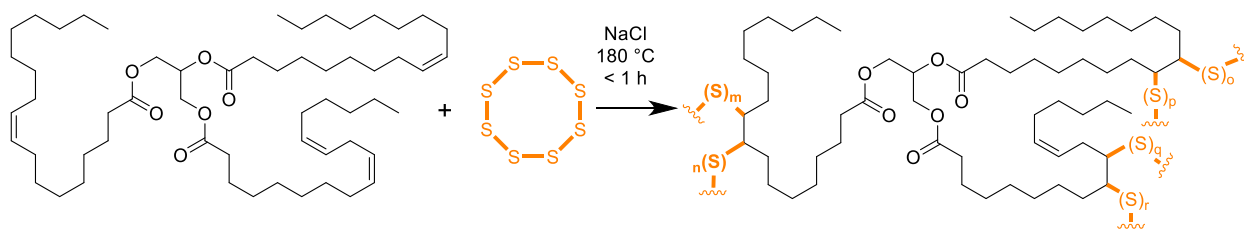
Obtención del copolímero

Para obtener el copolímero, se utilizaron los tres aceites de semillas obtenidos por prensado en frío: granadilla, sandía y mora. Adicionalmente, se obtuvieron copolímeros de los aceites: residual, canola, girasol y palma. El proceso que se llevó a cabo establecido por (Worthington et al., 2018) es el siguiente:

Se pesa una cantidad equivalente de 15 % w/w del aceite en un vaso de precipitados y se procede a calentar a 170 °C con agitación. Después, se añade lentamente 15 % w/w de azufre evitando que la temperatura de reacción baje a 155 °C. Una vez que la mezcla se vuelve opaca, se sube la temperatura a 180 °C, a continuación, se agrega 70 % w/w de cloruro de sodio manteniendo una agitación constante y se deja enfriar a temperatura ambiente. Posteriormente, se rompe en pequeños trozos y se somete a un lavado con agua destilada para eliminar el cloruro de sodio. Finalmente, se deja secando en una estufa a una temperatura inferior o igual a 45 °C hasta eliminar completamente el contenido de humedad del copolímero.

Figura 18

Estructura de un ácido graso y su copolimerización con azufre elemental



Nota. Adaptado de Sustainable Polysulfides for Oil Spill Remediation: Repurposing Industrial Waste for Environmental Benefit (p. 2), por Worthington et al., 2018, *Advanced Sustainable Systems*.

Figura 19

Diagrama del proceso de obtención del copolímero

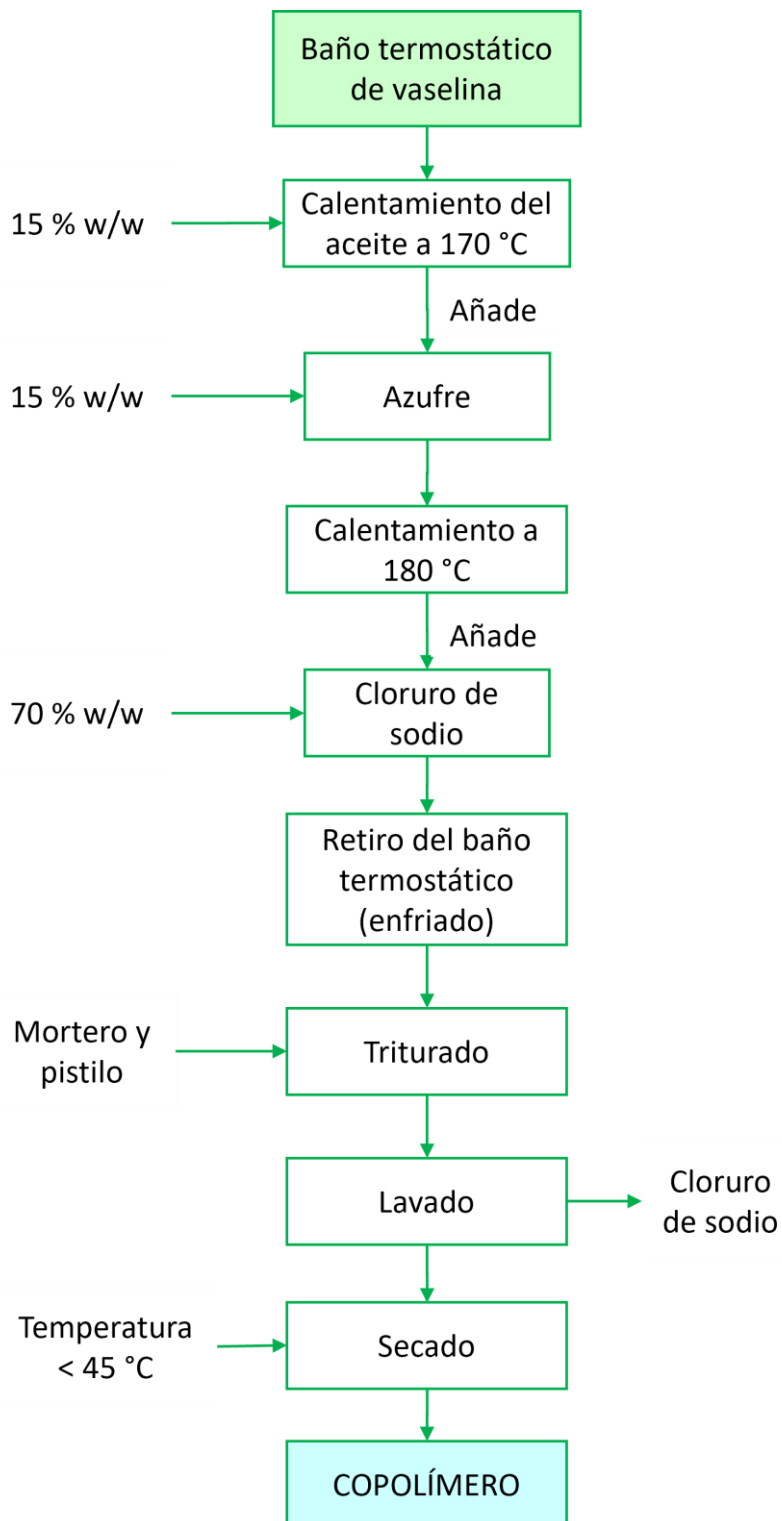
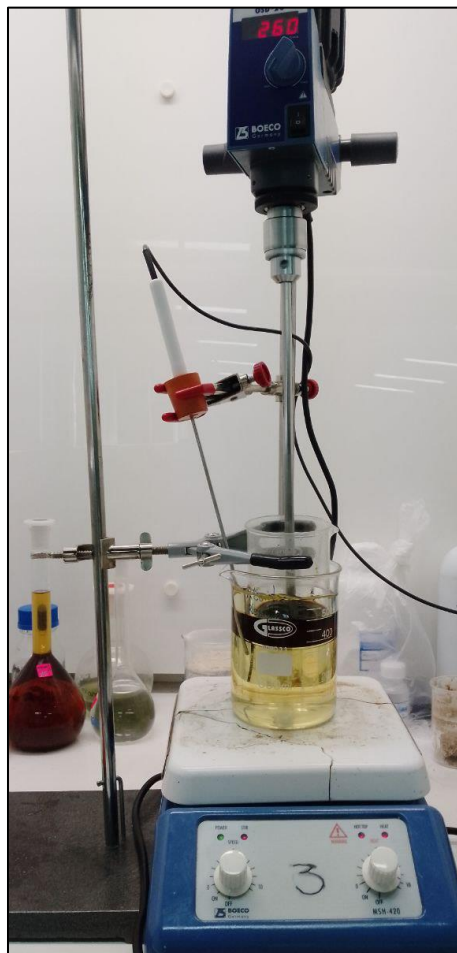


Figura 20

Equipos utilizados en el proceso de obtención del copolímero

***Calorimetría Diferencial de Barrido***

Para el análisis del copolímero por calorimetría diferencial de barrido se utiliza una masa entre 5 mg a 15 mg, sometido a una velocidad de calentamiento de 10 °C/min desde -20 °C hasta 220 °C en una atmósfera de nitrógeno.

Pruebas de absorción de copolímero

Las pruebas de absorción del copolímero se llevan a cabo de dos maneras y por triplicado por cada tipo de copolímero, las cuales se describen a continuación:

a) Absorción solo en petróleo.

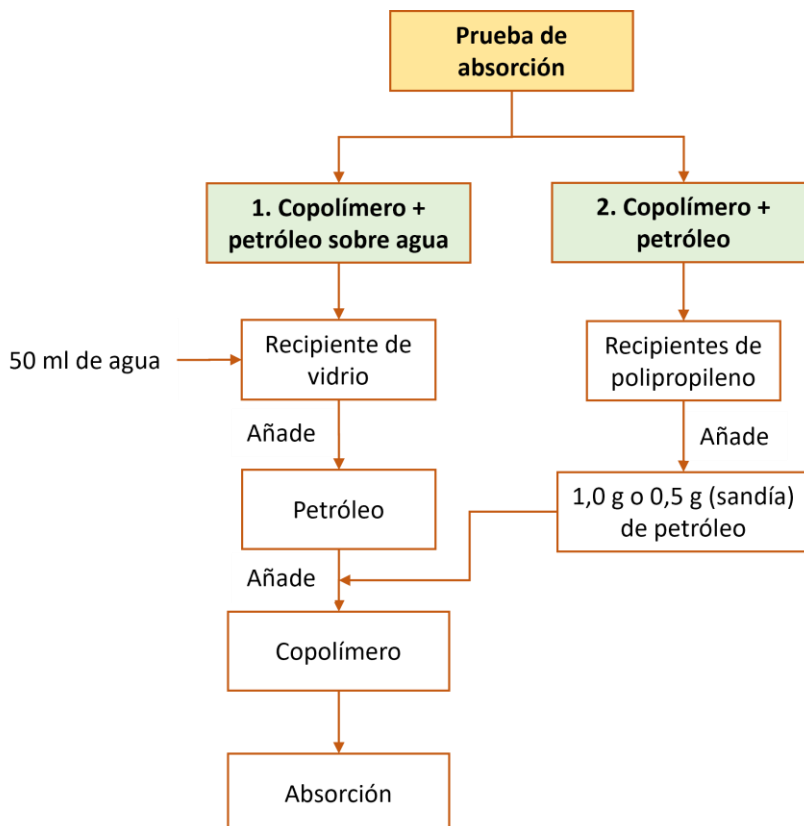
Se pesa alrededor de 1,0 g de petróleo (excepto para la prueba con copolímero de aceite de sandía, se pesa 0,50 g) en vasos de polipropileno. A continuación, el copolímero se incorpora lentamente procurando que este absorba todo el petróleo.

b) Absorción del petróleo sobre agua.

A un recipiente de vidrio se le agrega 100 g de agua. Con precaución, se añade gotas de petróleo, evitando tocar las paredes del recipiente. Luego, se añade lenta y cuidadosamente el copolímero sobre las gotas de petróleo que está reposando sobre el agua, asegurando así la absorción completa del petróleo.

Figura 21

Diagrama del proceso de pruebas de absorción de copolímeros



Capítulo IV

Resultados y Discusión

Obtención de semillas y aceite

Para el desarrollo de este trabajo, las semillas de las frutas, mora y mango fueron obtenidas de la despulpadora de la fábrica de helados Manny Fruit's. En el caso de la granadilla y sandía, fue necesario adquirirlas en el mercado mayorista de Latacunga. Por otro lado, las semillas de ovo se adquirieron en la provincia de Imbabura, del cantón Ibarra, en la parroquia Ambuquí perteneciente al emprendimiento "Ovito Dulce Manjar".

Previo a la obtención del aceite de las semillas de las frutas, granadilla, ovo, sandía, mango, ovo y mora, se realizó una serie de pasos preliminares. En primer lugar, se llevó a cabo la separación de las semillas de la pulpa y de los residuos provenientes del proceso de despulpado de la fruta. Posteriormente, se lavaron y secaron con el objetivo de eliminar el contenido de humedad presente en las semillas.

Una vez completada la etapa de separación de semillas, estas fueron pesadas y cuidadosamente almacenadas en fundas de polipropileno para garantizar su conservación. A continuación, se gestionó el envío de las semillas a la empresa Isabrubotanik S.A., donde se llevó a cabo la extracción de los aceites mediante el método de prensado en frío.

Los resultados obtenidos de la cantidad de semilla seca por kilogramo de fruta son los siguientes: 72,431 g para la granadilla, 107,978 g para el ovo, 2,967 g para la sandía, 44,967 g para el mango y 42,443 g para la mora. Respecto a la cantidad de aceite obtenido por kilogramo de semilla (rendimiento) mediante prensado en frío, se registraron los siguientes valores: 70,625 ml para la granadilla, 66,667 ml para la sandía, y 105,625 ml para la mora. Estos resultados se encuentran reportados en la tabla 11.

Por otro lado, las muestras de semillas de ovo y mango, el método de prensado en frío no fue viable, lo que condujo a la necesidad de emplear el método de extracción soxhlet. En

este proceso, las semillas se redujeron a una harina mediante un molino manual y posteriormente, se tamizaron con una malla N.º 40. Esto se realizó para exponer mayor área de contacto entre los granos de harina de las semillas y el disolvente usado para arrastrar el aceite.

En el proceso utilizado por el método soxhlet, se emplearon 84,000 g de harina para el ovo y 116,000 g para el mango. Tras la extracción del aceite, los residuos de harina se redujeron a 74,598 g y 106,184 g, respectivamente. La pérdida de masa resultante podría considerarse como la representación aparente del contenido de aceite presente en la harina. En consecuencia, existe una recuperación del 11,193 % para el ovo y un 8,462 % para el mango. Esto se traduce en un volumen de aceite de 10 ml y 12 ml respectivamente, como se detalla en la tabla 10. En resumen, estos resultados reflejan que la cantidad de aceite obtenido por kilogramo de semillas seca es de 119,048 ml para el ovo y 103,448 ml para el mango, tal como se reporta en la tabla 11.

Tabla 10

Harina de ovo y mango para la extracción del aceite por soxhlet

Semilla	Harina [g]		Masa perdida [g]	% de masa perdida	Volumen de aceite [ml]
	Antes	Después			
Ovo	84,000	74,598	9,402	11,193 %	10,000
Mango	116,000	106,184	9,816	8,462 %	12,000

Nota. Cantidad de aceite en mililitros de semillas de ovo y mango mediante el método soxhlet.

A continuación, se presenta un resumen que detalla la cantidad de semilla obtenida por kilogramo de fruta, el método de obtención de aceite y los rendimientos obtenidos para cada uno de los aceites. Además, se realiza una comparación con información bibliográfica:

Tabla 11

Rendimiento de los aceites de granadilla, ovo, sandía, mango y mora

Fruta	Cantidad de fruta [kg]	Semilla seca [g]	Mét. Obt. Aceite	Aceite [ml]/kg de semilla; [% rend.]	Aceite [ml]/kg de fruta	Datos bibliográficos		
						Mét. Obt. Aceite	% Rend.	Fuente
Granadilla	1,000	72,341	PC	70,625; 7,06 %	5,109	SE	12,00%	(Andasuryani et al., 2020)
Ovo	1,000	107,978	SE	119,048; 11,90 %	12,855	-	-	-
Sandía	1,000	2,967	PC	66,667; 6,67 %	0,198	PC	13,10%	(Rezig et al., 2020)
Mango	1,000	44,967	SE	103,448; 10,34 %	4,652	SE	10,50%	(Gurjar & Raj, 2022)
Mora	1,000	42,443	PC	105,625; 10,56 %	4,483	SE	14,56 ± 0,53 %	(Matei et al., 2023)

Nota. El método de obtención de aceite PC, es por prensado en frío y SE es extracción por soxhlet.

En la tabla 11, se observa que la cantidad de semillas obtenida por kilogramo de fruta varía significativamente. Por ejemplo, en el caso de la sandía, se obtienen es de 2,967 g de semilla seca, lo que es relativamente pequeña en relación con el tamaño del fruto. Por lo contrario, el ovo presenta el mayor contenido en peso de semilla, con 107,978 g, presentando el 10,97 % del total del ovo. Esto difiere ligeramente al valor reportado por (Kobayashi et al., 2023; Abreu et al., 2022), que es del 16 %. Estas discrepancias podrían relacionarse con el tipo y madurez del ovo utilizado.

En cuanto al rendimiento de aceite obtenido por cada tipo de semillas, el método de extracción influye significativamente, pues con el método soxhlet se obtienen mayores rendimientos en comparación con el método por prensado en frío (Rezig et al., 2020) de esta manera tenemos que, según la tabla 11, para la granadilla el rendimiento 7,06 % es significativamente inferior que el 12,00 % reportado por (Andasuryani et al., 2020). Mientras para el caso del aceite de sandía, obtenida por el mismo método de prensado en frío, el

rendimiento también difiere en más del 6 %, lo cual puede atribuirse al tipo de semilla utilizado en la extracción del aceite. Por otro lado, el rendimiento del aceite de mango del 10,34 % es bastante cercano al 10,50 % obtenido por (Gurjar & Raj, 2022). Mientras que el rendimiento obtenido para el aceite de ovo es del 11,90 % mediante extracción por soxhlet. Por último, el rendimiento de aceite de mora reportado por (Matei et al., 2023) supera en aproximadamente un 4 %, lo que destaca la influencia directa del método de extracción elegido y el tipo de semillas utilizado para en el rendimiento. En este contexto, el método soxhlet se muestra como el más eficiente en el presente caso de estudio.

Caracterización físico-química del aceite

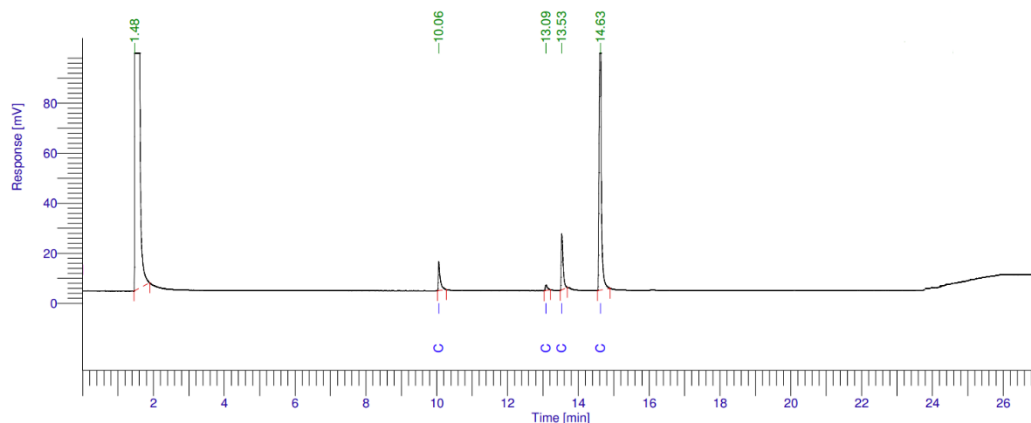
La cantidad de aceite extraído de las semillas de ovo y mango mediante el método soxhlet no representa el volumen necesario y suficiente para llevar a cabo todas las pruebas de caracterización. Tal como se detalla en la tabla 10, se lograron obtener 10,00 ml y 12,00 ml de aceite por 84,000 g y 116,000 g de ovo y mango respectivamente. Debido a la naturaleza del proceso que requiere ciclos repetitivos sucesivos de evaporación y condensación del solvente para asegurar una extracción completa de aceite, seguido de la separación de los dos compuestos mediante destilación, solo se obtiene la cantidad antes mencionada. En consecuencia, no se llevaron a cabo todos los análisis físico-químicos que requieren más de 5,00 ml de aceite.

Análisis de Ésteres Metílicos de Ácidos Grasos

Los aceites vegetales están formados principalmente por ácidos grasos saturados, monoinsaturados y polinsaturados, a continuación, se describe la composición principal de cada uno de los aceites obtenidos:

Figura 22

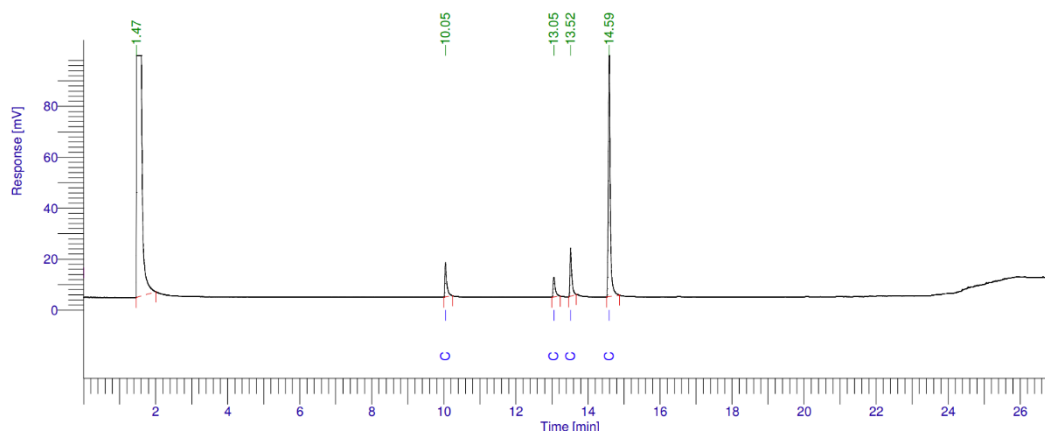
Cromatograma del aceite de granadilla



Los ácidos grasos presentes saturados en el aceite de semillas de granadilla son el palmítico y esteárico con una composición del 6,69 % y 1,31 %, mientras que el único ácido graso monoinsaturado presente es el ácido oleico con un 11,88 %. Por otro lado, existe la presencia mayoritaria de un ácido poliinsaturado como el ácido linoleico, cuya composición es del 80,12 %, lo que nos refleja que este compuesto está presente en mayor cantidad. Estos resultados son similares a los reportados por (Giuffré, 2007).

Figura 23

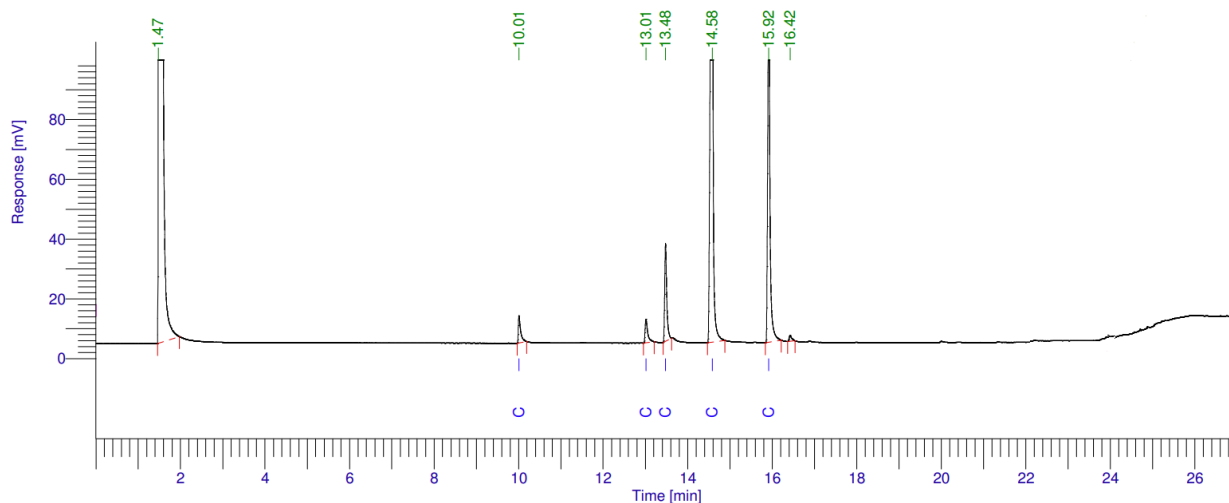
Cromatograma del aceite de sandía



El aceite de las semillas de sandía está compuesto por dos ácidos grasos saturados como son el palmítico y esteárico con 9,43 % y 6,09 %, un único ácido graso monoinsaturado como el ácido oleico con un 12,9 %. Además, se encuentra presente mayoritariamente un ácido poliinsaturado como el ácido linoleico, cuya composición es del 71,58 %, los resultados obtenidos se corroboran en (Eke et al., 2021), cuyos compuestos y composiciones presentes son bastante cercanos.

Figura 24

Cromatograma del aceite de mora



El cromatograma de los ácidos grasos presentes en las semillas de mora revela que, además de estar compuesto por dos ácidos grasos saturados como son el palmítico y esteárico con 2,35 % y 2,29 %, un ácido graso monoinsaturado como el ácido oleico con un 7,53 %, y de ácidos grasos poliinsaturados como el ácido linoleico y α -linolénico con un 57,3 % y 30,52 % respectivamente, esta característica importante demuestra su reactividad para formar compuestos. Además, los resultados reportados por (Ceron et al., 2012) son bastante cercanos.

Tabla 12

Ácidos grasos presentes en los aceites de semillas de granadilla, sandía y mora

Aceite	Tiempo de retención	Componente	Insaturación	Nombre del componente	% Composición	% Composición (Bibliografía)
Granadilla	10,01	C16-0	0	Ácido palmítico	6,69	8,73
	13,01	C18-0	0	Ácido esteárico	1,31	1,9
	13,48	C18-1-CIS-9	1	Ácido oleico	11,88	16,05
	14,58	C18-2-CIS-9-12	2	Ácido linoleico	80,12	72,26
Sandía	10,05	C16-0	0	Ácido palmítico	9,43	9,87
	13,05	C18-0	0	Ácido esteárico	6,09	6,86
	13,52	C18-1-CIS-9	1	Ácido oleico	12,9	11,35
	14,59	C18-2-CIS-9-12	2	Ácido linoleico	71,58	71,51
Mora	10,01	C16-0	0	Ácido palmítico	2,35	11,24
	13,01	C18-0	0	Ácido esteárico	2,29	4,11
	13,48	C18-1-CIS-9	1	Ácido oleico	7,53	9,42
	14,58	C18-2-CIS-9-12	2	Ácido linoleico	57,3	50,1
	15,92	C18-3-CIS-9-12-15	3	Ácido α -linolénico	30,52	25,1

Nota. Tiempos de retención, composición química y saturación de ácidos grasos de aceites vegetales.

Densidad relativa

Tabla 13

Densidad relativa del aceite de semillas de granadilla, ovo, sandía, mango y mora

Aceite	Picnómetro vacío (m0), [g]	Picnómetro con agua (m1), [g]	Picnómetro con muestra (m2), [g]	Densidad relativa	Datos bibliográficos	
					Densidad relativa	Fuente
Granadilla	26,623	36,113	35,372	0,922	0,9214	(Krist, 2020)
Ovo	-	-	-	-	-	-
Sandía	27,118	37,183	36,387	0,921	0,919 ± 0,007	(Krist, 2020)
Mango	-	-	-	-	0,90	(Krist, 2020)
Mora	16,031	25,968	25,226	0,925	0,8736	(Vargas & Zamora, 2023)

Según los resultados presentados en la tabla 13, donde se muestra la densidad relativa de aceites, el aceite de granadilla y mango obtenidos son bastante similar al reportado en bibliografía. Por otro lado, el aceite de mora presenta una densidad relativa es de 0,925 en comparación con el valor reportado por (Vargas & Zamora, 2023) de 0,8736.

Es importante destacar que, en el caso del mango y el ovo, no se llevó a cabo la caracterización de la densidad relativa. Además, no se encontró información relacionada para el aceite de ovo. No obstante, (Krist, 2020) pudo identificar el valor de 0,90 como densidad relativa para el aceite de mango.

Índice de yodo.

Tabla 14

Índice de yodo de los aceites de semillas de granadilla, sandía y mora

Aceite	Índice de yodo [cg/g]	Datos bibliográficos	
		Índice de yodo [cg/g]	Fuente
Granadilla	145,35	142,10	(Krist, 2020)
Sandía	127,07	115 ± 3.36	(Krist, 2020)
Mora	173,08	157,6 ± 0,8	(Matei et al., 2023)

En la tabla 14, se presenta el índice de yodo de los aceites de granadilla, sandía y mora. Se puede observar que la mora presenta el índice de yodo más alto con 173,08 cg/g, indicando una mayor insaturación en sus ácidos grasos. Dicha información se respalda con los resultados mostrados en la tabla 12, donde se muestra que el aceite de mora tiene una mayor proporción de ácidos grasos insaturados como ácido α -linolénico y el ácido linoleico (Ceron et al., 2012) en comparación con los aceites de granadilla y sandía.

Por otro lado, el aceite de granadilla presenta un índice de yodo de 145,35 cg/g, mientras que el aceite de sandía muestra un valor ligeramente inferior de 127,07 cg/g. Estos valores más bajos en comparación con el aceite de mora se deben a la ausencia de un ácido poliinsaturado llamado Ácido α -linolénico, que posee una triple insaturación.

Los valores del índice de yodo para granadilla y sandía en la tabla 14, son bastante cercanos, con una diferencia de alrededor de 18 unidades. En efecto, esta similitud se debe a que ambos aceites comparten en términos de composición de ácidos grasos y grado de insaturación cantidades similares, pues según los resultados de la tabla 12, ambos aceites están compuestos mayoritariamente por ácidos monoinsaturados, como el ácido oleico y por ácidos poliinsaturados, como el ácido linoleico.

Índice de acidez

Tabla 15

Índice de acidez de aceites de semillas de granadilla, sandía y mora

Aceite	Masa [g]	V de NaOH [ml]	I_A [mg KOH/g]	Datos bibliográficos		
				Mét. Obt. Aceite	I_A [mg KOH/g]	Fuente
Granadilla	10,007	0,4	0,224	PC	0,20	(Krist, 2020)
Sandía	10,012	0,8	0,448	PC	0,47	(Espinoza, 2021)
Mora	10,108	3,2	1,776	-	-	-

En la tabla 15 se presentan los resultados del índice de acidez de los aceites de semillas de granadilla, sandía y mora. Para la granadilla, se obtuvo un índice de acidez de 0,224 mg KOH/g, mientras que para la sandía se obtuvo 0,448 mg KOH/g. Estos valores dos se asemejan considerablemente a los reportados en bibliografía. En contraste, la mora exhibió un índice acidez más elevado, alcanzando un valor de 1,776 mg KOH/g. Es resultado sugiere que el aceite de mora contiene una mayor concentración de ácidos grasos (ISO 660:2020(E), 2020) en comparación con las otras dos frutas.

Pérdida por calentamiento

Tabla 16

Determinación de humedad de aceites de semillas de granadilla, sandía y mora

Fruta	Masa caja petri (mo) [g]	Masa inicial [g]	Masa caja petri + Masa inicial (m1) [g]	Masa caja petri + Masa final (m2) [g]	% Humedad	Analizador de humedad	
						Masa inicial [g]	% Humedad
Granadilla	41,478	5,014	46,492	46,477	0,30%	1,036	0,29%
Sandía	42,199	5,051	47,250	47,230	0,40%	1,066	0,38%
Mora	42,920	5,087	48,007	47,996	0,21%	1,023	0,20%

De acuerdo con los datos presentados en la tabla 16, se observa que el contenido de humedad presente en los aceites de semillas de las frutas de granadilla, sandía y mora es inferior al 0,40 %, lo cual indica niveles bajos de humedad. Esta característica confiere beneficios significativos para la preservación del aceite, ya que un contenido de humedad alto podría indicar la probabilidad de crecimiento bacteriano y provocaría rancidez. La rancidez, a su vez, terminaría afectando la calidad y durabilidad del mismo (Negash et al., 2019). Este hallazgo se respalda por estudios realizados por (Teye et al., 2023), quienes, al evaluar el contenido de humedad en el aceite de palma, establecieron que los niveles aceptables para

evitar el crecimiento de *Aspergillus Niger* y *Mucor*, responsables del deterioro del aceite, oscilan entre 0,060 % y 7,220 % de humedad.

Índice de saponificación

Tabla 17

Índices de saponificación de los aceites vegetales de granadilla, sandía y mora

Aceite	Componente	% Composición	Cs	Insaturación	$M_{F(i)}$	$M_{T(i)}$	\bar{M}_T	I_{sc} [mg KOH/g]
Granadilla	C16-0	6,69	16	0	270,453	807,326	875,4469	192,2447
	C18-0	1,31	18	0	298,506	891,487		
	C18-1-CIS-9	11,88	18	1	296,490	885,439		
	C18-2-CIS-9-12	80,12	18	2	294,474	879,391		
Sandía	C16-0	9,43	16	0	270,453	807,326	874,1122	192,5382
	C18-0	6,09	18	0	298,506	891,487		
	C18-1-CIS-9	12,9	18	1	296,490	885,439		
	C18-2-CIS-9-12	71,58	18	2	294,474	879,391		
Mora	C16-0	2,35	16	0	270,453	807,326	876,4963	192,0145
	C18-0	2,29	18	0	298,506	891,487		
	C18-1-CIS-9	7,53	18	1	296,490	885,439		
	C18-2-CIS-9-12	57,3	18	2	294,474	879,391		
	C18-3-CIS-9-12- 15	30,52	18	3	292,458	873,343		

Nota. Índices de saponificación de aceites vegetales, composiciones principales y grados de insaturación de los ácidos grasos presentes obtenidos por cromatografía de gases.

El índice de saponificación encontrado para los aceites de granadilla, sandía y mora tienen valores aproximadamente cercanos con valores medianos (entre 150 y 200 mg KOH/g de aceite), este valor indica que los aceites presentan corresponden a ácidos grasos de cadena larga (Matei et al., 2023), aptos para la fabricación de jabones.

Materia insaponificable

Tabla 18

Porcentaje de materia insaponificable presente en los aceites vegetales

Aceite	Material insaponificable [%]	Datos bibliográficos	
		Material insaponificable [%]	Fuente
Granadilla	0,55	0,60	(Fontanel, 2013)
Sandía	1,00	1,10	(Fontanel, 2013)
Mora	2,72	2,77± 0,01	(García et al., 2003)

En la tabla 18 se muestran porcentajes de materia insaponificable bajos, lo demuestra que gran parte del aceite de las semillas de granadilla, sandía y mora pueden ser utilizados para realizar procesos de saponificación como en la creación de jabones.

Índice de refracción

Tabla 19

Índice de refracción de aceites de granadilla, ovo, sandía, mango y mora

Aceite	Índice de refracción	Datos bibliográficos	
		Índice de refracción	Fuente
Granadilla	1,473	1,4727	(Krist, 2020)
Ovo	1,471	-	-
Sandía	1,475	1,4696 ± 0,001	(Krist, 2020)
Mango	1,464	1,4651	(Krist, 2020)
Mora	1,478	1,4308	(Vargas & Zamora, 2023)

En la tabla 19 se presenta una comparación los índices de refracción de los aceites de granadilla, ovo, sandía, mango y mora. Los aceites de granadilla y mango exhiben resultados

notablemente similares entre sí. En lo que respecta al aceite de sandía, se obtiene un índice de refracción de 1,475, lo cual representa una aproximación significativamente al valor de $1,4696 \pm 0,001$ reportado por (Krist, 2020). De manera similar, se registra un valor de 1,478 para el aceite de mora obtenido, mostrando una ligera variación en comparación con el valor de 1,4308 reportados por (Vargas & Zamora, 2023).

Por otro lado, el aceite de ovo presenta un índice de refracción de 1,471, aunque no se dispone de información bibliografía de este aceite para realizar una comparación, el valor obtenido es característico de un aceite.

Rancidez

Los aceites extraídos de las semillas de granadilla, sandía y mora no mostraron signos de rancidez. Esta ausencia de rancidez se atribuye al hecho de que los aceites obtenidos no se almacenaron durante periodos prolongados. Además, los aceites se conservaron en recipientes de color blanco de tereftalato de polipropileno, lo cual incide directamente en las posibles reacciones que podrían llevarse a cabo cuando estos interactúan directamente con el oxígeno y la luz. Como consecuencia, se espera que los aceites obtenidos tengan una alta calidad.

Índice de peróxido

Tabla 20

Valores del índice de peróxido de los aceites de granadilla, sandía y mora

Aceite	Masa de ensayo (m) [g]	V tiosulfato de sodio [ml]	PV [<i>meq</i> O ₂ /kg]	Datos bibliográficos		
				Mét. Obt. Aceite	PV [<i>meq</i> O ₂ /kg]	Fuente
Granadilla	5,018	9,30	6,499	PC	6,662	(Torres & Castillo, 2018)
Sandía	5,030	6,70	4,651	PC	4.0 ± 0.22	(Ouassor et al., 2020)
Mora	5,053	5,00	3,437	SE	4.23 ± 0.34	(Matei et al., 2023)

En la tabla 20 se presenta los valores del índice de peróxido de los aceites de granadilla, sandía y mora.

Para la granadilla y sandía, los índices de peróxido, según los datos bibliográficos, muestran similitudes y además presentan niveles bajos. Además, es importante destacar estos aceites son obtenidos mediante el proceso de prensado en frío.

Por otro lado, el aceite de mora muestra un valor bajo de 3,437 meq O₂/kg en comparación con el valor de 4.23 ± 0.34 meq O₂/kg reportado por (Matei et al., 2023). No obstante, es importante considerar que el método de extracción del aceite fue distinto.

Caracterización por espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

Figura 25

Espectro FTIR del aceite de semillas de mora

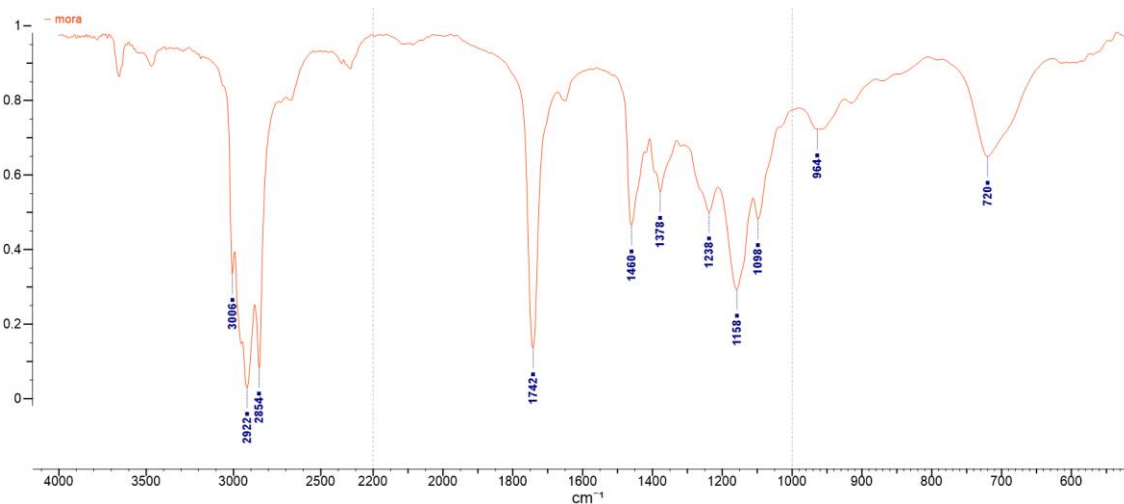


Figura 26

Espectro FTIR del aceite de semillas de la granadilla, ovo, mango y mora

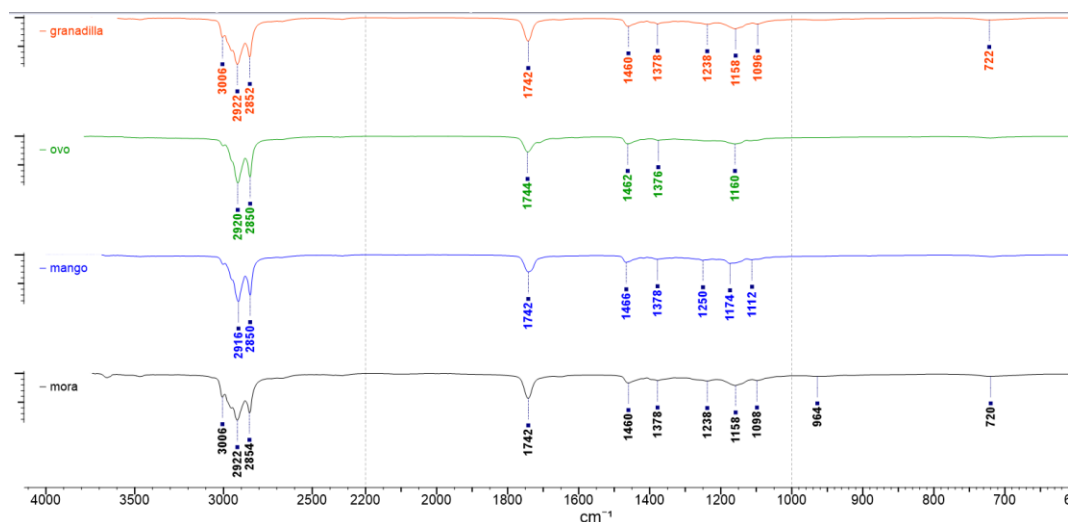


Tabla 21

Picos de absorción característicos de espectro FTIR de aceites

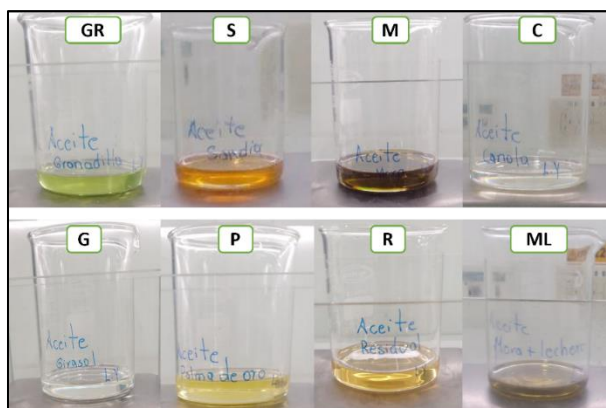
Grupo funcional	Rango de banda [cm^{-1}]	Descripción
R-CH ₂ -R	2936-2915	Ocurre un estiramiento fuera de fase muy fuerte
R-CH ₂ -R	2865-2833	Ocurre un estiramiento dentro de fase muy fuerte
R-CH ₃	1470-1440	Ocurre un enlace de flexión fuera de fase medio fuerte
R-CH ₃	1380-1370	Ocurre un enlace de flexión medio dentro de fase
(CH ₂)>3	726-720	Ocurre una vibración torsional media dentro de fase
R-CO-O-R	1750-1735	Ocurre un estiramiento fuerte en el grupo CO

En la tabla 21 se presenta el rango de los picos más característicos presentes en los aceites vegetales. En la zona de absorción $2936\text{-}2833\text{ cm}^{-1}$ presenta dos tipos intensos que corresponden a bandas de estiramiento del grupo R-CH₂-R, mientras que los correspondientes a $1470\text{-}1370\text{ cm}^{-1}$ a banda de enlace de flexión del grupo R-CH₃. Por otro lado, se observan picos entre $1750\text{-}1735\text{ cm}^{-1}$ debido al estiramiento del grupo carbonilo.

Obtención del copolímero

Figura 27

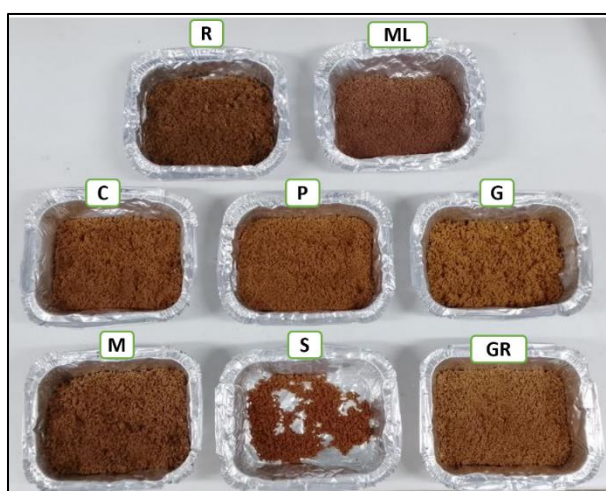
Aceites vegetales utilizados para la obtención de copolímero



Nota. Aceites de: Canola (C), Girasol (G), Granadilla (GR), Mora (M), Mora-Lechero (ML), Palma (P), Residual (R) y Sandía (S).

Figura 28

Copolímeros de distintos aceites vegetales



Nota. Copolímeros de aceites de: Canola (C), Girasol (G), Granadilla (GR), Mora (M), Mora-Lechero (ML), Palma (P), Residual (R) y Sandía (S).

En la figura 32, se puede observar los copolímeros de diversos aceites vegetales. Cada uno muestra una ligera variación de color según el tono del aceite utilizado. Los copolímeros de granadilla (GR) y girasol (G) exhiben colores más claros, como se puede apreciar en la figura, mientras que los de residual (R), mora (M) y sandía (S) son más intensamente café-rojizo.

Pruebas de absorción de copolímero

Figura 29

Pruebas de absorción de copolímeros de petróleo en agua

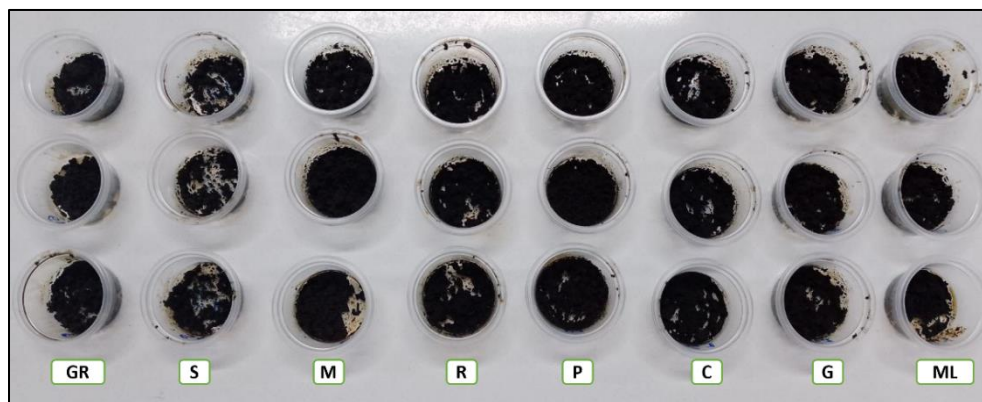


Figura 30

Prueba de absorción del copolímero de petróleo en agua

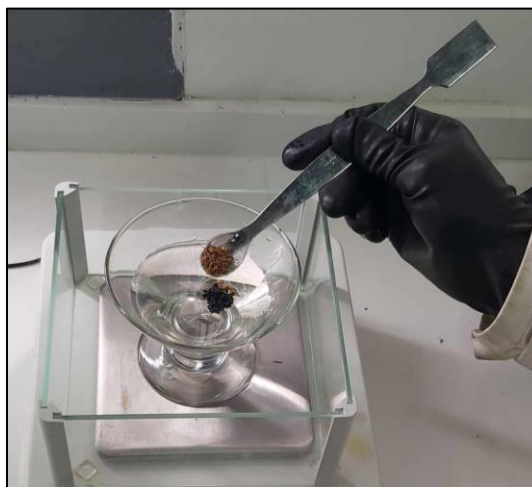


Tabla 22

Absorción de copolímeros: solo en petróleo y de petróleo en agua

Copolímero	Solo Petróleo			Petróleo en agua		
	M. Petróleo [g]	M. Copolímero [g]	M. Copolímero/M. Petróleo	M. Petróleo [g]	M. Copolímero [g]	M. Copolímero/M. Petróleo
C	1,007	0,870	0,86	0,230	0,219	0,95
G	1,017	1,140	1,12	0,227	0,261	1,15
GR	1,340	1,327	0,99	0,231	0,169	0,73
M	1,337	1,547	1,16	0,063	0,072	1,14
ML	1,010	0,683	0,68	0,133	0,075	0,56
P	1,017	1,090	1,07	0,099	0,090	0,90
R	1,020	1,113	1,09	0,143	0,118	0,83
S	0,507	0,530	1,05	0,097	0,089	0,91

Nota. Pruebas de absorción de petróleo con los copolímeros de: Canola (C), Girasol (G), Granadilla (GR), Mora (M), Mora-Lechero (ML), Palma (P), Residual (R) y Sandía (S).

Los resultados obtenidos revelan que la mayoría de los copolímeros tienen una relación de M. Copolímero/M. Petróleo cercanas a 1. Cuando la relación supera 1, indica que se requiere más de un gramo de copolímero para absorber un gramo de petróleo (absorción menos eficiente), mientras que relaciones inferiores a 1 indican que se requiere una cantidad menor a un gramo de copolímero por cada gramo de petróleo absorbido (buena absorción).

En relación con la absorción exclusiva de solo petróleo, los copolímeros C, GR, ML, tienen una relación inferior a 1. Sin embargo, el copolímero ML exhibe mayor absorción de petróleo. Por otro lado, los copolímeros G, M, P, R y S muestran relaciones superiores a 1.

En el caso de la prueba de absorción del petróleo en agua, se observa un aumento leve de absorción. Los copolímeros C, GR, ML, P, R y S muestran una relación M. Polímero/M. Petróleo inferiores a 1. No obstante, el copolímero ML mostró una mejor capacidad de absorción. En contraste, los copolímeros G y M revelan relaciones cercanas entre sí y superiores a 1 en ambas pruebas.

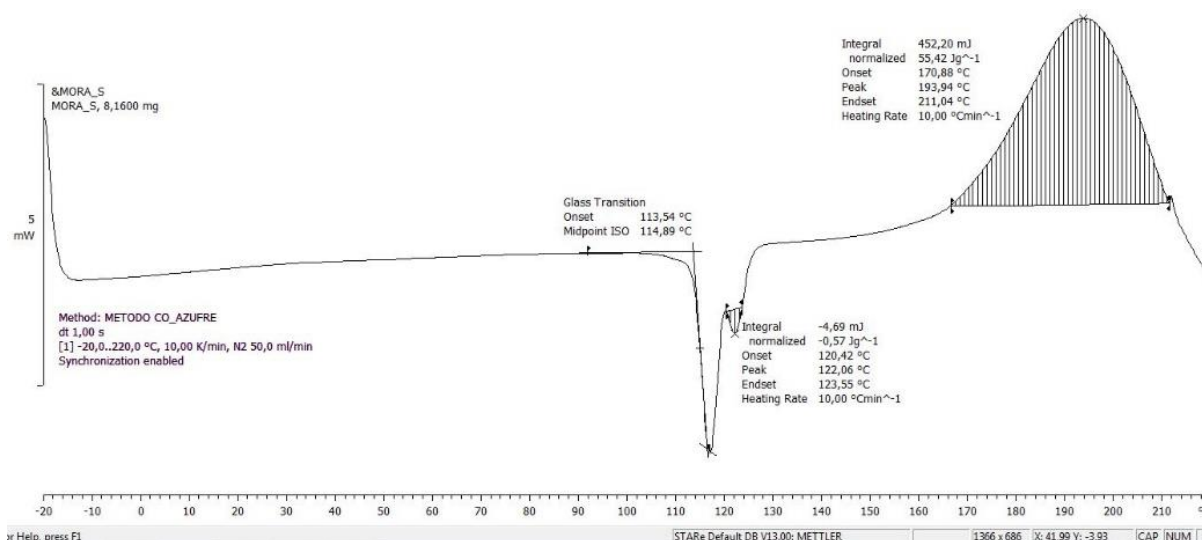
Considerando la variabilidad dentro de un mismo copolímero, se ha observado que, en el caso del copolímero ML, las relaciones difieren en 0,12 g entre diferentes pruebas, siendo más efectiva la capacidad de absorción de petróleo en agua, y además la relación M. Copolímero/M. Petróleo tienen valores de 0,68 y 0,56 en las pruebas de solo petróleo y de petróleo en agua, respectivamente. Estos valores son muy cercanos al 0,5 reportados por (Worthington et al., 2018). Por otro lado, los copolímeros G y M muestran las menores capacidades de absorción en ambas pruebas.

Análisis del copolímero con la técnica Calorimétrica Diferencial de Barrido

Es técnica se utiliza para determinar los cambios físicos y químicos que experimenta una muestra cuando es sometida a cambios de temperatura. A continuación, se presenta los resultados obtenidos de los copolímeros de la mora, seleccionados por su potencial como materia prima prometedora y de fácil obtención del aceite; de canola, elegido debido a la disponibilidad de información con la cual se basó para sintetizar el copolímero; y el copolímero derivado del aceite residual, utilizado por su viable y fácil accesibilidad como materia prima.

Figura 31

Termograma de DSC del copolímero de mora

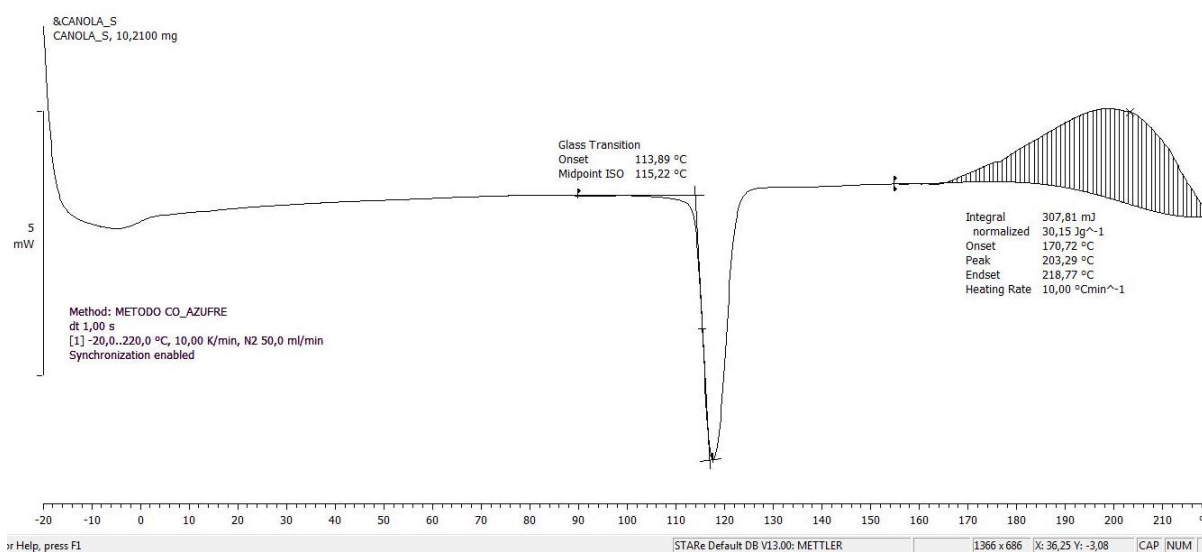


La curva DSC del copolímero de mora revela una temperatura de transición vítrea (T_g) de 114,89 °C, la temperatura de fusión de 122,06 °C. Esta última temperatura corresponde al punto donde el azufre elemental se abre para formar homopolímeros de cadenas lineales, siendo esta temperatura de 119,6 °C. Además, se observa un valor de ΔH de -4,69 mJ.

Entre las temperaturas de 170,88 °C y 211,04 °C, ocurre una disminución de la viscosidad con un cambio energético de 452,20 mJ, con un valor máximo en la temperatura de 193,94 °C (Lhotarm Fernández, 2000). En resumen, podemos inferir que la combinación del azufre con los triglicéridos del aceite otorga al copolímero las propiedades térmicas del azufre.

Figura 32

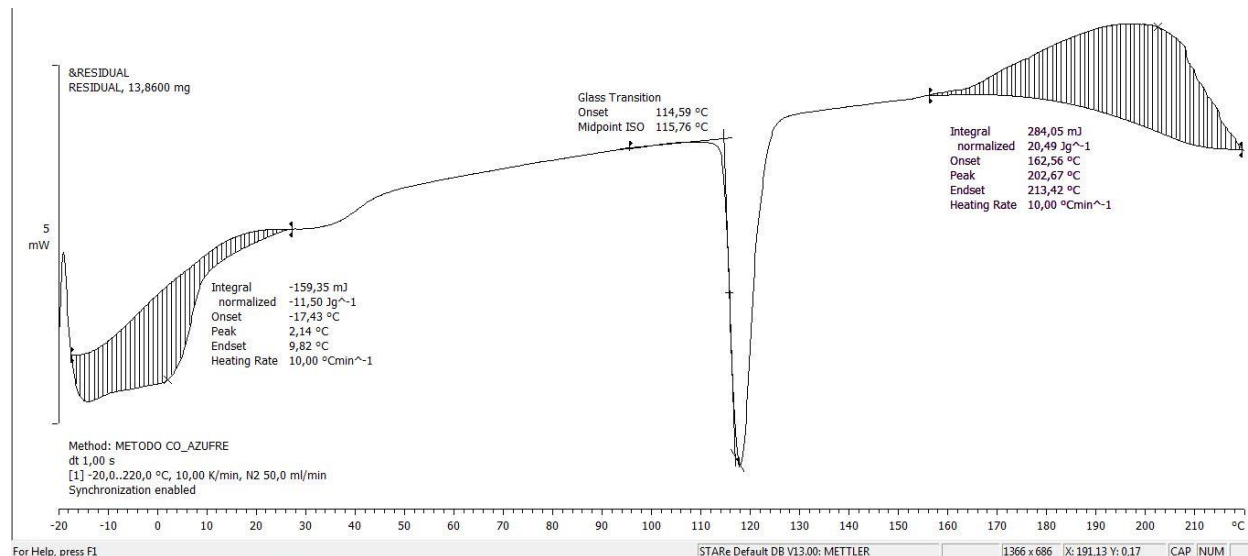
Termograma de DSC del copolímero de canola



La curva DSC del copolímero de canola revela una temperatura de transición vítrea (T_g) de 115,11 °C, que representa el punto en el cual el azufre elemental realiza un cambio de estado sólido a líquido. Además, se destaca la presencia de un pico exotérmico, cuya intensidad máxima alcanza a una temperatura de 203,29 °C, junto a un valor de ΔH de 307,81 mJ.

Figura 33

Termograma de DSC del copolímero de aceite residual



La curva DSC del copolímero obtenido a partir del aceite residual (palma) revela una temperatura de transición vítrea (T_g) de 115,76 °C y se observa un pico endotérmico a la temperatura de 2,14 °C con un valor de ΔH de -159,35 mJ. Además, de un pico exotérmico cuyo valor máximo se encuentra la temperatura de 202,67 °C, esta temperatura corresponde al punto donde el azufre elemental disminuye su viscosidad con un valor de ΔH de 284,05 mJ (Lhotarm Fernández, 2000).

Capítulo V

Conclusiones y Recomendaciones

Conclusiones

- Se logró extraer el aceite mediante el método de prensado en frío únicamente de las semillas de granadilla, sandía y mora. En contraste, las semillas de mango y ovo demandaron la implementación de un método de extracción más eficiente para obtener su aceite.
- Durante el procedimiento de extracción de aceites, se observaron rendimientos superiores al 10% en las semillas de las frutas ovo, mango y mora. Entre estas opciones, las semillas de mora se destacan como una fuente prometedora y de fácil acceso para obtener la materia prima necesaria para la extracción de su aceite.
- La cromatografía de gases reveló que los aceites de granadilla, sandía y mora están compuestos por ácidos grasos saturados y mayoritariamente por ácidos grasos poliinsaturados, esta información se pudo corroborar con el alto índice de yodo de obtenido para cada uno de los aceites, además los valores altos de dichas pruebas revelan su factibilidad para formar reacciones químicas útiles en un proceso industrial.
- Los ensayos de peróxido, rancidez y acidez muestran valores permisibles en el Codex alimentario, sin embargo, el aceite de granadilla presenta un valor de índice de peróxido más alto de con 6,499 meq O_2 /kg por lo que es un aceite que se oxida con facilidad cuando este es expuesto al ambiente y debería se cuidadosamente almacenado para evitar que su vida útil se disminuya.
- Mediante el proceso de vulcanización inversa, se logró obtener un copolímero hidrofóbico y de baja densidad. Además, demostró tener la capacidad de absorber una cantidad de petróleo equivalente a su propio peso.

Recomendaciones

- Es necesario secar las semillas hasta que su contenido de humedad sea igual o inferior al 10 %. Dado que durante el almacenamiento existe la posibilidad del crecimiento de hongos, lo que podría provocar su descomposición, afectando la calidad, así como la vida útil del aceite.
- Al determinar el contenido de humedad en los aceites, es importante que no se exponga a la temperatura de 105 °C más tiempo de lo establecido para evitar cualquier modificación de la muestra, ya sea por oxidación o por polimerización. Estos cambios podrían aumentar la masa de la muestra y provocar imprecisión en las mediciones.
- Realizar pruebas de absorción utilizando los copolímeros en recipientes más grandes o zonas donde se haya producido derrames de petróleo, midiendo además el pH antes y después de la recolección del petróleo derramado.
- Realizar pruebas de Espectroscopia de Resonancia Magnética Nuclear en el copolímero con el objetivo de determinar la cantidad de reactivos no reaccionados y la presencia de sal no ha sido completamente eliminada durante el lavado. Además, llevar a cabo pruebas de Microscopia Electrónica de Barrido (SEM) para analizar la porosidad, tamaño y distribución de los poros presentes en los copolímeros.

Bibliografía

Abidi, N. (2021). *FTIR Microspectroscopy*. Springer International Publishing.

<https://doi.org/10.1007/978-3-030-84426-4>

Abreu, D. J. M., Carvalho, E. E. N., Vilas Boas, E. V. B., Asquieri, E. R., & Damiani, C. (2022).

Ultrasound-assisted extraction of red mombin seed oil (*Spondias purpurea* L.): phenolic profile, fatty acid profile and chemical characterization of the cake, residue from the oil extraction. *Grasas y Aceites*, 73(1), e451. <https://doi.org/10.3989/gya.0110211>

AGRO. (2023). *Capacítate-cultivo y producción del mango*. Agroservicios y Asociados.

<https://www.agrosea.com.ec/capacitate-mango.html>

Alvarado, R., Posso Zumárraga, M., & Posso López, M. (2018). El crecimiento poblacional y los bienes de propiedad común. *Noviembre 2018*.

<https://revistadigital.uce.edu.ec/index.php/ECONOMIA/article/view/2047/1911>

Alvarez, A., & Bosquez, J. (2023). *“Estudio de las características fisicoquímicas y compuestos contaminantes del aceite de semilla de guanábana (*Annona muricata*) considerando distintos estados fisiológicos y métodos de extracción* (Vol. 4, Número 1) [Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE]. <http://repositorio.espe.edu.ec/handle/21000/35987>

Alvarez, J. (2018). *Obtención de una base lubricante para uso automotor aplicando los principios de la química verde*. [Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE].

<http://repositorio.espe.edu.ec/handle/21000/14188>

Andasuryani, Ifmalinda, Derosya, V., & Syukri, D. (2020). The Effect of Moisture on the Yield of Sweet Passion Fruit (*Passiflora ligularis* Juss cv. Gumanti) Seed Oil from Indonesia by Mechanical Extraction. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 515(1), 012021. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/515/1/012021>

- Averos, E. (2020). "Situación actual de la comercialización del cultivo de Sandía (*Citrullus lamatus L.*), en el cantón Babahoyo, Provincia de Los Ríos. Universidad Técnica de Babahoyo.
- Baquero, M., & Lucio, A. (2010). La Agroindustria ecuatoriana: un sector importante que requiere de una ley que promueva su desarrollo. *La Granja*, 11(1), 44-46.
<http://leyagroindustriaecuador.blogspot.com>
- Boyd, D. A. (2016). Sulfur and Its Role In Modern Materials Science. *Angewandte Chemie International Edition*, 55(50), 15486-15502. <https://doi.org/10.1002/anie.201604615>
- Braun, D., Cherdron, H., Rehahn, M., Ritter, H., & Voit, B. (2013). *Polymer Synthesis: Theory and Practice*. Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-28980-4>
- Bravo, E. (2014). *La biodiversidad en el Ecuador* (U. P. Salesiana (Ed.)). ABYA YALA.
- Cadena, A. C. (2019). *Caracterización In Situ de la variabilidad morfológica del cultivo de ovo (*Spondia Purpurea L.*) en la provincia de Imbabura* [Universidad Técnica del Norte].
[http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/9861/2/03 AGP 250 TRABAJO GRADO.pdf](http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/9861/2/03%20AGP%20250%20TRABAJO%20GRADO.pdf)
- Ceron, A. F., Oswaldo, O. M., & Andres, H. B. (2012). Identification of fatty acids contained in the oils extracted from seeds of three different species of fruit. En *Acta Agronomica* (Vol. 61, Número 2, pp. 126-132).
- Cert, A., Moreda, W., & Pérez-Camino, M. C. (2000). Methods of preparation of fatty acid methyl esters (FAME). Statistical assessment of the precision characteristics from a collaborative trial. *Grasas y Aceites*, 51(6). <https://doi.org/10.3989/gya.2000.v51.i6.464>
- Cevallos, L. (2020). Manejo agronómico del cultivo de mora de castilla (*Rubus glaucus*). *Tesis*

previa a la obtención del grado de Tecnólogo agrícola. Universidad Agraria del Ecuador.,
60. http://www.uagraría.edu.ec/carrera_medicina_veterinaria.php

Chacón, L. (2017). *Estudio de los parámetros de reacción para la producción de biodiesel en condiciones no convencionales a partir de aceite de palma* [Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE]. <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/13302/1/T-ESPEL-IPE-0002.pdf>

Chuncho, G. A., Chuncho, V. C. G., & Aguirre, Z. H. (2019). Anatomía y Morfología Vegetal. En *Arqueología Mexicana* (Número 57). Ediloja Cia. Ltda.
<https://doi.org/10.2307/j.ctvkwnpdk.42>

Chung, W. J., Griebel, J. J., Kim, E. T., Yoon, H., Simmonds, A. G., Ji, H. J., Dirlam, P. T., Glass, R. S., Wie, J. J., Nguyen, N. A., Guralnick, B. W., Park, J., Somogyi, Á., Theato, P., Mackay, M. E., Sung, Y.-E., Char, K., & Pyun, J. (2013). The use of elemental sulfur as an alternative feedstock for polymeric materials. *Nature Chemistry*, 5(6), 518-524.
<https://doi.org/10.1038/nchem.1624>

Crawford, H. (2017). *Manual de manejo agronómico para cultivo de sandía (Citrullus lanatus)*. 92.
https://bibliotecadigital.ciren.cl/bitstream/handle/20.500.13082/31534/INIA_Libro_0059.pdf?sequence=1&isAllowed=y

de Almeida, C. L. F., Brito, S. A., de Santana, T. I., Costa, H. B. A., de Carvalho Júnior, C. H. R., da Silva, M. V., de Almeida, L. L., Rolim, L. A., dos Santos, V. L., Wanderley, A. G., & da Silva, T. G. (2017). *Spondias purpurea L. (Anacardiaceae): Antioxidant and Antiulcer Activities of the Leaf Hexane Extract*. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2017, 1-14. <https://doi.org/10.1155/2017/6593073>

Dieta Y Nutrición. (2023). *Información nutricional de la Sandía, calorías, composición y tabla de valores nutricionales*. .

Eke, R., Ejiofor, E., Oyedemi, S., Onoja, S., & Omeh, N. (2021). Evaluation of nutritional composition of *Citrullus lanatus* Linn. (watermelon) seed and biochemical assessment of the seed oil in rats. *Journal of Food Biochemistry*, 45(6). <https://doi.org/10.1111/jfbc.13763>

El Comercio. (2010). *3 tipos de sandías para esta época*.

<https://www.elcomercio.com/actualidad/negocios/tipos-sandias-epoca.html#:~:text=En el país se siembran,Gray%2C American Sweet y Quetzali>.

Eslava, L., & Fajardo, E. (2020). *Obtención de un aceite esencial a partir de mango utilizando el método de extracción con solventes*. Fundación Universidad de América.

Espinoza, D. (2021). *Estudio de las Características Fisicoquímicas y Compuestos Contaminantes del Aceite de Sandía (Citrullus lanatus) Considerando Distintas Variedades y Métodos de Extracción* [Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE].
<http://repositorio.espe.edu.ec/handle/21000/25981>

Florin Switzerland. (2023). *Pressing/Cold pressing*. <https://www.florin-ag.ch/processing.html>

Fontanel, D. (2013). Unsaponifiable Matter in Plant Seed Oils. En *Unsaponifiable Matter in Plant Seed Oils* (Vol. 9783642357). Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-35710-7>

Franz, C., & Novak, J. (2020). *Handbook of essential oils. Science, Technology and Applications*. CRC Press.

Gaona-Gonzaga, P., Vásquez-Rojas, L., Aguayo-Pacas, S., Viera-Arroyo, W., Viteri-Díaz, P., Sotomayor-Correa, A., Medina-Rivera, L., Mejía-Bonilla, P., & Cartagena-Ayala, Y. (2020).

Response of sweet passion fruit (*Passiflora ligularis* Juss) cultivar “Colombiana” to the supply of nitrogen and potassium through fertirrigation. *Manglar*, 17(1), 75-82.

<https://doi.org/10.17268/manglar.2020.012>

Garabiza, B., Prudente, E. A., & Quinde, K. N. (2021). La aplicación del modelo de economía circular en Ecuador: Estudio de caso. *Espacios*, 42(02), 222-237.

<https://doi.org/10.48082/espacios-a21v42n02p17>

García, D., Vilorio, A., Belén, D., & MorenoÁlvarez, M. J. (2003). Características físico-químicas y composición de ácidos grasos del aceite crudo extraído de residuos de mora (*Rubus glaucus* Benth). *Grasas y Aceites*, 54(3), 259-263.

Gary, C. (2009). *Química analítica* (Sexta Edic). Limusa.

GBIF. (2023a). *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai. Matsum., Nakai. (1920). En: Cat. Sem. Spor. H. B. Univ. Tokyo 1920: 30, Nom. Cons.

<https://www.gbif.org/es/species/2874621>

GBIF. (2023b). *Mangifera indica* L. <https://www.gbif.org/es/species/3190638%0A%0A>

GBIF. (2023c). *Passiflora ligularis* A.Juss.. <https://www.gbif.org/es/species/2874198%0A%0A>

GBIF. (2023d). *Rubus glaucus* Benth. Benth. (1850). En: Pl. Hartw. 173.

<https://www.gbif.org/es/species/2989746>

GBIF, I. M. de I. en B. (2023e). *Spondias purpurea* L. L. (1762). En: Sp. Pl. Ed. II. 613.

<https://www.gbif.org/species/3190598>

Giuffré, A. M. (2007). Chemical composition of purple passion fruit (*Passiflora edulis* Sims var. *edulis*) seed oil. *Rivista Italiana delle Sostanze Grasse*, 84(2), 87-93.

Gnanasekaran, D., & Chavidi, V. P. (2018). *Vegetable Oil based Bio-lubricants and Transformer*

- Fluids*. Springer Singapore. <https://doi.org/10.1007/978-981-10-4870-8>
- Gurjar, H. R., & Raj, J. D. (2022). Extraction of Mango Kernel (*Magnifera indica*) Oil. *Asian Journal of Dairy and Food Research*, Of. <https://doi.org/10.18805/ajdfr.DR-1855>
- Hashemi, S. M. B., Khaneghah, A. M., & de Souza Sant'Ana, A. (Eds.). (2017). *Essential oils in food processing: chemistry, safety and applications*. John Wiley & Sons.
- Hidalgo, G. (2015). Evaluación de láminas de riego en el rendimiento del cultivo de sandía (*Citrullus lanatus* t.) híbrido Royal Charleston en la parroquia Manglaralto, provincia de Santa Elena. En *Repositorio DSPACE* (Número ESTUDIO SOCIOECONÓMICO DE LA GANADERÍA CAPRINA(*Capra hircus*) EN LA ZONA NORTE DE LA PARROQUIA COLONCHE, CANTÓN SANTA ELENA). Universidad Estatal Península de Santa Elena.
- Hiwot, T. (2018). Mango (*Magnifera indica*) seed oil grown in Dilla town as potential raw material for biodiesel production using NaOH-a homogeneous catalyst. *Chemistry International*, 4(4), 198-205.
- INCAP-SECAC. (2017). *Los frutos de la identidad: El libro de las frutas de Centroamérica y República Dominicana* (Segunda). Editorial Norma. <http://bvssan.incap.int/local/D/DCE-190.pdf>
- ISO 3596:2000(E). (2000). Animal and vegetable fats and oils. Determination of unsaponifiable matter. Method using diethyl ether extraction. *Internacional Organization for Standardization*.
- ISO 3657:2020(E). (2020). Animal and vegetable fats and oils. Determination of saponification value. *Internacional Organization for Standardization*.
- ISO 3960:2017(E). (2017). *Animal and vegetable fats and oils - Determination of peroxide value*

- Iodometric (visual) endpoint determination.

ISO 6320:2017(E). (2017). Animal and vegetable fats and oils. Determination of refractive index.

Internacional Organization for Standardization.

ISO 660:2020(E). (2020). Animal and vegetable fats and oils. Determination of acid value and acidity. *Internacional Organization for Standardization.*

ISO 661:2003(E). (2003). Animal and vegetable fats and oils. Preparation of test sample.

Internacional Organization for Standardization.

ISO 662:2016(E). (2016). Animal and vegetable fats and oils. Determination of moisture and volatile matter content. *Internacional Organization for Standardization.*

Karplan, D. (2022). *Kaplan's Principles of Plants Morphology* (C. Speacht (Ed.)). CRC Press.

Kobayashi, S., Kondo, T., Rojas-Ramírez, D. A., & Kobayashi, N. (2023). *Verduras y frutas para todos: Enciclopedia didáctica y visual*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Agrosavia). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.nbook.7406368>

Koltzenburg, S., Maskos, M., & Nuyken, O. (2017). *Polymer chemistry*. Springer.

Kozioł, M. J., & Macía, M. J. (1998). Chemical composition, nutritional evaluation, and economic prospects of *Spondias purpurea* (Anacardiaceae). *Economic Botany*, 52(4), 373-380.

<https://doi.org/10.1007/BF02862067>

Krist, S. (2020). *Vegetable Fats and Oils*. Springer International Publishing.

<https://doi.org/10.1007/978-3-030-30314-3>

Lhotarm Fernández. (2000). *Química inorgánica*. Editorial Ariel, S.A.

Luna, M. (2019). *Proyecto de factibilidad para la exportación de granadilla en estado natural (fresca) al mercado canadiense*. Universidad Tecnológica Equinoccial.

- Matei, P. L., Deleanu, I., Brezoiu, A. M., Chira, N. A., Busuioc, C., Isopencu, G., Cîlțea-Udrescu, M., Alexandrescu, E., & Stoica-Guzun, A. (2023). Ultrasound-Assisted Extraction of Blackberry Seed Oil: Optimization and Oil Characterization. *Molecules*, 28(6), 2486. <https://doi.org/10.3390/molecules28062486>
- Mauseth, J. D. (2014). Flower an reproduction. En *Botany: an introduction to plant biology*. (5 th Ed., pp. 215-217). Jones & Bartlett Publishers.
- Mettler Toledo. (2011). Analizador de Humedad HB43-S. En *Business*. https://www.mt.com/mt_ext_files/Editorial/Generic/6/hb43-s_datasheet_2_Editorial-Generic_1175196965571_files/11795877_HB43-S_Moisture_Analyzer_Datasheet_ES.pdf
- Ministerio de Agricultura y Ganadería. (2020). *Ecuador es el país socio de la FRUIT LOGISTICA 2020*. . Agricultura.gob.ec. [https://www.agricultura.gob.ec/ecuador-es-el-pais-socio-de-la-fruit-logistica-2020/#:~:text=Durante el mismo periodo%2C las,y mangos \(60 toneladas\)](https://www.agricultura.gob.ec/ecuador-es-el-pais-socio-de-la-fruit-logistica-2020/#:~:text=Durante el mismo periodo%2C las,y mangos (60 toneladas)).
- Mirpoor, S. F., Giosafatto, C. V. L., & Porta, R. (2021). Biorefining of seed oil cakes as industrial co-streams for production of innovative bioplastics. A review. *Trends in Food Science & Technology*, 109, 259-270. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.01.014>
- Navarrete, J. (2017). *Estudio de la producción y comercialización de granadilla (Passiflora ligularis) en la provincia de Imbabra*. Universidad Técnica del Norte.
- Nde, D., & Foncha, A. (2020). Optimization Methods for the Extraction of Vegetable Oils: A Review. *Processes*, 8(2), 209. <https://doi.org/10.3390/pr8020209>
- Negash, Y. A., Amare, D. E., Bitew, B. D., & Dagne, H. (2019). Assessment of quality of edible vegetable oils accessed in Gondar City, Northwest Ethiopia. *BMC Research Notes*, 12(1), 793. <https://doi.org/10.1186/s13104-019-4831-x>

NTE INEN 0035. (2012). Grasas y aceites comestibles. Determinación de la densidad relativa.

Instituto Ecuatoriano de Normalización (INEN).

NTE INEN 0037. (1973). Grasas y aceites comestibles. Determinación del índice de yodo.

Instituto Ecuatoriano de Normalización (INEN).

NTE INEN 0041. (1973). Determinación de la materia insaponificable. Grasas y aceites comestibles. *Instituto Ecuatoriano de Normalización (INEN)*, 3, 7.

<https://idoc.pub/documents/determinacion-de-la-materia-insaponificable-pd49pow231n9>

NTE INEN 0045. (1973). Grasas y Aceites Comestibles. Ensayo de Rancidez. *Instituto Ecuatoriano de Normalización (INEN)*, 3, 1-5.

Ouassor, I., Aqil, Y., Belmaghraoui, W., & El Hajjaji, S. (2020). Characterization of two Moroccan watermelon seeds oil varieties by three different extraction methods. *OCL*, 27, 13. <https://doi.org/10.1051/ocl/2020010>

Padinjakkara, A., Thankappan, A., Souza Jr, F. G., & Thomas, S. (Eds.). (2018). *Biopolymers and Biomaterials*. CRC Press.

Paspuel, L. (2002). *La Conservación y uso sustentable de la biodiversidad en el Ecuador* [Instituto de Altos Estudios Nacionales].

http://repositorio.iaen.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/24000/3845/TESIS_RICAURTE_2016_FINAL.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Pino, A. (2020). *Química verde*. Ediciones UNL.

Poornima, D., Shankar, S., Suresh Kumar, K., Hanumantharaju, K. N., Kumar, S., & Ramya, H. N. (2019). Influence of moisture content and temperature on mechanical extraction of oil from watermelon (*Citrullus lanatus*) seeds. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*,

8(4), 275-279.

Quevedo, T. (2013). Agroindustria y concentración de la propiedad de la tierra. *Agroindustria y concentración de la propiedad de la tierra.*, 10-40.

<https://scholar.archive.org/work/2sxn6gbcn5cw5gnto4vwgfhgni/access/wayback/https://revistas.unica.edu.pe/index.php/vanguardia/article/download/210/278>

Ramírez Campos, M. A. (2018). El uso de pesticidas en la agricultura y su desorden ambiental. *Revista Enfermería la Vanguardia*, 6(2), 40-47.

<https://scholar.archive.org/work/2sxn6gbcn5cw5gnto4vwgfhgni/access/wayback/https://revistas.unica.edu.pe/index.php/vanguardia/article/download/210/278>

Realpe, M. (2020). *Efecto de dos niveles de N y K con fertirriego en el rendimiento de la granadilla (Passiflora ligularis Juss.) Fase I.* 1-94.

<http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/21463>

Reina, V. J. (2017). *Estudio del Manejo Postcosecha y Conservación del Ovo Spondias Purpurea en dos tipos de empaque* [Universidad Técnica del Norte].

[http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/6043/1/03 EIA 421 TRABAJO DE GRADO.pdf](http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/6043/1/03%20EIA%20421%20TRABAJO%20DE%20GRADO.pdf)

Rezig, L., Chouaibi, M., Msaada, K., & Hamdi, S. (2020). Cold pressed Citrullus lanatus seed oil. En *Cold Pressed Oils* (pp. 625-636). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818188-1.00055-4>

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>

Romoleroux, K., Bastidas-León, E., & Espinel-Ortiz, D. (2018). *Guía de Moras del Ecuador.*

Quito: Publicaciones del Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador.

http://www.uagraria.edu.ec/carrera_medicina_veterinaria.php

Ruiz, D. (2015). *La parroquia Ambuquí es considerada la tierra de los ovos.*

<https://www.eltelegrafo.com.ec/noticias/regional/1/la-parroquia-ambuqui-es-considerada-la-tierra-de-los-ovos>

Sani, S., Kaisan, M. U., Kulla, D. M., Obi, A. I., Jibrin, A., & Ashok, B. (2018). Determination of physico chemical properties of biodiesel from Citrullus lanatus seeds oil and diesel blends. *Industrial Crops and Products*, 122, 702-708. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.06.002>

Santos, M. T., Armendáriz, B. P., Arroyo, J. C., & Moreno, Y. M. (2013). Obtención de aceite de semilla de mango manila (*Mangifera indica* L.) como una alternativa para aprovechar subproductos agroindustriales en regiones tropicales. *Revista mexicana de agronegocios*, 32, 258-266.

Seymour, R. B., & Charles Jr, E. (2021). *Introducción a la química de los polímeros*. Reverté.

Shipunov, A. (2018). *Introduction to botany*. Lectures notes.

Sistema Integrado de Consulta de Clasificación y Nomenclaturas, (SIN). (2012). *Ficha Técnica de Agricultura*.

https://aplicaciones2.ecuadorencifras.gob.ec/SIN/co_agricola.php?id=01359.00.03

Skoog, D. A., West, D. M., Holler, F. J., & Crouch, S. R. (2015). *Fundamentos de química analítica* (Novena Edición). Cengage Learning.

Sosa-Moguel, O., Pino, J. A., Sauri-Duch, E., & Cuevas-Glory, L. (2018). Characterization of odor-active compounds in three varieties of ciruela (*Spondias purpurea* L.) fruit. *International Journal of Food Properties*, 21(1), 1008-1016.

<https://doi.org/10.1080/10942912.2018.1479858>

Sovová, H., & Stateva, R. P. (2011). Supercritical fluid extraction from vegetable materials.

Reviews in Chemical Engineering, 27(3-4). <https://doi.org/10.1515/REVCE.2011.002>

Teye, E., Amuah, C. L. Y., Yeh, T.-S., & Nyorkeh, R. (2023). Nondestructive Detection of Moisture Content in Palm Oil by Using Portable Vibrational Spectroscopy and Optimal Prediction Algorithms. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*, 2023, 1-8.

<https://doi.org/10.1155/2023/3364720>

Torres, A., & Castillo, W. (2018). Extracción y caracterización de aceite a partir de semilla de granadilla (*Passiflora ligularis*) obtenido por prensado en frío y solvente orgánico .

Extraction and characterization of oil from granadilla (*Passiflora ligularis*) seed obtained by cold pre. *INGnosis.*, 4(1), 29-40. file:///C:/Users/bsvei/Downloads/2059-Texto del artículo-6328-1-10-20190619.pdf

Universidad Tecnológica Metropolitana (UTEM). (2020). *La importancia de la agroindustria* .

<https://admission.utem.cl/2020/11/19/la-importancia-de-la-agroindustria/>

Vargas, F., & Zamora, H. (2023). *Extracción de aceite de semilla de mora castilla (rubus glaucus benth) y evaluación de sus propiedades fisicoquímicas* [Unicersidad de Guayaquil].

[https://repositorio.ufsc.br/xmlui/bitstream/handle/123456789/167638/341506.pdf?sequence=1&isAllowed=y%0Ahttps://repositorio.ufsm.br/bitstream/handle/1/8314/LOEBLEIN%2C LUCINEIA CARLA.pdf?sequence=1&isAllowed=y%0Ahttps://antigo.mdr.gov.br/saneamento/proees](https://repositorio.ufsc.br/xmlui/bitstream/handle/123456789/167638/341506.pdf?sequence=1&isAllowed=y%0Ahttps://repositorio.ufsm.br/bitstream/handle/1/8314/LOEBLEIN%2C%20LUCINEIA%20CARLA.pdf?sequence=1&isAllowed=y%0Ahttps://antigo.mdr.gov.br/saneamento/proees)

Wade. L.G. (2012). *Química Orgánica* (7th Ed., Vol. 1). Pearson. <https://doi.org/10.31692/2358-9728.vcointerpdvl.2018.00138>

Wagemann, K., & Tippkötter, N. (2019). Organosolv Processes. En *Biorefineries* (pp. 153-170).

Springer International Publishing. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-97119-3>

Worthington, M. J. H., Shearer, C. J., Esdaile, L. J., Campbell, J. A., Gibson, C. T., Legg, S. K.,

Yin, Y., Lundquist, N. A., Gascooke, J. R., Albuquerque, I. S., Shapter, J. G., Andersson,

G. G., Lewis, D. A., Bernardes, G. J. L., & Chalker, J. M. (2018). Sustainable Polysulfides

for Oil Spill Remediation: Repurposing Industrial Waste for Environmental Benefit.

Advanced Sustainable Systems, 2(6), 1800024. <https://doi.org/10.1002/adsu.201800024>

Anexos